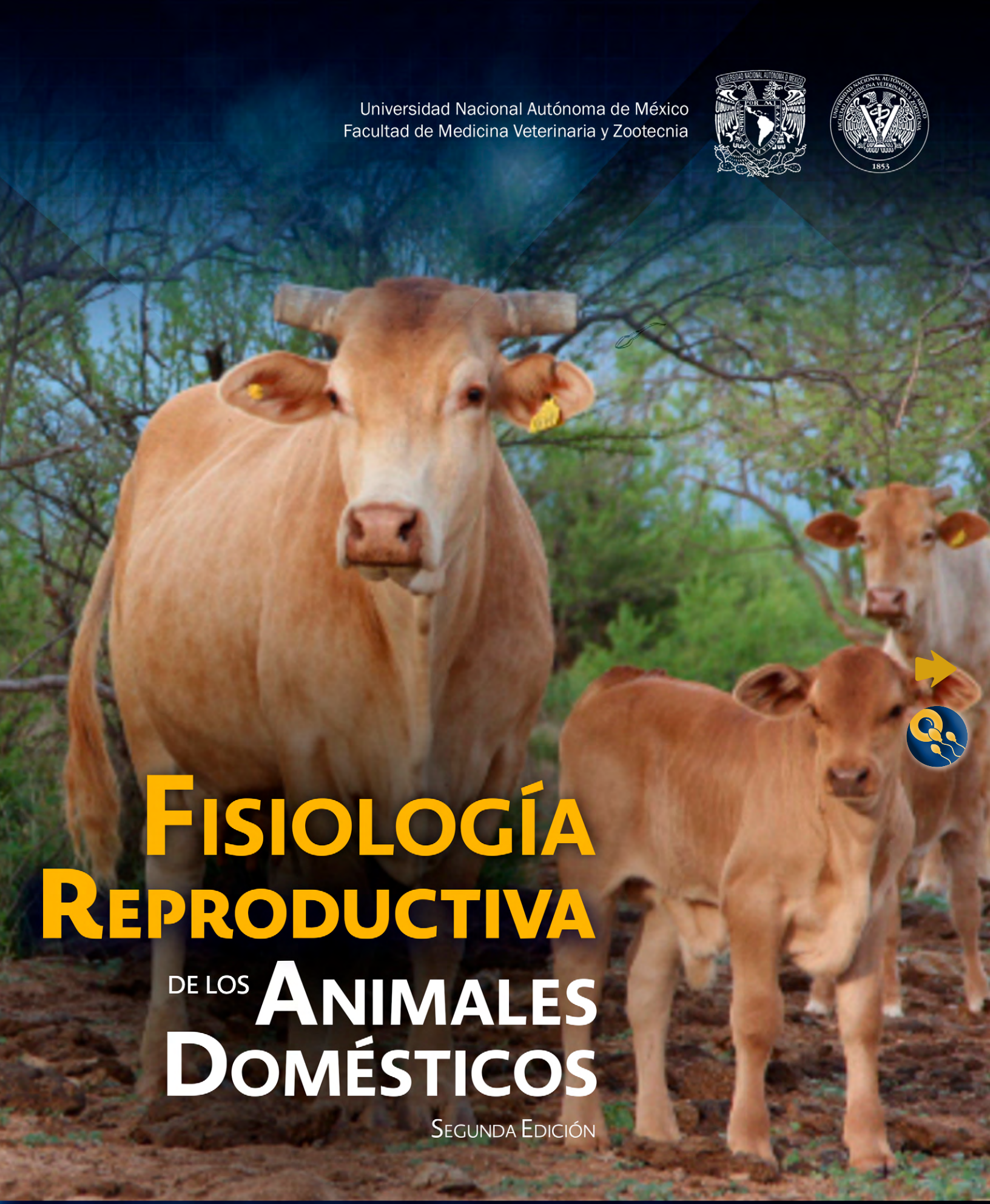
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos

Segunda Edición

Coordinadores
Lucía Rangel Porta ▮ Juan H. Hernández Medrano

Directorio

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Enrique Graue Wiechers
Rector

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas
Secretario General

Mtro. Hugo Alejandro Concha Cantú
Abogado General

Dr. Luis Álvarez-Icaza Longoria
Secretario Administrativo

Dra. Patricia Dolores Dávila Aranda
Secretaria de Desarrollo Institucional

Lic. Raúl Arcenio Aguilar Tamayo
Secretario de Prevención, Atención y Seguridad Universitaria

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Francisco Suárez Güemes
Director

Dr. Jorge Hernández Espinosa
Secretario General

LC Enrique López Martínez
Secretario Administrativo

Dr. José Ángel G. Gutiérrez Pabello
Secretario de Vinculación y Proyectos Especiales

Dr. Carlos G. Gutiérrez Aguilar
Jefa del Departamento de Reproducción

Dr. Enrique Jesús Delgado Suárez
Jefe del Departamento de Publicaciones

MVZ Enrique Basurto Argueta
Jefe del Departamento de Diseño Gráfico y Editorial

Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Fisiología reproductiva de los animales domésticos

Autores:
Myriam Boeta ▮ Alberto Balcázar S. ▮ José Luis Cerbón ▮ Juan H. Hernández Medrano
Joel Hernández Cerón ▮ Rosa María Páramo Ramírez ▮ Antonio I. Porras Almeraya
Lucía Rangel ▮ Brenda Salgado ▮ Javier Valencia ▮ Luis Zarco

Coordinadores: Lucía Rangel y Juan H. Hernández Medrano

Segunda edición, 15 de noviembre de 2023.
Primera edición, 5 de junio de 2018.

DR© 2023, Universidad Nacional Autónoma de México.
Ciudad Universitaria, Coyoacán, 04510, Ciudad de México.

ISBN segunda edición: 978-607-30-8480-2
ISBN primera edición: 978-607-30-0671-2

Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio,
sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales.

Hecho en México.

La publicación de la segunda edición fue autorizada
por el Comité Editorial de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Fotografía de portada: Carlos Gutiérrez Aguilar.
Logotipo del Departamento de Reprodución: Juan Alberto Balcázar Sánchez.

El presente libro comenzó como un proyecto de los profesores de la asignatura de Reproducción Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM, quienes consideramos que nuestros alumnos necesitaban disponer de unos apuntes que estuvieran actualizados, que fueran atractivos y además de fácil comprensión. Con el tiempo, esos apuntes se convirtieron en esta obra que hoy ofrece a los estudiantes de habla hispana un documento que aborda una de las áreas más completas y fascinantes de la medicina y la producción animal.

Nelson Mandela dijo que "....la educación es el arma más poderosa que puedes usar para cambiar el mundo....", con este pensamiento en mente, es un honor poner a la disposición de los estudiantes y los médicos veterinarios un libro que engloba las áreas fundamentales de la reproducción animal, como son la fisiología, las biotecnologías, el control reproductivo, y los manejos generales para las diferentes especies domésticas.

Cuando asumí la responsabilidad como editora y compiladora de esta obra en realidad no imaginaba el reto que tenía por delante. El tiempo invertido, los aprendizajes adquiridos y la entusiasta participación de los colaboradores, han sido de las actividades más gratas y desafiantes que he desempeñado como docente.

La culminación de este libro demuestra la importancia que representa para cada uno de los participantes nuestra labor como académicos de una de las mejores Universidades a nivel nacional e internacional, así como el compromiso que tenemos por brindar a los futuros veterinarios nuestro apoyo, con el único propósito de generar profesionales altamente capacitados para asegurar la salud y la producción animal.

Agradezco a cada uno de los autores su dedicación y compromiso para la escritura de los capítulos que les correspondieron; al Dr. Juan Heberth Hernández Medrano, quien compartió conmigo la revisión inicial de los textos; a la Dra. Arantzatzu Lassala Irueste, por su impecable labor en la revisión técnica de la obra, la cual sin duda contribuyó al enriquecimiento del texto, y me motivó para culminar el largo trabajo realizado; a la Dra. Teresa Sánchez Torres-Esqueda quien realizó una última y muy valiosa revisión técnica; al Doctor en Letras Roberto García Bonilla por la cuidadosa e impecable corrección de estilo, así como por el cuidado de la edición; a los ayudantes Andrea López Ramírez, Angélica Escobedo y José Antonio Solano, por su paciencia y ayuda con el trabajo artístico de las imágenes que complementan el escrito; a la LDCV Rosalinda Meza Contreras, por la formación del libro y toda la ayuda brindada para las correcciones finales, así como al MVZ Enrique Basurto Argueta por las facilidades y el apoyo para la terminación del libro. Por último, doy las gracias a las autoridades de la Facultad y a la Universidad, por el apoyo otorgado.

Dra. Lucía Rangel Porta

Contenido

Capítulo 1 **Anatomía reproductiva** 11
Lucía Rangel

Anatomía del aparato reproductor femenino 12
Anatomía del aparato reproductor masculino 22

Capítulo 2 **Diferenciación sexual** 30
Luis Zarco

Formación inicial de la gónada 32
Sexo cromosómico 33
Diferenciación sexual de los genitales 37
Diferenciación sexual del sistema nervioso 39
Conclusión 41

Capítulo 3 **Gametogénesis** 44
Luis Zarco

Espermatogénesis 46
Ovogénesis y foliculogénesis 52
Diferencias entre espermatogénesis y ovogénesis 59

Capítulo 4 **Endocrinología** 62
Luis Zarco

Hormona 63
El sistema endócrino como un sistema de comunicación 65
Clasificación química de las hormonas 71

Capítulo 5 **Endocrinología de la reproducción** 78
Luis Zarco

Hipotálamo 79
Hipófisis 84
Glándula pineal 87
Hormonas gonadales 87
Hormonas uterinas 91
Hormonas placentarias 91

Capítulo 6 **Pubertad y estacionalidad reproductiva** 93
Javier Valencia

Pubertad 94
Factores que influencian la pubertad 96
Estacionalidad reproductiva 98
Estacionalidad en el macho 101

Capítulo 7 **Ciclo estral** 104
Lucía Rangel

Control endócrino del ciclo estral 105
Frecuencia de presentación de los ciclos estrales 107
Etapas del ciclo estral 109
Duración de los ciclos estrales y particularidades por especie 118
Desarrollo folicular 121
Ovulación 122
Cuerpo lúteo 122
Factores que afectan el ciclo estral 124

Contenido

Capítulo 8 **Comportamiento sexual** 131
Lucía Rangel

Etapas del comportamiento sexual 132
Estimulación sexual 133
Definición del estro 137
Características del estro 137
Factores que pueden modificar la manifestación del estro 138
Duración del estro y su relación con el momento de la ovulación 139
Mecanismos para atraer al macho 140
Conducta sexual en los machos 147
Detección de estros 149

Capítulo 9 **Transporte de gametos, fertilización y segmentación** 159
Javier Valencia

Transporte del ovocito 160
Transporte espermático 161
Capacitación espermática y reacción acrosomal 164
Fusión de membranas 164
Consecuencias de la penetración 164
Desarrollo embrionario 165
Fertilizaciones atípicas 165
Gemelos 168

Capítulo 10 **Establecimiento de la gestación** 171
Juan H. Hernández Medrano

Segmentación y desarrollo embrionario temprano 173
Implantación 175
Reconocimiento materno de la gestación 179
Placentación 181

Capítulo 11 **Endocrinología y diagnóstico de gestación** 188
Juan H. Hernández Medrano

Placenta y transporte de nutrientes 190
Diagnóstico de gestación 194

Capítulo 12 **Parto** 206
Antonio I. Porras Almeraya

Etapas del parto 207
Endocrinología del parto 209
Características del parto en las diferentes especies 214

Capítulo 13 **Distocia** 224
Alberto Balcázar S.

Causas de distocia 225
Historia y evaluación clínica 227
Estática fetal 228
Maniobras obstétricas 230

Capítulo 14 **Puerperio** 235
Joel Hernández Cerón

Involución uterina 236
Inicio de la actividad ovárica posparto (ciclicidad) 237

Capítulo 15 **Examen de la capacidad reproductiva del semental** 245
Antonio I. Porras Almeraya

Examen físico general 246
Examen del aparato reproductor 250
Examen de los órganos genitales internos 256
Evaluación del semen 257
Pruebas de libido y capacidad de servicio 262
Conclusión del examen de la capacidad reproductiva del semental 263

Capítulo 16 **Inseminación artificial** 265
Javier Valencia

Métodos de obtención de semen 266
Evaluación de semen 269
Dilución de semen 275
Criopreservación 276
Descongelamiento 276
Técnica de inseminación artificial 276

Capítulo 17 **Manipulación del ciclo estral** 284
Luis Zarco

Inducción de la actividad reproductiva en animales en anestro 285
Inducción de actividad reproductiva con progestágenos 287
Inducción de la actividad reproductiva con otras hormonas 295
Inducción de la actividad ovárica mediante la manipulación de las señales fisiológicas 295
Sincronización y programación de estros en animales que están ciclando 302

Capítulo 18 **Superovulación y transferencia de embriones** 320
Alberto Balcázar S.
Myriam Boeta

Selección de los animales 322
Hormonas empleadas para la superovulación y su mecanismo de acción 323
Factores que afectan los resultados de la superovulación 324
Protocolos de superovulación en rumiantes 325
Métodos de obtención de embriones 327
Evaluación de embriones 336
Métodos de transferencia de embriones 340
Criopreservación de embriones 342
El descongelamiento 345

Capítulo 19 **Ultrasonografía reproductiva en las hembras domésticas** 348
Myriam Boeta

Principios básicos 349
Evaluación ultrasonográfica de la vaca 352
Evaluación ultrasonográfica de la yegua 354
Evaluación ultrasonográfica en los pequeños rumiantes 365
Evaluación ultrasonográfica de la perra 365
Evaluación ultrasonográfica de la cerda 373

Capítulo 20 **Bovinos productores de leche** 378
Joel Hernández Cerón

Diagnóstico y tratamiento de las patologías del puerperio 379
Manejo de las vacas anéstricas 388
Ayudas para incrementar la eficiencia en la detección de estros 392
Diagnóstico de gestación 395
Decálogo para el clínico de la reproducción 397

Capítulo 21 **Bovinos productores de carne** 400
Joel Hernández Cerón

Manejo reproductivo de las vaquillas 405
Manejo de la vaca posparto 406
Manejo del amamantamiento 410
Programas de empadre 411
Programas de inducción de la ciclicidad 413
Programas de sincronización del estro e inseminación artificial 414
Programas de sincronización del estro e ia a tiempo fijo 417
Diagnóstico de gestación 417
Decálogo del clínico de la reproducción en ganado
en sistemas de cría o de doble propósito 419

Capítulo 22 **Caninos** 421
Rosa María Páramo Ramírez
Brenda Salgado1
José Luis Cerbón

Pubertad 422
Ciclo estral 422
Anormalidades del ciclo estral y afecciones reproductivas 423
Evaluación del ciclo estral 424
Gestación 426
Diagnóstico de gestación 426
Cálculo de la edad de la gestación y la fecha probable de parto 428
Manejo clínico de la hembra gestante 429
Parto 429
Distocia 430
Neonatos 431
Cuidado de los cachorros 431
Macho 433

Capítulo 23 **Porcinos** 437
Antonio I. Porras Almeraya

Manejo de la hembra primeriza 439
Manejo de la hembra destetada 440
Manejo del servicio natural o de la inseminación artificial 441
Diagnóstico de la gestación 445
Manejo de la hembra próxima al parto 447
Manejo de la hembra lactante 449
Evaluación de la eficiencia reproductiva 450
Manejo reproductivo del macho 452

Capítulo 24 **Equinos** 461
Myriam Boeta

Evaluación de los órganos genitales externos de la yegua 462
Evaluación de los órganos genitales internos de la yegua 465
Recelado 466
Obtención de semen 468
Evaluación de semen 469
Monta natural 469
Inseminación artificial 470
Diagnóstico de gestación 470
Parto 473
Calor del potro 475
Causas más comunes de infertilidad 475

Capítulo 25 **Pequeños rumiantes** 479
Alberto Balcázar S.

Características reproductivas del macho 480
Características reproductivas de la hembra 487
Control del ciclo estral 490
Tipos de empadre 493
Manejo de un hato lechero 495
Técnicas de diagnóstico de gestación 496
Inducción del parto 497
Distocia 497

Capítulo 26 **Aves** 502
Lucía Rangel

Sexo cromosómico 503
Diferenciación sexual 505
Fertilización y desarrollo embrionario 509
Anatomía del aparato reproductor 512
Desarrollo folicular 518
Espermatogénesis 521
Estacionalidad reproductiva 522
Ciclos ovulatorios y ovoposición 524
Inseminación artificial 527

Capítulo 27 **Felinos** 532
Rosa María Páramo Ramírez

Anatomía 533
Pubertad 534
Ciclo estral 534
Citología vaginal exfoliativa 537
Gestación 537
Diagnóstico de la gestación 538
Pseudogestación 538
Parto 538
Obtención del eyaculado en el gato doméstico 539
Esterilización 540

Capítulo 1

Anatomía reproductiva

Lucía Rangel

Capítulo 1
Anatomía reproductiva

Lucía Rangel

Introducción

Conocer la anatomía de los órganos reproductivos es esencial para poder identificar las patologías que puedan afectar la capacidad reproductiva, así como para entender las diferencias de manejo al emplear algunas biotecnologías reproductivas aplicadas a los animales domésticos.

A lo largo del texto la especie bovina será utilizada como modelo, y se harán las observaciones correspondientes a las diferencias con las demás especies.

Anatomía del Aparato Reproductor Femenino

Los órganos genitales de la hembra comprenden los genitales internos (ovarios, oviductos, útero, cérvix, vestíbulo y vagina) y los genitales externos (labios vulvares y clítoris) (**cuadro 1.1**).

Los órganos internos están sostenidos por el ligamento ancho, el cual se forma a partir del peritoneo y se divide en mesovario, que sostiene al ovario; mesosálpinx, que soporta al oviducto; y mesometrio, que sostiene al útero.

La **imagen 1.1** muestra la posición anatómica de los órganos reproductores femeninos en las diferentes especies domésticas, la cual debe considerarse en los casos de palpación rectal de las especies en las que ésta se practica, como son los bovinos y los equinos. Así, en los bovinos el aparato reproductivo está apoyado en el piso pélvico y tiende a caer hacia la cavidad abdominal, mientras que en los equinos los ovarios se encuentran suspendidos dorsalmente en la región sublumbar.

El aparato reproductor femenino es en esencia un conjunto de órganos tubulares, en los cuales se distinguen cuatro capas denominadas de adentro hacia afuera como mucosa (capa de epitelio secretorio), submucosa (soporta a la mucosa y contiene la irrigación e inervación), muscular (dos capas de músculo liso) y serosa (capa simple de células que son continuación de las del peritoneo). En particular en el útero los nombres de estas capas son: endometrio (incluye a la mucosa y a la submucosa, que contienen las glándulas uterinas), miometrio (muscular) y perimetrio (serosa).

Cuadro 1.1

Características de los órganos reproductores de las hembras en las diferentes especies domésticas.

ÓRGANO	BOVINO	OVINO	EQUINO	PORCINO	CANINO	FELINO
Forma del ovario	Ovoide: semeja una almendra	Ovoide	Arriñonada con fosa de ovulación	Racimo de uvas	Semeja un frijol	Ovoide
Peso de los ovarios (g)	10 - 20	3 - 4	40 - 80	3 - 7	1.5	0.2
Número de folículos que maduran	1 - 2	1 - 4	1 - 2	10 - 25	3 - 20	3 - 7
Bolsa ovárica	Ancha y abierta	Ancha y abierta	Angosta con una hendidura sobre la fosa de ovulación	Bien desarrollada, encierra al ovario completamente	Cubre completamente a los ovarios	Cubre completamente a los ovarios
Longitud del oviducto (cm)	25	15 - 19	20 - 30	15 - 30	---	5 - 6
Útero bicornual con fusión	Moderada	Moderada	Alta	Baja	Baja	Baja
Longitud de cuernos (cm)	35 - 40	10 - 12	15 - 25	40 - 65	4 - 10	10
Longitud del cuerpo (cm)	2 - 4	1 - 2	15 - 20	5	2 - 5	2
Características de cérvix	Prominente 3 a 4 anillos	Prominente 5 a 7 anillos	Pliegues longitudinales	Forma de tirabuzón	Forma de papila que protruye hacia la vagina	---
Longitud de cérvix (cm)	8 - 10	4 - 10	7 - 8	10	1.5 - 2	---
Longitud de la vagina (cm)	25 - 30	10 - 4	20 - 35	10 - 15	10 - 15	2
Diámetro de los folículos preovulatorios (mm)	12 - 20	5 - 10	40 - 60	8 - 12	6	5
Diámetro del cuerpo lúteo (mm)	20 - 25	9	10 - 25	10 - 15	---	---

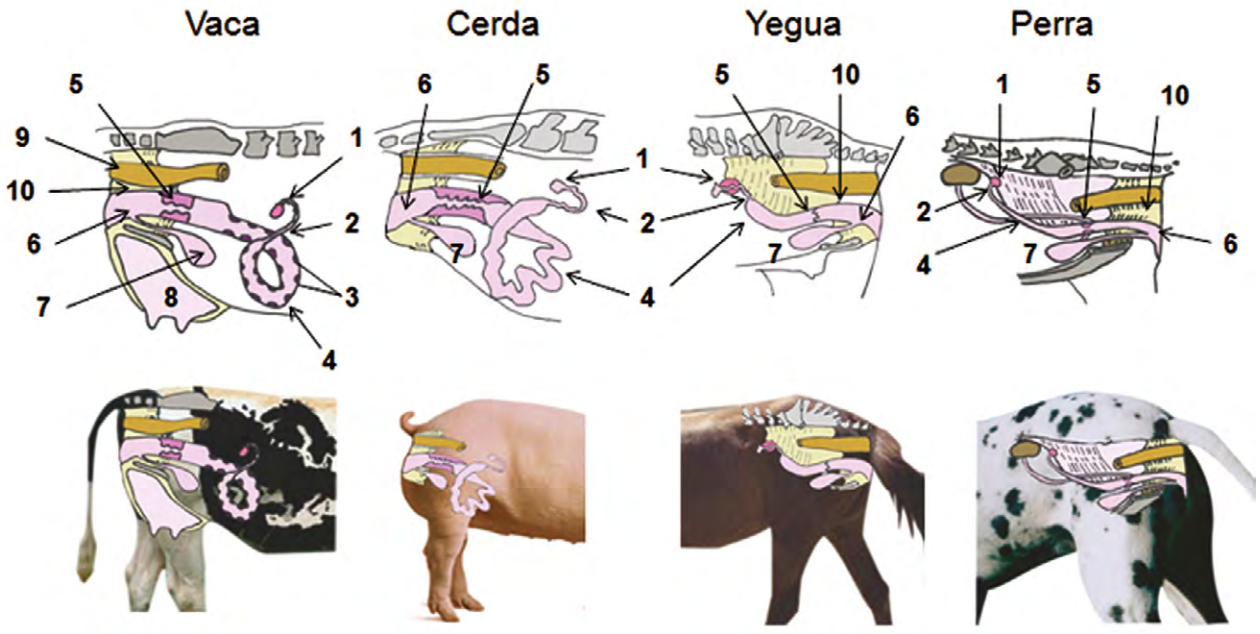


Imagen 1.1: posición anatómica de los órganos reproductivos de las hembras domésticas. **1**, ovario. **2**, oviducto; **3**, carúnculas; **4**, cuernos uterinos; **5**, cérvix; **6**, vagina; **7**, vejiga; **8**, glándula mamaria; **9**, recto; **10**, saco rectogenital. (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza).

Ovarios

Son las gónadas femeninas y están compuestos por una corteza o parte externa y una médula o parte interna. La yegua es la única especie en la cual la médula y la corteza tienen una localización diferente, ya que a partir del séptimo mes del desarrollo fetal el ovario se invierte, quedando la corteza en el interior; por ello su forma es arriñonada. Durante esta inversión, de manera adicional, se conforma una estructura a la que se le denomina la fosa de ovulación (**imagen 1.2**).

Los ovarios se localizan en la región sublumbar, son los sitios de desarrollo de los ovocitos, e intervienen activamente en la producción hormonal.

La forma del ovario varía entre especies (**cuadro 1.1, imagen 1.2**).

En el caso de la perra el ovario se encuentra inmerso en la bolsa o bursa ovárica.

La presencia de determinadas estructuras ováricas (**imagen 1.3**) –que se forman dependiendo de la etapa del ciclo estral en la que se encuentre el animal– pueden modificar la forma del ovario. La experiencia para reconocer las estructuras ováricas por palpación se obtiene mediante la práctica del examen rectal, siendo de gran utilidad en bovinos y en equinos.

La distinción de las estructuras ováricas de la vaca debe ser muy cuidadosa; por lo que es importante identificar claramente las que se describen a continuación, y que se ejemplifican en la **imagen 1.4**.

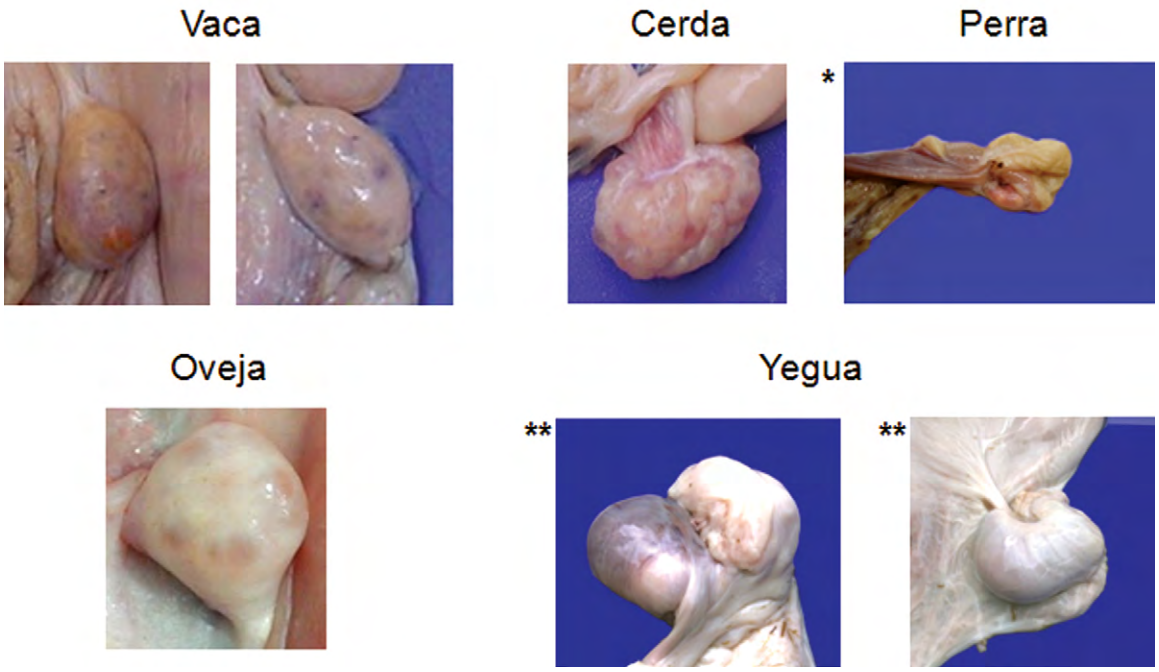


Imagen 1.2: ovarios de las hembras domésticas. (***Cortesía del Dr. Alberto Balcázar. **** Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).

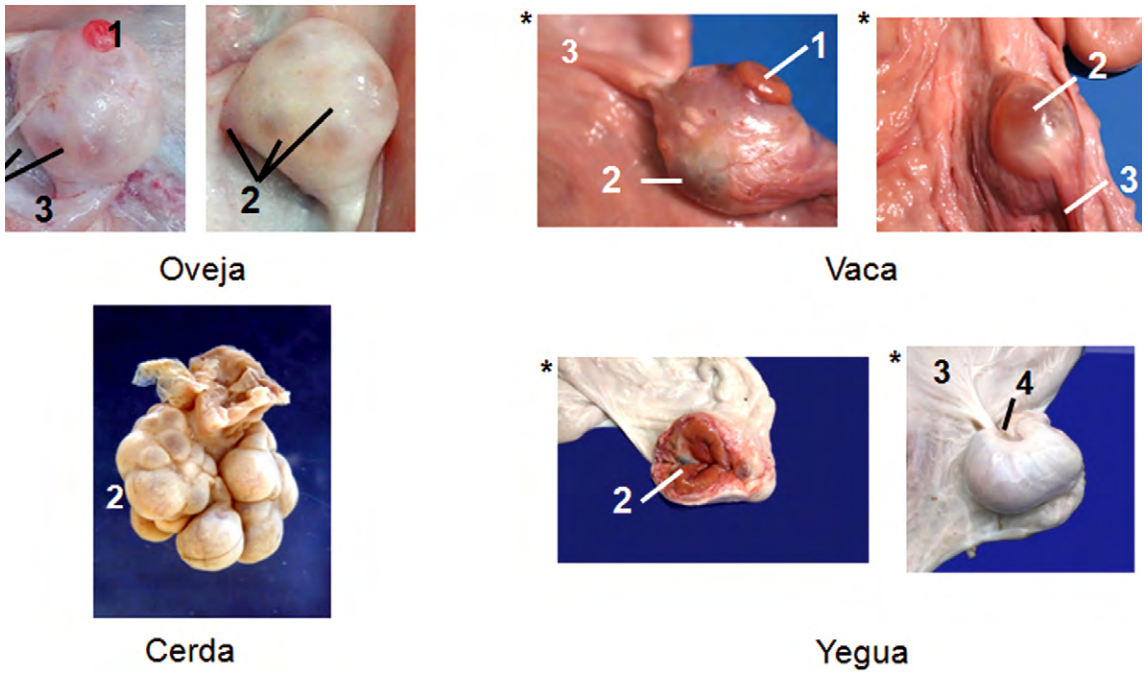


Imagen 1.3: estructuras ováricas en las diferentes especies domésticas. **1**, cuerpo lúteo; **2**, folículo; **3**, hilio; **4**, fosa de ovulación. (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).

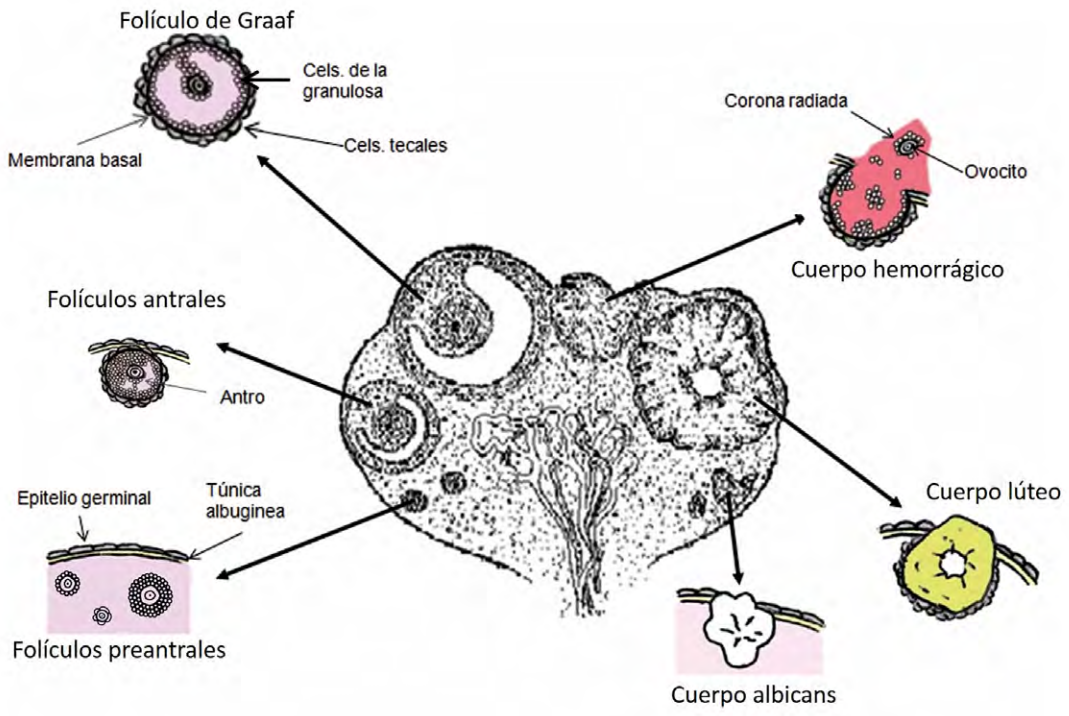


Imagen 1.4: estructuras ováricas del bovino (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

Los folículos se clasifican en preantrales (menores de cuatro milímetros de diámetro, donde se incluyen folículos primordiales y primarios), antrales (de cuatro a nueve milímetros de diámetro, que incluye folículos secundarios y terciarios) y preovulatorios o de Graaf (mayores de nueve milímetros de diámetro). Los folículos preantrales no pueden reconocerse por palpación rectal o ultrasonografía. En contraste, los folículos antrales y preovulatorios si pueden distinguirse, son estructuras esféricas rodeadas por una membrana semitransparente, cuya consistencia es la de una vejiga con líquido en su interior que al tacto suave puede presionarse fácilmente. En el caso de las vacas, los folículos pueden llegar a una dimensión que oscila entre los 12 y los 20 mm, y de acuerdo a su tamaño se denominarán como F5, cuando su diámetro aproximado sea de cinco mm; F10, cuando sea de 10 mm, y así sucesivamente.

En la vaca y en la yegua, en general, madura un sólo folículo en cada ciclo; en la cerda, de 10 a 20 y en la oveja, de uno a cuatro folículos, dependiendo -entre otros factores- de la alimentación, el medio ambiente y la estación del año.

Debe considerarse que, salvo en casos de anestro profundo, siempre será posible encontrarse con folículos antrales en diferentes etapas de desarrollo; de modo que el hallazgo que se considera significativo para determinar que el animal está ciclando es la presencia del cuerpo lúteo. En el caso de los equinos, los fo-



líCulos serán palpables a partir de los 15 mm de diámetro aproximadamente, llegando a medir entre 40 y 60 mm al momento de la ovulación.

Después de la ovulación se forma una depresión en el sitio previamente ocupado por el folículo, el cual se reconoce por la presencia de un área suave y circunscrita que rara vez excede a un cm de diámetro, conocida como fosa ovulatoria; pero que es distinta de la fosa de ovulación del ovario de la yegua. Esta fosa está presente en el día dos o tres del ciclo de la vaca y es difícil de palpar; ya que inmediatamente se va llenando de sangre y tejido, haciéndola más palpable durante el momento en el que se nombra como cuerpo hemorrágico (CH). El CH se denomina como CH uno, dos o tres, conforme avanza su desarrollo. En los equinos, ocho a 10 h después de la ovulación hay un CH presente, que se aprecia suave y fluctuante a la palpación.

Durante los cinco a siete días posteriores a la ovulación, a partir de la transformación de las células de la granulosa y de la teca interna en células lúteas se desarrolla el cuerpo lúteo (CL). El CL es otra de las estructuras del ovario, observable macroscópicamente, la cual puede distinguirse por palpación en la vaca, después del quinto día del ciclo. Se aprecia como una estructura redonda y firme, que generalmente posee una papila (coronilla o casquete), que sobresale del ovario y puede llegar a deformarlo. El CL, de manera general, sobresale parcialmente del ovario en las vacas. En las hembras no gestantes el CL alcanzará un tamaño máximo de dos y medio a tres cm de diámetro denominándose como CL3; después decrecerá rápidamente hacia los días 16 y 17 del ciclo, formando un CL2 y, al final, un CL1.

En equinos, el cuerpo lúteo estará presente a partir de las 24 h postovulación, pero no es una estructura palpable, debido a que se encuentra inmersa en el tejido ovárico.

Cuando se produce la luteólisis (inactivación y regresión del cuerpo lúteo), el CL disminuye de tamaño rápidamente, aunque permanece de manera temporal como una pequeña estructura de color amarillento. Con el tiempo, su tamaño va reduciéndose aun más hasta formar una pequeña cicatriz blanquecina, amarillenta o naranja, que permanece en la superficie del ovario (excepto en equinos) y que se conoce como cuerpo albicans (CA). A la palpación ocasionalmente puede sentirse como una pequeña estructura fibrosa.

Oviductos

Son órganos tubulares que conectan el útero con los ovarios, algunas de sus funciones son la captación del ovocito, ser el sitio de fertilización y ser un reservorio espermático.

El oviducto se divide en tres porciones: el extremo más cercano al ovario se expande en forma de embudo y se conoce como infundíbulo; su borde presenta proyecciones filiformes que constituyen la fimbria –para captar al ovocito al momento de la ovulación–, y termina en una apertura que se denomina *ostium*. La siguiente parte del oviducto es el ámpula o ampolla, la cual abarca cerca de la mitad de la longitud del oviducto y, en su unión con el istmo, es el sitio en el que se lleva a cabo la fertilización. La parte del oviducto más cercana al cuerno uterino es el istmo, el cual se conecta con el cuerno mediante la unión útero tubárica sitio en el que se encuentran los reservorios funcionales espermáticos.

Útero

Es un órgano tubular que conecta al oviducto con el cérvix; en la mayoría de las especies domésticas se encuentra dividido en dos cuernos, un cuerpo y un cuello o cérvix; por lo cual se definen como bicornuales. Es el órgano encargado de albergar la gestación.

El grado de unión que presentan los cuernos uterinos varía de una especie a otra, por lo cual existen distintas clasificaciones:

Útero con fusión intercornual alta, por ejemplo en la yegua, en el que los cuernos se aprecian cortos, en comparación con un cuerpo uterino grande (**imagen 1.5**).

Útero con fusión intercornual moderada o media, como el de los rumiantes, en los que los cuernos tienen una longitud media (**imagen 1.6**).

Úteros de fusión intercornual baja, como la cerda, la perra y la gata, en el que los cuernos son extremadamente largos y el cuerpo es corto (**imagen 1.7**).

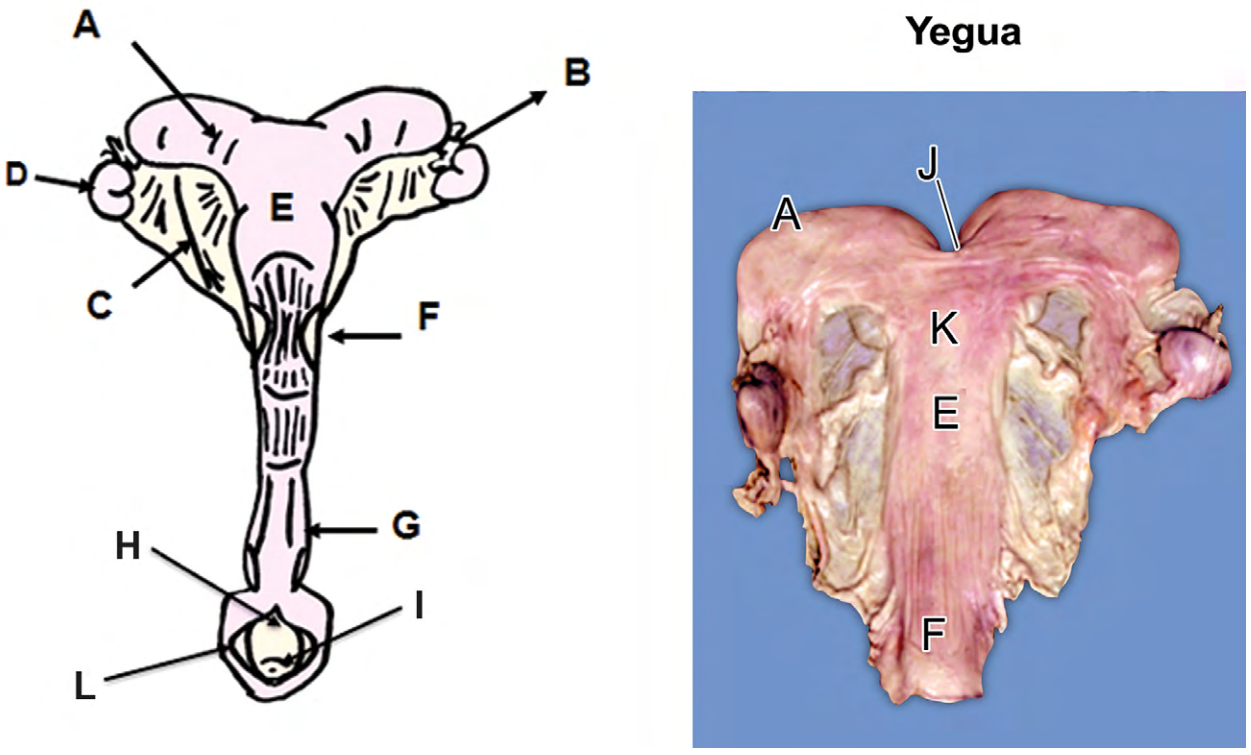


Imagen 1.5: estructuras anatómicas de las hembras domésticas con útero bicornual de alta fusión entre los cuernos. **A**, cuerno uterino; **B**, oviducto; **C**, ligamento ancho; **D**, ovario; **E**, cuerpo uterino; **F**, cérvix; **G**, vagina; **H**, vestíbulo; **I**, pared vulvar/vulva; **J**, ligamento intercornual; **K**, septo intercornual; **L**, labio vulvar (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).

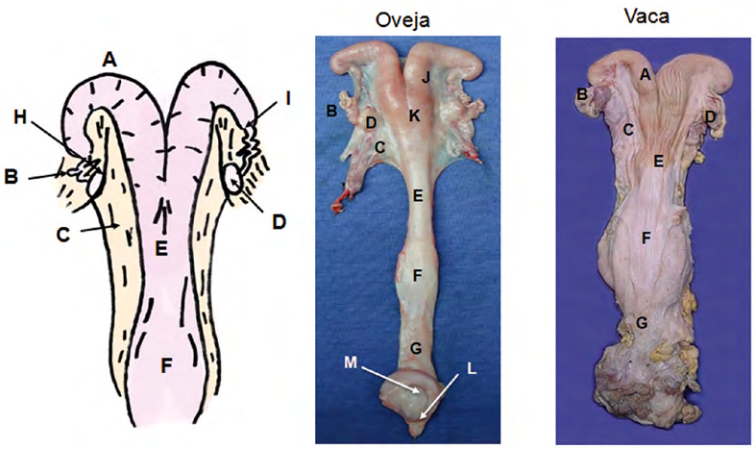


Imagen 1.6: estructuras anatómicas de las hembras domésticas con útero bicornual de moderada fusión entre los cuernos. **A**, cuerno uterino; **B**, oviducto; **C**, ligamento ancho; **D**, ovario; **E**, cuerpo uterino; **F**, cérvix; **G**, vagina; **H**, bursa ovárica; **I**, infundíbulo; **J**, ligamento intercornual; **K**, septo intercornual; **L**, vestíbulo; **M**, orificio uretral externo (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).

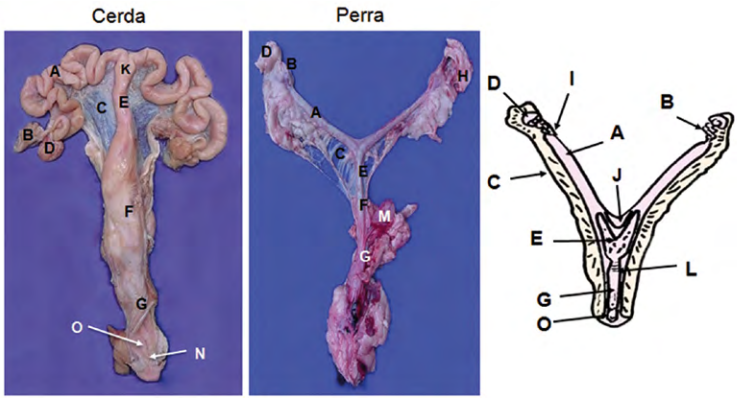


Imagen 1.7: estructuras anatómicas de las hembras domésticas con útero bicornual de baja fusión entre los cuernos. **A**, cuerno uterino; **B**, oviducto; **C**, ligamento ancho; **D**, ovario; **E**. cuerpo uterino; **F**, cérvix; **G**, vagina; **H**, bursa ovárica; **I**, infundíbulo; **J**, ligamento intercornual; **K**, septo intercornual; **L**, fórnix; **M**, vejiga urinaria; **N**, vestíbulo; **O**, orificio uretral externo (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).

La forma de los cuernos uterinos también varía entre especies. En la vaca y la oveja semejan cuernos de carnero, en la yegua tienen forma de T y en la cerda son sumamente tortuosos y largos.

Al disecar el útero de los rumiantes se observa que la bifurcación real de los cuernos se encuentra a nivel de la unión con el cuerpo del útero, aunque al observarlo externamente, se aprecia una falsa bifurcación más craneal, en el sitio donde ambos cuernos están unidos por dos hojas ligamentosas, denominadas ligamentos intercornuales ventral y dorsal, siendo el primero el más resistente y el que se emplea como punto de referencia para la retracción del útero al momento del examen rectal.

Cérvix

En ocasiones denominado como el cuello uterino, es una estructura en forma de esfínter, que se proyecta de la parte caudal del útero hacia la vagina y que constituye una barrera física entre ambos; además forma parte del canal del parto. Es el responsable, por otra parte, de producir el moco cervical.

Este órgano se caracteriza por tener una pared muscular gruesa y poseer pliegues o anillos que son capaces de cerrarlo herméticamente, los cuales varían en número y forma en las diferentes especies domésticas, como se aprecia en la **imagen 1.8**. El orificio de salida al útero se llama *os interna* y el de entrada desde la vagina se conoce como la *os externa,* la cual generalmente protuye hacia la vagina y forma un saco ciego denominado fórnix.

En las vacas y cabras el cérvix posee entre cuatro y cinco anillos concéntricos; en las borregas son de cuatro a siete pliegues transversos inclinados caudalmente hacia la entrada del cérvix, por lo que les llaman conos truncados o embudos; en las cerdas tiene forma de espiral; en yeguas está compuesto por pliegues longitudinales, y en la perra no se habla de anillos, pero se menciona que posee un fondo de saco.

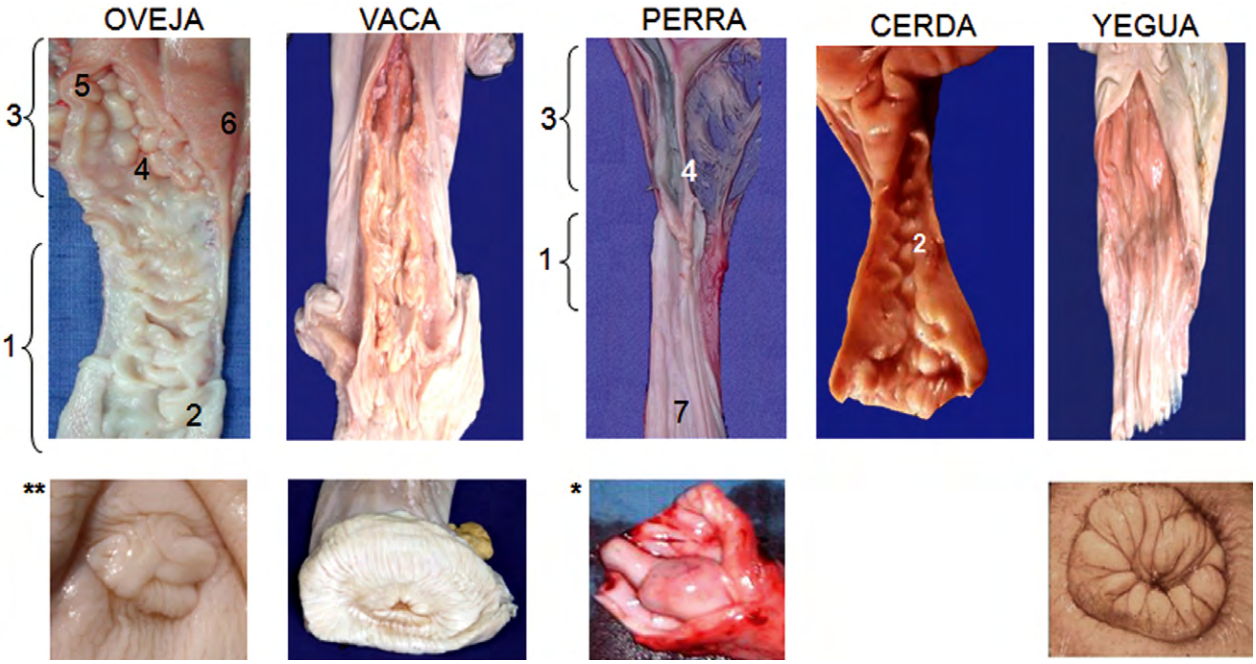


Imagen 1.8: diferencias en la conformación del cérvix entre las hembras domésticas. **1**, cérvix; **2**, pliegues cervicales; **3**, útero; **4**, endometrio; **5**, miometrio; **6**, perimetrio; **7**, vagina. Cortesía de la Dra. Rosa Ma. Páramo * y del Dr. Alberto Bálcazar ** (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).

Vagina

Es un órgano dilatable para la cópula, además forma el canal para la salida del feto y la placenta al momento del parto (canal de parto), y es el órgano por donde se expulsa la orina.

El piso de la vagina, en su parte caudal, se conoce como vestíbulo, que es una porción común al sistema urinario y reproductor, ya que alberga el orificio uretral. Contiene, además, las glándulas de Gartner, que son los remanentes de los conductos de Wolff, y las glándulas vestibulares, que son las homólogas de las glándulas bulbouretrales. La cerda, por otro lado, posee un divertículo uretral o saco ciego.

En el caso de las perras el vestíbulo de la vagina es muy largo y se ubica en posición inclinada hacia el dorso, donde termina en un angostamiento llamado cíngulum –estructura importante para lograr la retención peneana durante la cópula en esta especie–. A partir de ahí la posición de la vagina craneal es horizontal.

Genitales externos

Están formados por la vulva y por el clítoris. La vulva tiene la función de aislar la vagina del exterior y está conformada por los labios vulvares mayores y menores, de los cuales en las especies domésticas sólo existen los menores (**imagen 1.9**). El clítoris, por su parte, se aloja en la comisura ventral de la vulva y es una estructura muy inervada, que puede considerarse como un homólogo femenino muy rudimentario del pene.



Imagen 1.9: diferencias en la conformación de la vulva entre las hembras domésticas. Cortesía de la Dra. Rosa Ma. Páramo * y del Dr. Alberto Bálcazar ** (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza).

Anatomía del Aparato Reproductor Masculino

Para valorar la capacidad reproductiva de los machos, es primordial conocer la anatomía y la fisiología del aparato reproductor. Los órganos genitales incluyen los testículos, epidídimos, conductos deferentes, ampollas deferentes, uretra, glándulas accesorias (próstata, glándulas seminales y glándulas bulbouretrales), pene y prepucio, los cuales presentan diferencias entre las especies domésticas (cuadro 1.2).

Testículos

Son los órganos responsables de la producción de los espermatozoides, además poseen una intensa actividad endócrina. En la mayoría de las especies domésticas, las gónadas masculinas están situadas fuera del abdomen, dentro del escroto, el cual se deriva de la piel y la fascia abdominal. En otras especies, como los conejos, cuyes y hurones, los testículos ascienden a la cavidad abdominal y descienden al espacio escrotal, dependiendo de la actividad reproductiva.

Cuadro 1.2

Características de los órganos reproductores de los machos en las diferentes especies domésticas.

ÓRGANO	MEDIDAS	BOVINO	OVINO	EQUINO	PORCINO	CANINO	FELINO
Testículo	Circunferencia escrotal (cm)	35	30	85	---	---	---
	Peso (g)	300	227	180	360	17 - 55	1.17
Epidídimo	Longitud (cm)	40	50	75	18	---	---
	Peso (g)	36	---	40	85	---	---
Conducto deferente	Longitud (cm)	102	24	70	---	---	---
Ámpula	Longitud (cm)	15	7	25	Lóbulos de tejido glandular esparcidos	---	---
Glándulas seminales	Longitud (cm)	13	4	15	13	No presenta	No presenta
	Ancho (cm)	3	2	5	7		
	Grosor (cm)	2	1.5	5	4		
	Peso (g)	75	5	---	210		
Próstata	Cuerpo (cm)	3 x 1 x 1	Lóbulos esparcidos de tejido	Istmo 2 x 3 x 5	3 x 3 x 1	Bilobulado 1.4 long. x 2.8 ancho	4 lóbulos
	Parte diseminada (cm)	12 x 1.5 x 1		Lóbulo 7 x 4 x 1	17 x 1 x 1		1 x 2
Glándulas bulboure-trales	Longitud (cm)	3	1.5	5	16	No presenta	4 x 3
	Peso (g)	6	3	---	85		---
Prepucio	Longitud (cm)	30	11	Prepeneano: 25 Peneano: 20	23	---	---

El tamaño y la posición de los testículos con respecto al eje espinal, varían de acuerdo con la especie animal (**Imagen 1.10**); en rumiantes son grandes y pendulosos, situándose en forma vertical; en el cerdo, están más cerca del perineo, se encuentran más recogidos y forman un ángulo de 45 grados con el eje espinal; mientras que en el caballo se encuentran menos adosados y en posición casi horizontal, igual que en los caninos y felinos. La localización en el toro, garañón, carnero y macho cabrío es inguinal, en tanto que en los cerdos y los gatos y caninos se ubican en la región perineal.

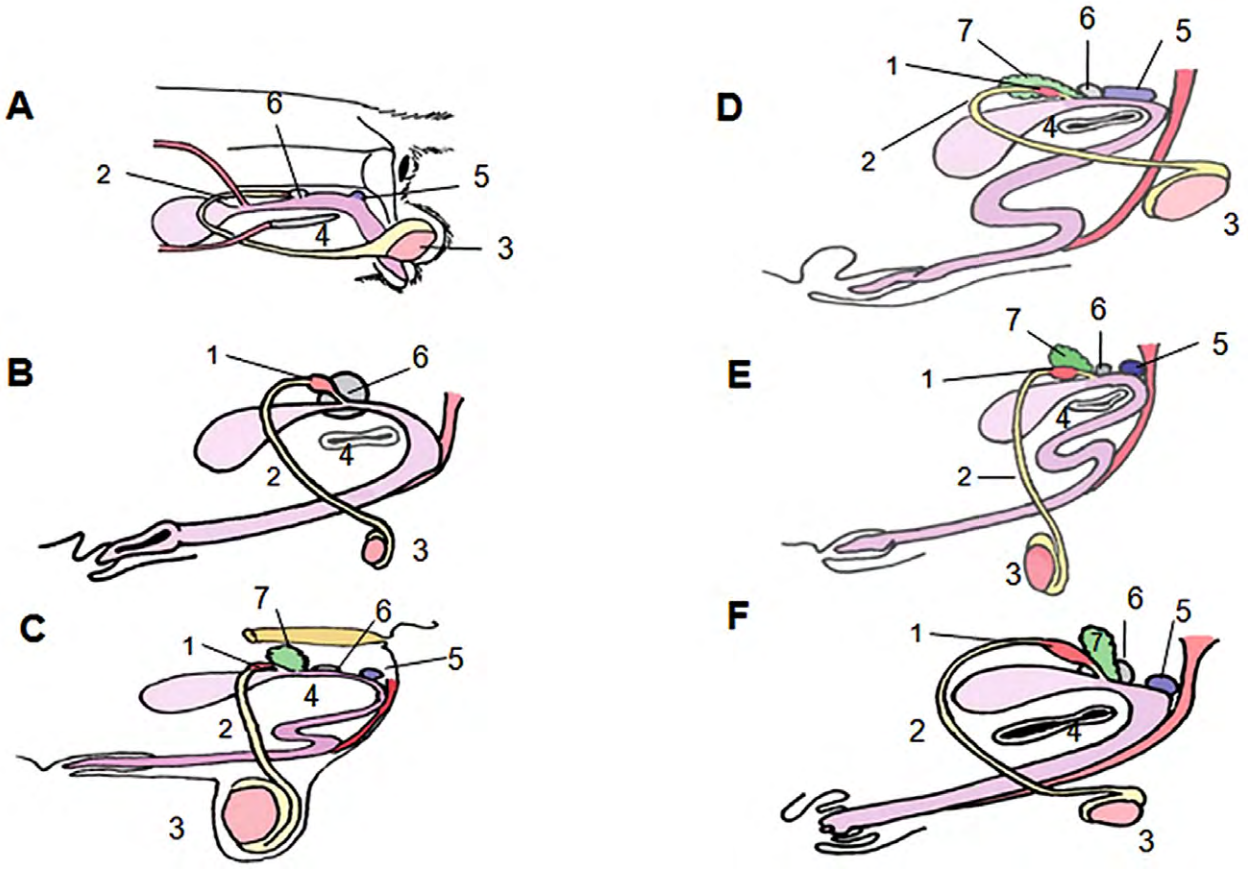


Imagen 1.10: posición anatómica de los órganos reproductivos de los machos domésticos. **A**, gato; **B**, perro. **C**, carnero. **D**, verraco. **E**, Toro. **F**, garañón. **1**, ámpula. **2**, conducto deferente. **3**, testículo. **4**, sínfisis pélvica; **5**, glándulas bulbouretrales; **6**, próstata; **7**, glándulas seminales (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza).

Si se realiza un corte transversal del testículo puede observarse que cada gónada está rodeada, desde dentro hacia fuera, por una túnica albugínea, similar a una fascia; una túnica vaginal, que se divide en visceral y parietal, que es una extensión del peritoneo y que pasa a través de la pared abdominal por el canal inguinal; la túnica dartos, que es una capa fibroelástica de músculo liso, y el escroto que es una porción de piel (**imágenes 1.11 y 1.12**).

El parénquima testicular está formado por los túbulos seminíferos (sitio de producción espermática) y el tejido intersticial, el cual contiene los vasos sanguíneos y linfáticos, así como los nervios. Los espermatozoides son reunidos por la rete testis y enviados a los conductos eferentes que desembocan en la cabeza del epidídimo (**imagen 1.11**).

Epidídimo

Es una estructura compuesta por un único ducto muy intrincado que se localiza adyacente al testículo. Aquí se lleva a cabo la maduración espermática y al mismo tiempo sirve como almacén de espermatozoides.

El epidídimo se divide en tres partes: cabeza, cuerpo y cola. Esta última se continúa con el conducto deferente, el cual se incorpora al cordón espermático junto con los vasos sanguíneos y linfáticos del testículo (plexo pampiniforme), para llevar el semen hacia la uretra (**imágenes 1.10 a 1.12**).

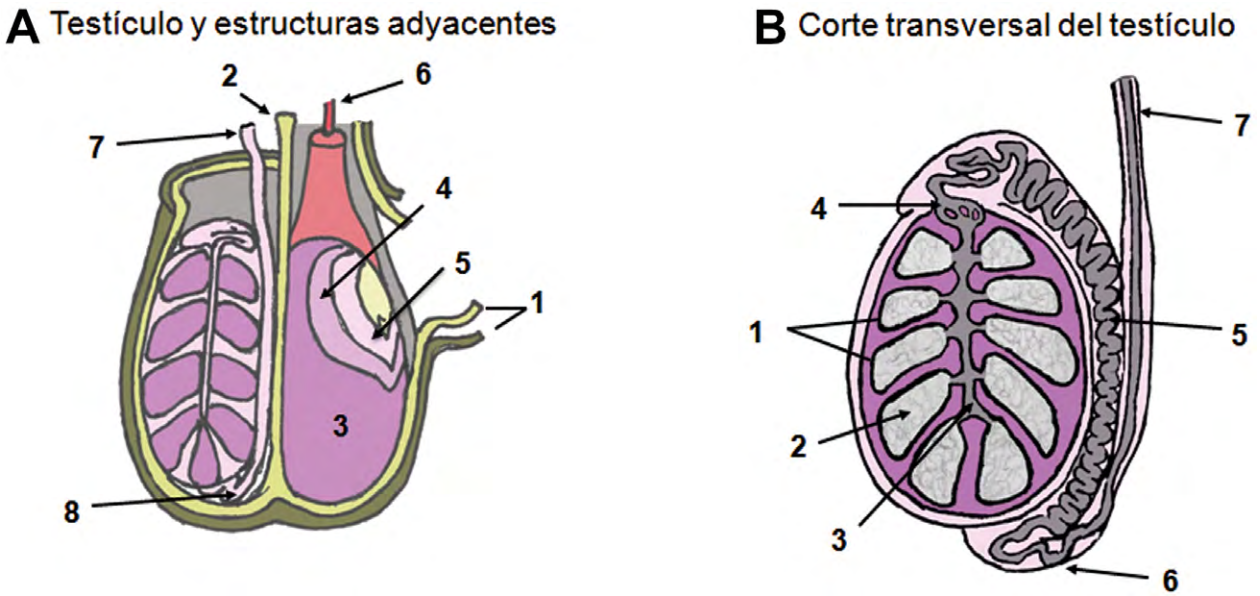


Imagen 1.11: estructuras testiculares en el toro. **A**: **1**, escroto; **2**, septo escrotal; **3**, fascia espermática externa; **4**, capa parietal de la túnica vaginal; **5**, capa visceral de la túnica vaginal; **6**, músculo cremastér; **7**, conducto deferente; **8**, cola del epidídimo. **B**: **1**, lóbulos del parénquima; **2**, túbulos seminíferos; **3**, rete testis; **4**, conductos eferentes; **5**, conducto del epidídimo; **6**, cola del epidídimo; **7**, conducto deferente (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza)

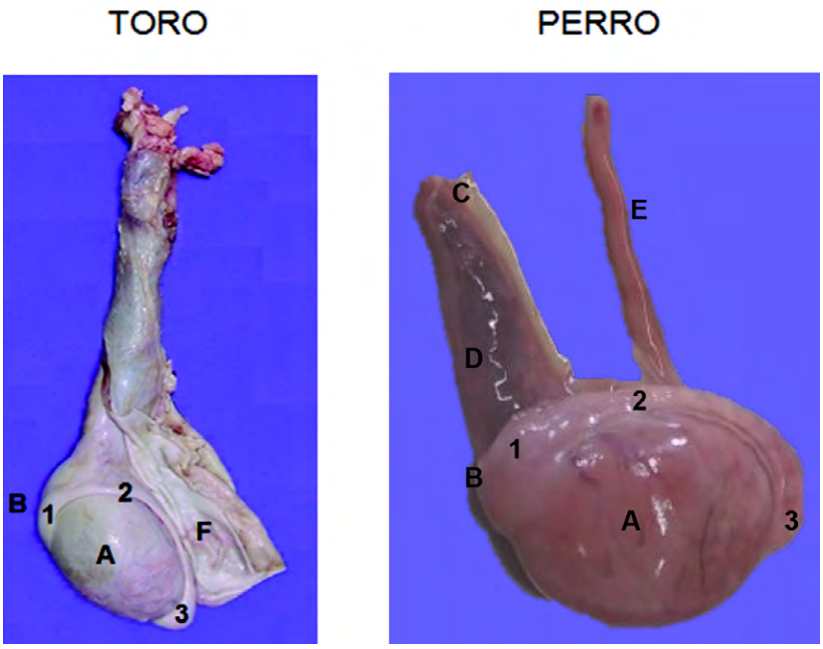


Imagen 1.12: testículo y estructuras adyacentes. **A**, testículo; **B**, epidídimo (**1**, cabeza; **2**, cuerpo; **3**, cola); **C**, músculo cremáster; **D**, plexo pampiniforme; **E**, conducto deferente; **F**, túnica albugínea (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza, el M.V.Z Iván Pérez y la Dra. Lucía Rangel).

Ampolla del conducto deferente o ámpula

Es la última porción de cada conducto deferente, se forma por el engrosamiento de la mucosa y presenta muchos compartimientos. No se conoce su función específica, sin embargo, en el cerdo y el gato se encuentra poco desarrollada.

Glándulas accesorias

Producen el plasma seminal, que constituye la fracción líquida del eyaculado y sirve, entre otras cosas, como vehículo para el transporte de los espermatozoides, como aporte de nutrientes, para la limpieza de la uretra y como coagulante después de la eyaculación. Todas las glándulas accesorias están rodeadas por una capa de músculo liso que ayuda a la secreción de su contenido durante la eyaculación.

Existen tres diferentes glándulas accesorias, cuya forma y localización pueden variar según la especie (**cuadro 1.2, imagen 1.13**). En bovinos, en equinos y en perros es útil su palpación por vía rectal, para evaluar algunas patologías.

Las glándulas seminales o glándulas vesiculares son estructuras pares que se localizan dorsalmente a la uretra pélvica, en la porción distal del conducto deferente.

La próstata se sitúa cerca de la unión de la vejiga y la uretra pélvica. Posee dos porciones: un cuerpo, ubicado por fuera de la uretra; y una porción diseminada, distribuida a lo largo de las paredes dorsal y lateral de la uretra pélvica.

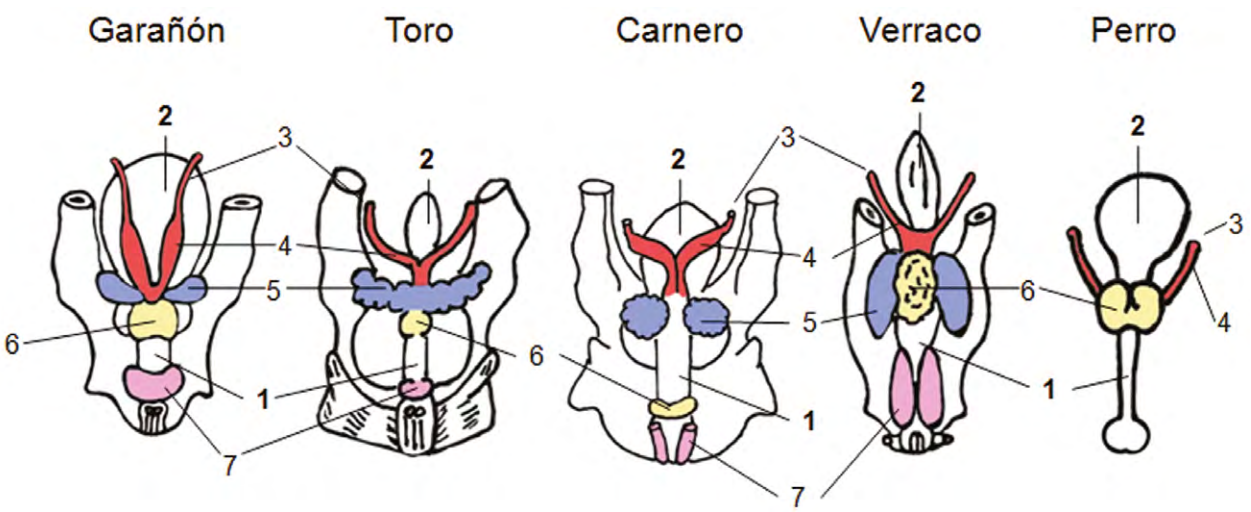


Imagen 1.13: glándulas accesorias del aparato reproductor masculino. **1**, uretra; **2**, vejiga urinaria; **3**, ducto deferente; **4**, ámpula; **5**, glándula seminal; **6**, próstata; **7**, glándula bulbouretral (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza).

Las glándulas bulbouretrales o de Cowper son glándulas pares, localizadas a ambos lados de la uretra pélvica, cerca del arco isquiático. Están constituidas por un alto porcentaje de tejido conjuntivo fibroso, por lo tanto son muy densas.

Pene

Es el órgano copulador y de expulsión de la orina del macho. Posee tres porciones: la base, el cuerpo y el glande. La base es la parte que se inserta al arco isquiático. El cuerpo constituye la mayor proporción del pene; en la parte ventral contiene a la uretra peneana, rodeada por una capa de tejido eréctil, denominada cuerpo esponjoso, y dos porciones más de este tejido (localizadas dorsalmente al cuerpo esponjoso), denominadas cuerpos cavernosos; estas estructuras se encuentran muy desarrolladas en las especies con pene de tipo vascular, en comparación con aquellas cuyo pene es de tipo fibroelástico (**cuadro 1.3**). Éste último se caracteriza por estar rodeado por una cápsula de tejido conjuntivo que no permite la expansión de su diámetro. Debido a lo anterior, los penes fibroelásticos poseen una flexura sigmoidea o "S" peneana, que sirve para darle extensión al momento de la erección; esta extensión es regulada por el músculo retractor del pene (**imagen 1.14**). En los carnívoros, la parte distal del cuerpo cavernoso se transforma en el hueso peneano. Los machos ovinos y caprinos poseen una estructura sobresaliente del glande llamada proceso uretral, el cuál es una extensión de la uretra peneana. El pene equino también posee un proceso uretral, pero es más corto y ancho, el cual se ubica en una depresión denominada la fosa glandis.

El glande es la parte final y más distal del pene. Esta porción es rica en terminaciones sensitivas, con forma y características específicas según la especie (**cuadro 1.3, imagen 1.15**).

Debe considerarse que en el caso del perro el glande abarca hasta la porción final del bulbo peneano, que es una estructura necesaria para el "abotonamiento" del pene que ocurre durante la cópula.

Prepucio

Es una porción de tejido epitelial y mucosa que rodea la parte libre del pene para protegerlo, posee una parte interna y otra externa, así como un orificio prepucial para la salida del pene y la orina.

En el caballo la parte interna es muy larga, tiene muchos pliegues y contiene glándulas productoras de esmegma y tejido linfoide.

En el cerdo existe un divertículo dorsal que acumula esmegma, restos de descamación epitelial y orina.

Cuadro 1.3

Características peneanas de los machos en las diferentes especies domésticas.

ESPECIE	BOVINO	OVINO	EQUINO	PORCINO	CANINO	FELINO
Tipo de pene	Fibroelástico	Fibroelástico	Vascular	Fibroelástico	Vascular	Vascular
Longitud (cm)	102	40	50	55	10	21.2 + 2 (mm)
Parte libre (cm)	9.5	4	20	18	---	---
Glande	Punta de lanza	Punta de lanza	Cuerpo y corona	Sacacorcho	No hay una división específica	Rodeado de papilas cornificadas
Particularidades		Proceso uretral (3 cm)	Proceso uretral (1 cm)		Hueso y bulbo peneanos	Hueso peneano

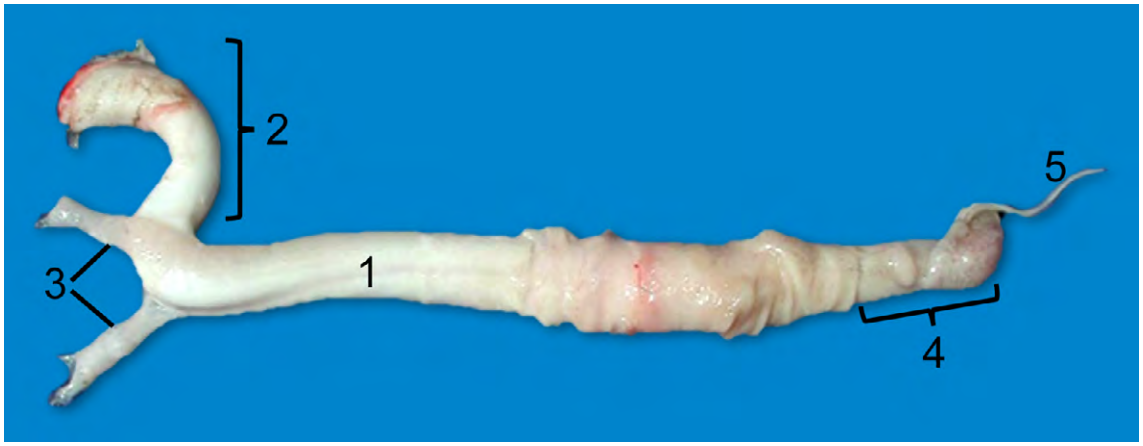
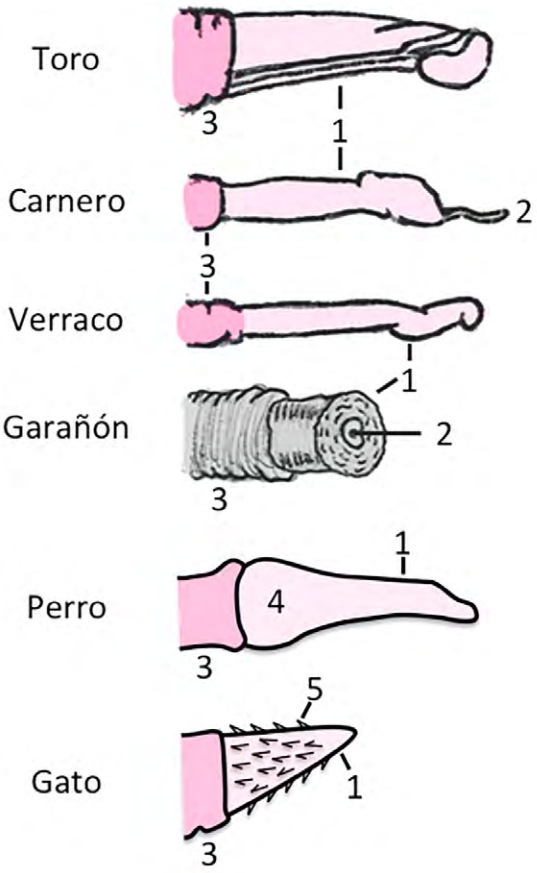


Imagen 1.14: pene de carnero y estructuras que lo conforman. **1**, cuerpo del pene; **2**, flexura sigmoidea; **3**, músculo retractor del pene; **4**, glande; **5**, proceso uretral (Elaborada por el M.M.V. Bruno O. Rodríguez Mendoza y la Dra. Lucía Rangel).



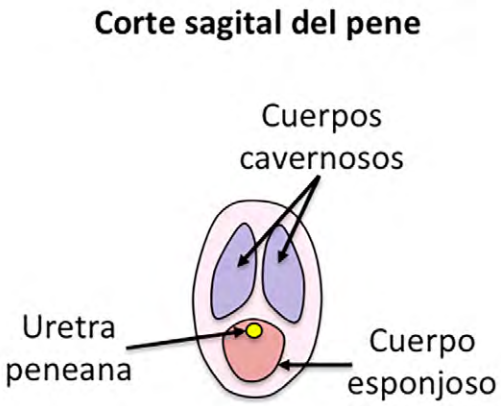


Imagen 1.15: glande o porción distal del pene. **1**, glande; **2**, proceso uretral; **3**, prepucio; **4**, bulbo peneano; **5**, espículas (Elaborada por el M.M.V. Bruno Rodríguez, el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

Referencias

- Cupps P. Reproduction in domestic animals. 2nd ed. California: Academic Press; 1991.
- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Hafez B, Hafez E. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2002.
- Ingram K, Kershaw C, Leethongdee S, McGowan M, Muhammad K, Scaramuzzi R. The anatomy of the sheep cervix and its influence on the transcervical passage of an insemination pipette into the uterine lumen. Theriogenology. 2005; 64(5): p. 1225-1235.
- King GJ, Fentener J, Meijer J. Gross structure and development of reproductive organs. In Neimann-Sorensen A, Tribe D, editors. Reproduction in domestic animals. World Animal Science Series. Amsterdam: Elsevier; 1993.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.

2

Capítulo 2

Diferenciación sexual

Luis Zarco

Capítulo 2
Diferenciación sexual

Luis Zarco

Introducción

Los organismos que se reproducen sexualmente son descendientes de organismos en los que no existía la diferenciación sexual. En algún momento de la evolución surgió la reproducción sexual como un mecanismo para incrementar la diversidad genética y facilitar el intercambio de información genética. Debido a su origen común, en la mayoría de las especies, tanto los machos como las hembras poseen todos los genes necesarios para desarrollarse como cualquiera de los dos sexos. Lo que efectivamente hace diferentes a los sexos es la forma y el orden en los que se expresan los genes durante su desarrollo. La diferenciación sexual se controla principalmente por mecanismos genéticos, que pueden afectarse por factores ambientales en algunas especies.

El control epigenético de cualquier proceso de desarrollo depende básicamente de una cascada de expresión génica, a través de la cual la expresión de cierta combinación de genes resulta en la presencia de determinadas proteínas, llamadas factores de transcripción, que inducen o reprimen la expresión de otro(s) gen(es), a partir de los cuales se producen nuevas proteínas, que en algunos casos también actúan como factores de transcripción para otros genes, y así sucesivamente. De esta forma, la expresión o la falta de expresión de un sólo gen al inicio de la cascada puede resultar en un patrón totalmente distinto de expresión de otros genes subsecuentes, lo que puede ocasionar profundos cambios en el desarrollo.

El patrón predeterminado de expresión génica relativo a la diferenciación sexual en la mayoría de las especies lleva al desarrollo de uno de los dos sexos (el patrón predeterminado de los mamíferos es hembra). En consecuencia, la diferencia hacia un individuo del sexo opuesto requiere de la expresión de un gen de determinación sexual que desvíe la subsiguiente cascada de expresión génica hacia dicho sexo. En los mamíferos la expresión del gen SRY, localizado en el cromosoma Y (y por lo tanto ausente en las hembras), redirige el patrón de diferenciación sexual de su vía preestablecida femenina hacia el patrón masculino. La existencia de una única diferencia genética (presencia del gen SRY en machos y su ausencia en hembras), se va amplificando y termina por resultar en el desarrollo de dos individuos muy diferentes. Este es un mecanismo de determinación sexual cromosómica.

En algunas especies, el primer paso de la cascada de diferenciación sexual, en sentido estricto, no depende ni requiere necesariamente de la presencia de un gen diferente en alguno de los sexos. El gen "disparador" de la diferenciación sexual puede estar presente en todos los embriones, pero expresarse solamente en algunos de ellos, debido a factores ambientales que forman parte de su regulación epigenética, esto es, una determinación

sexual ambiental. En algunas especies de tortugas o de lagartos la expresión o falta de expresión del gen "disparador", por ejemplo, depende de la temperatura existente durante la incubación de los huevos, por lo que algunos embriones se desarrollan como machos y otros como hembras, a pesar de no existir diferencia genética entre ellos, simplemente como consecuencia de la temperatura: la determinación sexual depende de la temperatura a la que cada uno de ellos fue incubado. En ciertas especies las temperaturas más elevadas facilitan el desarrollo de hembras y en otras el de machos, mientras que en otras especies las temperaturas intermedias resultan en machos, y las inferiores como las superiores inducen el desarrollo de hembras. La existencia de esta diversidad indica que la temperatura por sí misma no es la que provoca el desarrollo como macho o como hembra, sino que actúa sólo como el regulador inicial de la diferenciación sexual. En otras especies el factor ambiental que regula la determinación sexual puede ser distinto. La densidad poblacional, por ejemplo, puede actuar como regulador.

Se ha concluido que la determinación sexual dependiente de la temperatura u otros factores ambientales se estableció antes que la determinación sexual cromosómica, la cual evolucionó después como un método que ofrece mayor certeza en el resultado, ya que así la proporción de machos y hembras no se ve afectada por cambios ambientales o de hábitat.

Formación Inicial de la Gónada

En todos los embriones inicialmente se forman gónadas indiferenciadas (con el potencial de desarrollarse en ovarios o testículos) a partir de la invasión de las crestas genitales por las células germinales primordiales, que migran desde su sitio de origen en el epiblasto, cerca del sitio donde el saco vitelino se une con el intestino primitivo y que llegan hasta las crestas genitales que son engrosamientos de tejido situadas en la región mesonéfrica del embrión.

La migración de las células germinales primordiales ocurre muy temprano en el desarrollo embrionario (día 26 en el bovino). Al llegar a las crestas genitales, las células germinales proliferan y se organizan con las células somáticas presentes en esas crestas para ir formando la gónada (**imagen 2.1**). Para regular esta remodelación y conformación adecuada de la gónada se expresan varios genes, como el OCT-4 (que aparentemente mantiene la totipotencialidad de la gónada), así como el SF-1 (Factor esteroidogénico 1) y el WT-1 (gen asociado al tumor de Wilms). Estos dos últimos estimulan la proliferación celular y el establecimiento de los cordones sexuales. En esta etapa inicial de desarrollo todos estos genes se expresan sin distinción de sexo, por lo que la gónada en formación aún mantiene la capacidad de diferenciarse hacia el testículo o hacia el ovario.

Sexo Cromosómico

Ya se ha observado que en los mamíferos la determinación sexual depende de los cromosomas. Las hembras tienen dos cromosomas sexuales X (uno aportado por el óvulo y el otro por un espermatozoide "X"). Los machos, en cambio, tienen un cromosoma sexual X (proveniente del óvulo) y un cromosoma sexual Y, que aporta un espermatozoide "Y" (**imagen 2.2**). La mitad de los espermatozoides producidos por un macho son X y la mitad Y porque duran-

te la espermatogénesis la división meiótica provoca que a partir de cada espermatocito primario, célula diploide que por pertenecer a un individuo macho tiene un cromosoma X y uno Y, se originen dos espermátidas haploides a cada una de las que les tocan cromosomas X, y otras dos espermátidas haploides a las que les tocan los cromosomas Y.

De esta forma, de acuerdo al tipo de espermatozoide que fertilice al ovocito, se originará un individuo con cariotipo femenino "XX" o uno con cariotipo masculino "XY" (**Imagen 2.2**). A este proceso se le conoce como sexo cromosómico, el cual se determina al momento de la fertilización.

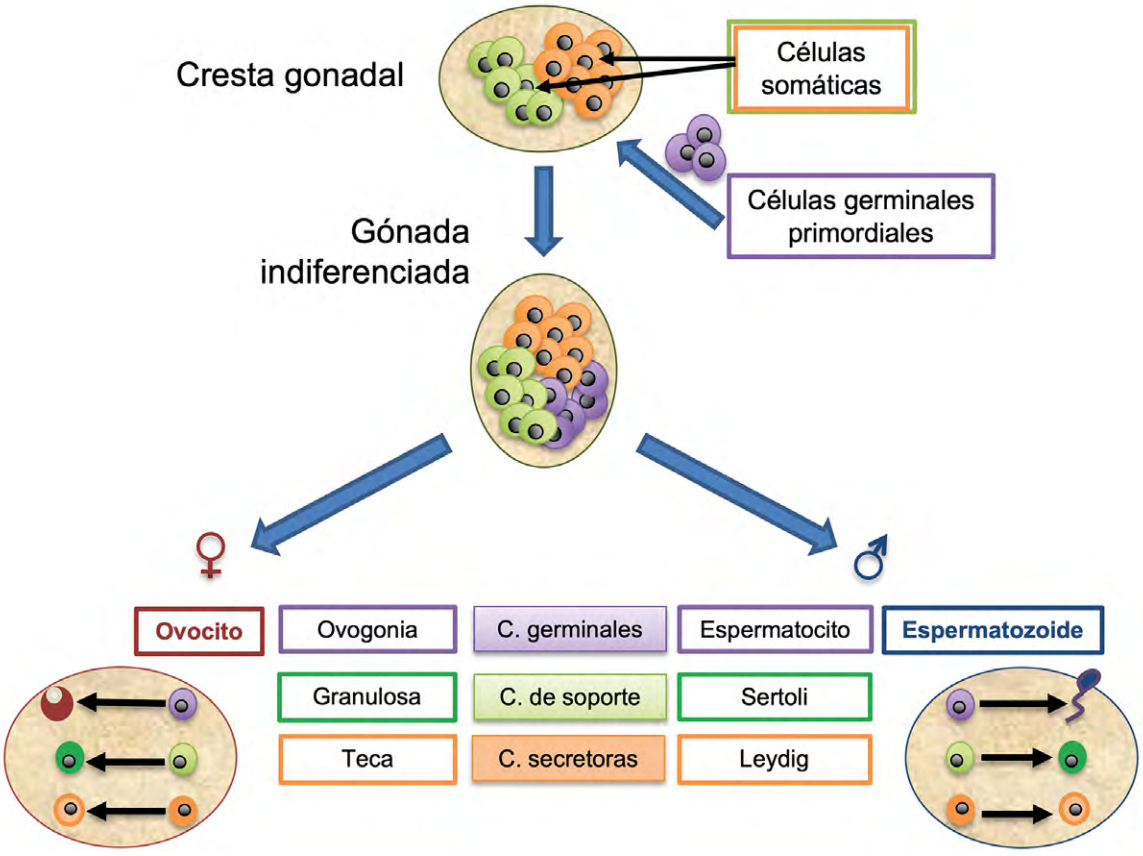


Imagen 2.1: migración de las células germinales primordiales hacia la cresta gonadal. Diferenciación de las gónadas femeninas y masculinas (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

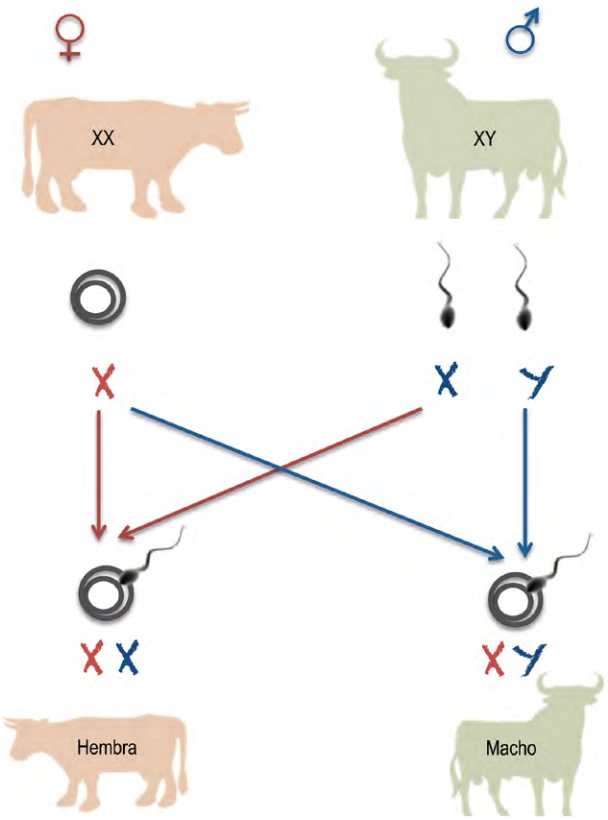


Imagen 2.2: en los mamíferos todos los óvulos producidos por las hembras tienen un cromosoma sexual X. La mitad de los espermatozoides producidos por los machos tienen un cromosoma X y la otra mitad tienen un cromosoma Y. Dependiendo del cromosoma presente en el espermatozoide que fertilice al óvulo se generará un individuo XX (hembra) o uno XY (macho) (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

El cromosoma "Y" es un "invento" relativamente reciente de la evolución. Surgió a partir de una mutación de un cromosoma "X", que resultó en la pérdida de uno de sus brazos, que es de donde se originó su morfología de Y. Como resultado, la mayoría de los genes presentes en el cromosoma Y también existen en el cromosoma X; asimismo sólo unos cuantos genes del cromosoma Y han evolucionado hasta ser diferentes a los del cromosoma X.

Aunque los machos tienen un cromosoma que no está presente en las hembras, dicho cromosoma no aporta demasiada información genética original. Todos los genes existentes en las hembras están también presentes en los machos, ya que ellos también tienen un cromosoma X.

Una particularidad del cromosoma Y, al existir una sola copia en los machos, es que no sufre entrecruzamiento con un cromosoma análogo durante la meiosis, por lo que el cromosoma Y de un macho es idéntico al de su progenitor y al de sus descendientes, excepto en el caso en el que ocurra espontáneamente una mutación. En contraste, los cromosomas X de las hembras (uno aportado por su padre y otro por su madre) se entrecruzan durante la meiosis, por ende cada óvulo producido por la hembra tendrá una combinación de alelos distinta en su cromosoma X. Al estudiar las diferencias en la secuencia del ADN del cromosoma Y, es posible identificar la distancia filogenética entre dos individuos (cuantas más diferencias existan entre los cromosomas significa que su ancestro común está más alejado). Algo similar ocurre con el ADN de las mitocondrias, que siempre son aportadas por la madre y nunca sufren recombinación genética.

Gen SRY

Uno de los pocos genes del cromosoma Y que no tienen correspondencia en el cromosoma X es el denominado gen SRY (***S****ex-determining* ***R****egion of the* ***Y*** *chromosome*; región del cromosoma Y determinante del sexo). Este gen se expresa solamente en la gónada en formación de los embriones macho, en particular en las células precursoras de las células de Sertoli; codifica una proteína de la familia SOX (SRY-like B**ox**) que es una familia formada por proteínas que tienen un dominio de unión al

ADN y que actúan como factores de transcripción. Al producirse la proteína SRY en las células precursoras de las células de Sertoli se estimula la expresión (transcripción) de otro gen emparentado, denominado SOX-9 que a su vez actúa como un factor de transcripción que activa la expresión de otros genes, como el FGF-9 (*Fibroblast Growth Factor-9*, factor de crecimiento de los fibroblastos-9). Los productos de los genes SOX-9 y FGF-9 inician cascadas de expresión génica que provocan que las células de soporte de la gónada indiferenciada (cresta genital) se diferencien en células de Sertoli. Más tarde, estas células dirigen la diferenciación de las células intersticiales de la cresta genital en células de Leydig, lo que finalmente resulta en la formación de un testículo. Otro de los efectos de la proteína codificada por SOX-9 es un estímulo mayor de la expresión de su propio gen, por lo que se produce un ciclo de retroalimentación positiva que favorece la continuidad del proceso de formación testicular.

Como en los embriones hembra no existe el gen SRY, la gónada indiferenciada no es estimulada para expresar los genes SOX-9 ni FGF-9 en las células de soporte (que en este caso serán precusoras de células de la granulosa). La gónada, en cambio, expresa en forma constitutiva –sin necesidad de estimulación– otro juego de genes, que incluyen al WNT4 (*Wingless-integration Factor 4*) y al RSPO1 (respondina-1), que a su vez inician una cascada de expresión génica, la cual provoca la diferenciación de las células somáticas de la gónada indiferenciada hacia células de la granulosa y células de la teca, este hecho conduce, a su vez, a la formación de un ovario. En el embrión macho la proteína SOX-9 inhibe la expresión de los genes de WNT4 y RSPO1, por lo que la presencia del gen SRY, y por lo tanto de SOX-9, inhiben la formación de un ovario al mismo tiempo que estimulan la formación del testículo (**imagen 2.3**).

En suma, si el embrión tiene genotipo XY (un embrión macho), el gen SRY comienza a expresarse en las células precusoras de la gónada inmediatamente después de la formación de la misma, cuando se están desarrollando los cordones sexuales primarios en la médula. La expresión del gen, así como la presencia subsecuente de las proteínas SOX-9 y FGF-9 provoca que dichas células se distingan como células de Sertoli y que se organicen los túbulos seminíferos a partir de los cordones sexuales primarios. Por su parte, en un embrión con genotipo XX (es decir, hembra) no existe el gen SRY, por lo que es imposible que se eleven los niveles de de las proteínas SOX-9 y FGF-9 y las células precursoras no se diferencian en células de Sertoli, y por lo tanto los cordones sexuales primarios sufren regresión. Después de unos días comienzan a organizarse los cordones sexuales secundarios y las células precusoras inician la expresión del gen WNT4, lo que las lleva a diferenciarse en células de la granulosa, que serán la base para la conformación de los folículos ováricos.

Si en un embrión XY, macho, se retrasa la expresión del gen SRY, sucede que se forma un ovo-testículo debido a que algunas de las células somáticas de las crestas gonadales comienzan a expresar al gen WNT4, y a diferenciarse en células de la granulosa, mientras que en otras la proteína SRY llega a tiempo para dirigir la diferenciación hacia células de Sertoli.

En el ovario en formación se expresa el gen DAX-1 (*Dosage-sensitive Sex Reversal*).

Este gen, localizado en el cromosoma X, codifica una proteína que es un miembro de la familia de receptores nucleares al que le falta el dominio de unión al ADN, por lo que parece actuar bloqueando diversos factores de transcripción, entre los que se cuenta el SRY. Como la proteína DAX-1 impide la acción de la proteína SRY, un exceso de expresión del gen DAX-1 puede provocar la feminización gonadal de individuos XY, macho, aunque tengan SRY. En condiciones normales, la expresión adecuada del gen DAX-1 no es capaz de evitar la masculinización gonadal de embriones con el gen SRY, de allí el nombre de reversión sexual dependiente de la dosis.

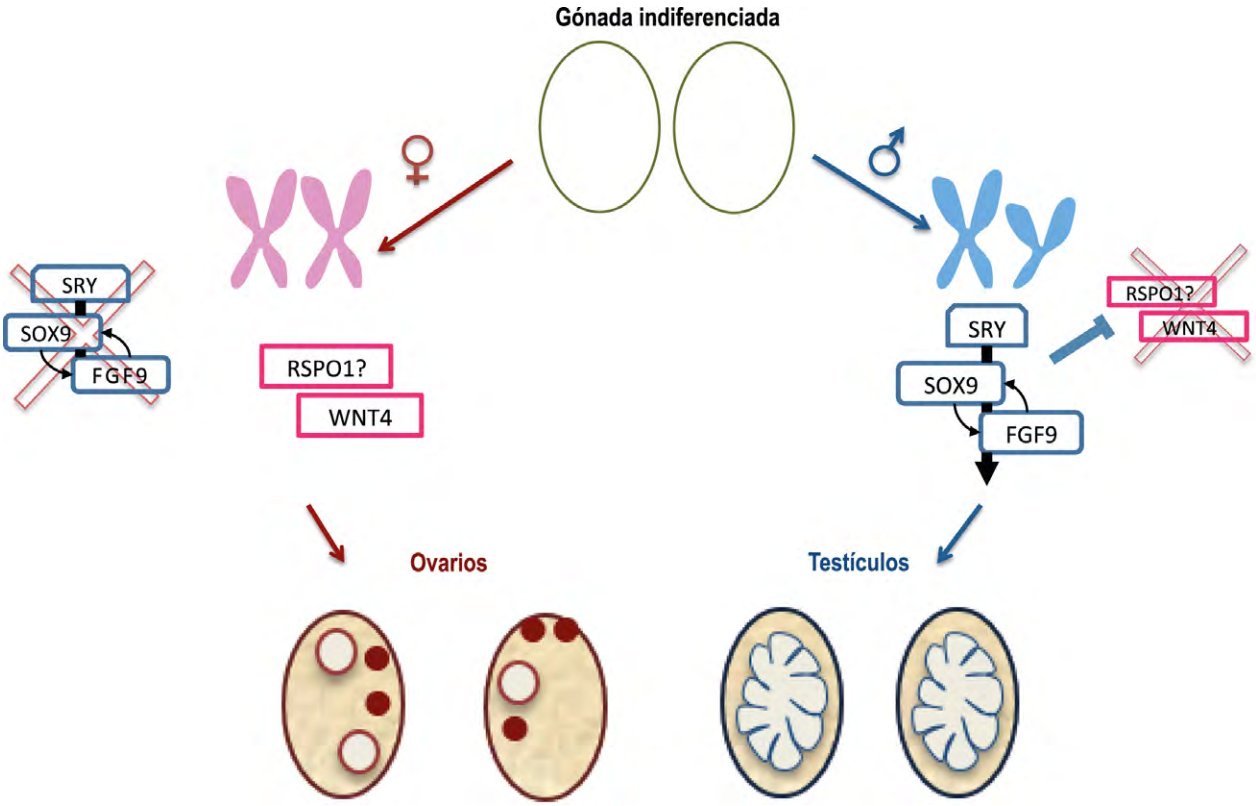


Imagen 2.3: cascada de expresión génica para la diferenciación gonadal. SRY (Región del cromosoma Y determinante del sexo), SOX-9 (SRY-like Box-9), FGF-9 (Factor de crecimiento de fibroblastos-9), WNT4 (Wingless-integration factor 4), RSPO-11 (Respondina-1). Una vez que SRY induce la expresión de SOX-9 en la gónada masculina, se inicia un proceso de retroalimentación positiva mediante el cual los niveles de expresión de SOX-9 y FGF-9 van aumentando, al mismo tiempo que inhiben la expresión de WNT-4 y RSOP-1. En la gónada femenina no se expresan SRY, SOX-9 y FGF-9, lo que permite que se expresen los genes WNT-4 y RSP0-1, que inician una cascada de señalización que dirige la formación de un ovario (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano).

Diferenciación Sexual de los Genitales

Una vez que se forman los testículos, todo el desarrollo ulterior de los órganos y las características "masculinas" en lugar de las femeninas es consecuencia de las hormonas producidas por los testículos en formación, incluyendo los andrógenos y la hormona inhibidora de los conductos de Müller. Ante la ausencia de testículos todo el desarrollo de los órganos genitales internos y externos sigue un patrón femenino, sin importar si están o no presentes los ovarios; lo que significa que la ausencia de hormonas gonadales determina que el embrión se desarrolle como hembra, porque no se requieren hormonas ováricas para desencadenar el patrón femenino. Por su parte, las gónadas masculinas –los testículos–, producen sustancias que desvían el desarrollo hacia el patrón masculino.

En etapas tempranas de la diferenciación todos los embriones tienen dos juegos de conductos sexuales, los conductos de Wolff o mesonéfricos, y los de Müller o paramesonéfricos (**imagen 2.4**). La testosterona secretada por los testículos del feto macho en desarrollo actúa sobre los conductos de Wolff, lo que induce la formación posterior de los conductos deferentes, el epidídimo y las glándulas seminales (**imagen 2.4**).

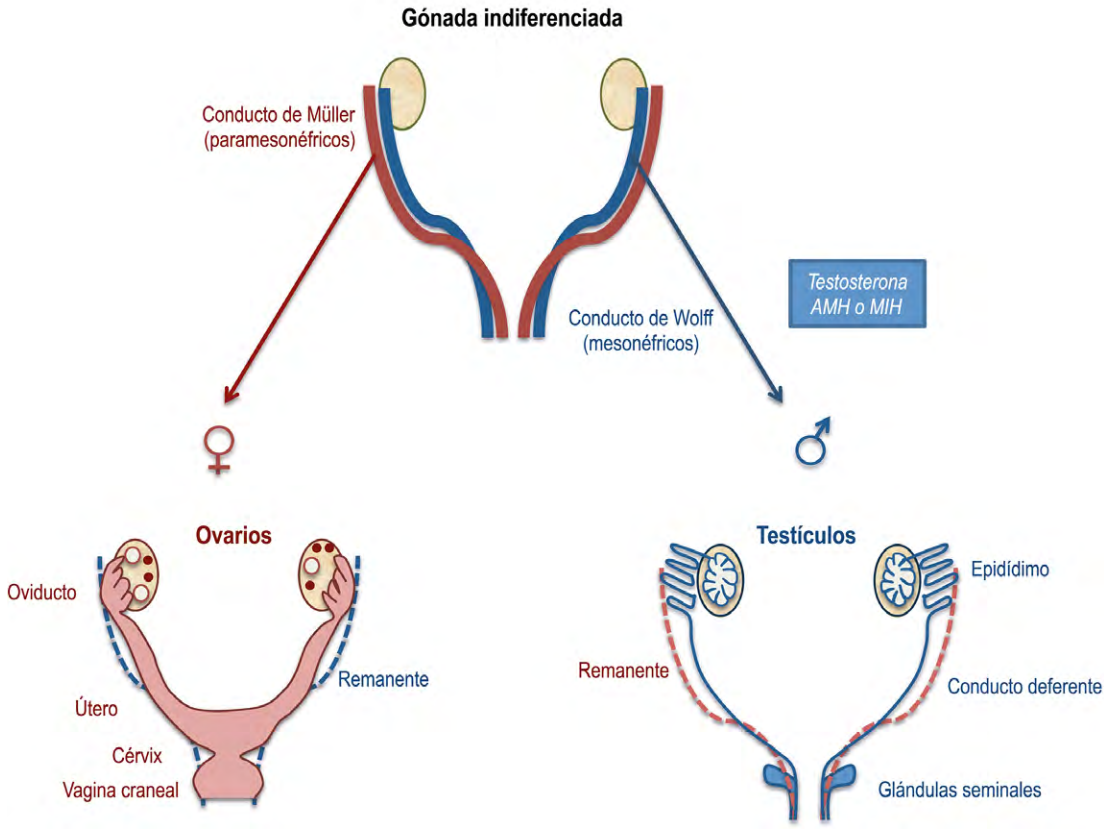


Imagen 2.4: formación de los órganos genitales internos a partir de los conductos de Wolff en el macho o de los conductos de Müller en la hembra (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Los testículos producen, al mismo tiempo, una glicoproteína llamada Hormona Inhibidora de los Conductos de Müller (*Müllerian Inhibiting Hormone*, MIH, también llamada *Anti-Müllerian Hormone*, AMH); como su nombre lo indica, inhibe el desarrollo de dichos conductos –Müller o paramesonéfricos–, provocando su regresión, lo que impide la formación de los órganos genitales internos característicos de la hembra como son los oviductos, el útero, el cérvix y la porción craneal de la vagina (**imagen 2.4**).

La MIH es una glicoproteína de la familia de los factores de crecimiento transformante β (TGFβ). El gen de MIH posee sitios de unión para los productos de los genes SOX-9 y SF-1, por lo que la presencia simultánea de ambos factores de transcripción es necesaria para que se secrete MIH y lleve a cabo su función de inhibición de los conductos de Müller en el embrión macho (recuérdese que en esta etapa tanto la gónada de embriones machos como la de embriones hembra expresan al gen SF-1, pero sólo la del macho expresa al SOX-9, por lo que únicamente este último produce MIH). Lo cierto es que en la gónada del embrión hembra no se producen cantidades importantes de proteína SOX-9, además de que se produce proteína DAX-1, misma que antagoniza tanto a SOX-9 como a SF-1, todo lo cual impide la producción de MIH y resulta en el desarrollo de los conductos de Müller hasta formar los oviductos, el útero, el cérvix y la porción anterior de la vagina.

Así, en la hembra, al no haber testículos no circulan concentraciones elevadas de andrógenos, lo que impedirá el desarrollo de los conductos de Wolff, mientras que los conductos de Müller se desarrollarán porque no habrá MIH para impedirlo. El desarrollo de los genitales internos femeninos no requiere de la presencia de ninguna hormona ovárica y se llevará a cabo de manera predeterminada (o preestablecida) en ausencia de testículos.

Otra estructura interna que también se desarrolla en forma distinta en machos y en hembras es el seno urogenital, que en el embrión macho es estimulado por la testosterona para formar la próstata, las glándulas bulbouretrales y la uretra peneana, mientras que en la hembra forma la porción caudal de la vagina.

Respecto de los genitales externos (**imagen 2.5**), en los embriones de ambos sexos existen estructuras precusoras llamadas tubérculo genital y pliegues vestibulares. En la hembra el tubérculo genital da origen al clítoris y los pliegues vestibulares dan origen a los labios vulvares sin necesidad de que actúen hormonas ováricas, ya que el patrón "por vía pre-establecida" es el femenino. En contraste, en el macho, tanto el tubérculo genital como los pliegues vestibulares responden a la hormona 5α-dehidro-testosterona (DHT), la cual se forma en las células de la piel de la zona genital a partir de la testosterona que llega desde los testículos. Para ello existe en dichas células la enzima 5α-reductasa, que transforma la testosterona en DHT. Una vez formada, la DHT actúa sobre los pliegues vestibulares del embrión macho para que se fusionen y formen el escroto (en lugar de los labios vulvares), y sobre el tubérculo urogenital para formar el pene (en lugar del clítoris).

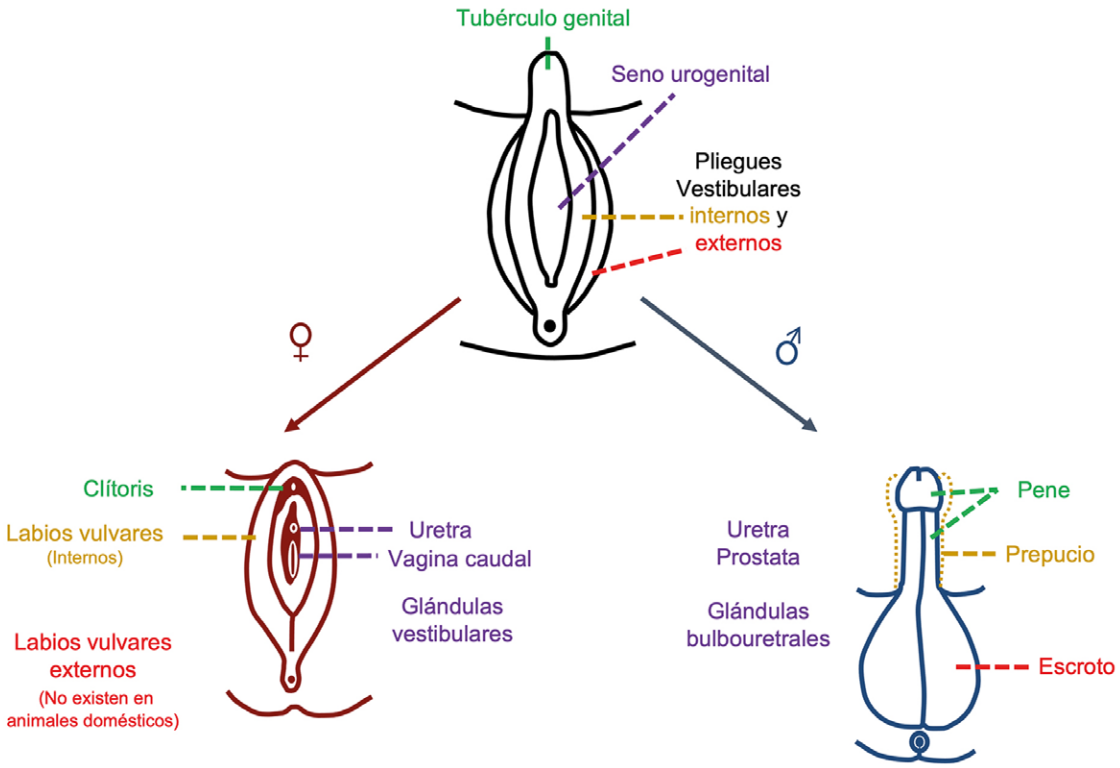


Imagen 2.5: estructuras que se desarrollan en los embriones de cada sexo a partir del seno urogenital, el tubérculo genital y los pliegues vestibulares. El color del nombre de cada estructura final corresponde con el color del nombre de la estructura a partir de la cual se originó (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

Diferenciación Sexual del Sistema Nervioso

Existen muchas diferencias funcionales entre el sistema nervioso de las hembras y el de los machos, que en humanos pueden incluir diferencias tan complejas como la mayor capacidad verbal de la mujer o la mayor capacidad de orientación espacial del hombre. En este apartado nos limitaremos a aquellas diferencias que influyen directamente sobre la función reproductiva, como serían diferencias en la regulación de la secreción de gonadotropinas o diferencias en la capacidad del comportamiento sexual masculino o femenino.

Es necesario mencionar que, a pesar de que estas diferencias se originan durante un periodo crítico de la vida fetal o neonatal (dependiendo de la especie), generalmente se hacen evidentes hasta que el animal llega a la vida adulta y demuestra tener o no la capacidad para comportarse como macho o como hembra una vez que es expuesto a las hormonas sexuales que se secretan después de la pubertad.

Al igual que en los procesos anteriores, podemos afirmar que en los mamíferos el patrón preestablecido de comportamiento sexual y de secreción de gonadotropinas es el femenino. Si durante los primeros días de vida neonatal

una rata hembra no es expuesta a ninguna hormona gonadal, al llegar a la vida adulta tendrá la capacidad de comportarse como hembra en presencia de estrógenos, así como de secretar un pico preovulatorio de GnRH/LH en respuesta a los mismos (**imagen 2.6**). Esa rata, además, no podrá comportarse como macho aunque en su vida adulta sea expuesta a testosterona. El sistema nervioso de las ratas macho recién nacidas que es expuesto a los andrógenos producidos en sus testículos, en contraste, provoca que adquieran el potencial para comportarse como machos en su vida adulta y que pierdan el potencial para tener conducta de hembras aunque se les administren estrógenos (proceso que se conoce como defeminización del SNC).

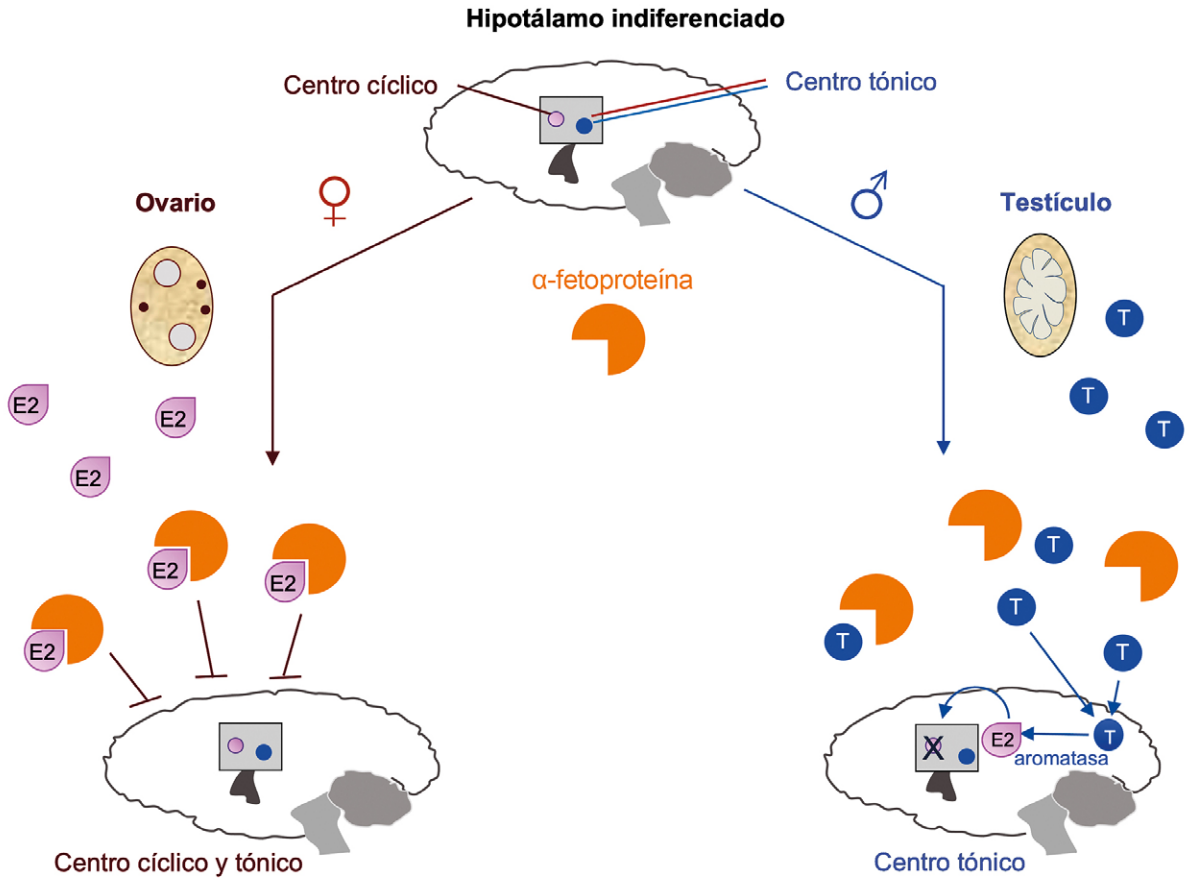


Imagen 2.6: defeminización y masculinización del sistema nervioso central por medio de la testosterona, que al no ser secuestrada por la α-fetoproteína puede entrar a las neuronas, donde es aromatizada para transformarse en estrógenos, hormona que al final es responsable de la defeminización (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra, Lucía Rangel).

Si experimentalmente inyectamos testosterona a una rata hembra recién nacida, esa rata no se podrá comportar como hembra en su vida adulta, y si se comportará como macho. La castración neonatal de una rata macho (evitando la exposición de su SNC a andrógenos testiculares), asimismo, resultará en la vida adulta en un patrón femenino (SNC feminizado y no masculinizado).

En el hipotálamo de las ratas adultas existe un área en la que el número, características y densidad de los cuerpos neuronales difiere en machos y hembras, dicha área se ha denominado como "núcleo sexualmente dimórfico del hipotálamo", y se ha demostrado que cuando a las ratas hembras se les trata con testosterona en la vida neonatal, la morfología de su núcleo sexualmente dimórfico será de macho en su vida adulta, mientras que la castración neonatal de ratas macho resulta en un núcleo dimórfico de hembra en su vida adulta. Lo anterior significa que la exposición o no a testosterona en la vida neonatal es lo que determina qué tipo de núcleo sexualmente dimórfico se desarrollará, lo que a su vez está relacionado con el tipo de conducta que el animal podrá expresar en su vida adulta.

No deja de ser una paradoja que si a una rata hembra se le inyecta una dosis elevada de estrógenos en sus primeros días de vida, sus núcleos sexualmente dimórficos se desarrollarán como de macho y en su vida adulta su potencial de conducta estará masculinizado y desfeminizado. La hormona "femenina" por excelencia: el estradiol, masculiniza al hipotálamo y la conducta del animal. Asimismo, si a la rata neonatal se les inyecta un andrógeno no-aromatizable (que no puede ser transformado a estrógenos por las células) la rata no se masculiniza (**imagen 2.6**).

La masculinización y desfeminización de las ratas macho o de las ratas hembras tratadas con testosterona, en realidad, no son provocados por la propia testosterona, sino por los estrógenos que se forman dentro de las neuronas cuando toman a la testosterona de la sangre y la aromatizan para transformarla en estrógenos (**imagen 2.6**).

¿Por qué las ratas hembra, que poseen ovarios productores de estrógenos, no se masculinizan? La respuesta está en una proteína denominada α-fetoproteína que circula en altas concentraciones en los fetos y en los recién nacidos. Esta proteína tiene la capacidad de unirse a los estrógenos, lo cual impide su entrada a las células. Las ratas macho, en cambio, producen testosterona, la cual no tiene afinidad por la α-fetoproteína, lo que le permite circular libremente. Al llegar al SNC, la testosterona (que no fue secuestrada) puede entrar a las neuronas y dentro de ellas aromatizarse a estrógenos, que finalmente masculinizan el SNC. La diferenciación sexual del hipotálamo depende en síntesis de la presencia o ausencia de testículos, lo que permite que se produzca o no la hormona (testosterona) que puede evadir el secuestro por parte de la α-fetoproteína, transformarse en estrógenos y masculinizar el SNC.

Conclusión

En los mamíferos todo el proceso que se requiere para el desarrollo de un macho depende de la existencia de un sólo gen del cromosoma Y, el gen SRY; la ausencia de este gen resulta en el desarrollo de una hembra. La presencia o ausencia del gen SRY determina, entonces, la cadena de eventos morfogenéticos que ocurrirá inherentemente a su expresión o

no, para desarrollar todos los órganos y características de un macho o de una hembra. Por esta razón, los individuos con un monosomía XO (síndrome de Turner) son hembras (por no tener cromosoma Y ni gen SRY), mientras que los individuos con triploidía XXY (síndrome de Kleinefelter) son machos aunque tengan dos cromosomas X. En algunas especies, sin embargo, se han identificado machos que cromosómicamente son XX; en esos casos se ha determinado invariablemente que por un error durante la meiosis la región del cromosoma Y en la que reside el gen SRY ha sido translocada al cromosoma X. De la misma forma, en algunos casos se han encontrado hembras con cariotipo XY; en ellas se ha identificado una mutación inhabilitante del gen SRY. Esto se ha demostrado experimentalmente ya que por medio de ingeniería genética es posible producir ratones con cariotipo XY pero con el gen SRY eliminado (*knockout*). Como es de esperarse, esos ratones desarrollan ovarios y todos sus órganos genitales, tanto internos como externos, y se desarrollan como hembra.

Los ratones XX transgénicos a los que se les ha insertado una copia del gen SRY, desarrollan testículos y un fenotipo masculino, aunque son estériles por la ausencia de algunos otros genes del cromosoma Y que son necesarios para una espermatogénesis normal.

Las fallas en los mecanismos de diferenciación sexual de los mamíferos pueden ocasionar anormalidades como las observadas en las becerras Freemartin, que son becerras originadas de una gestación gemelar en la que su gemelo era macho. Lo que sucede es que en el bovino, cuando hay una gestación gemelar, se produce un cierto grado de anastomosis entre las placentas de los dos fetos, lo que permite un intercambio de sangre y células entre ambos. Los productos reciben entonces algunas células de su gemelo, que encuentran su lugar en el órgano correspondiente y se integran a él. En el caso particular de las gónadas, cuando el ovario primitivo de un embrión hembra es colonizado por algunas células gonadales de su gemelo macho, dichas células expresan al gen SRY, lo que hará que esa región de la gónada se diferencie como testículo. Como resultado, se desarrolla un ovo-testículo (con mayor o menor proporción de tejido testicular dependiendo del grado de colonización de la gónada en formación por células provenientes del gemelo macho). Además, al haber cierta cantidad de tejido testicular productor de MIH, circularán en el feto hembra niveles de esta hormona que, aunque bajos, afectarán el desarrollo normal de los conductos de Müller, por lo que las becerras Freemartin tienen genitales internos ausentes o muy poco desarrollados. Los andrógenos producidos por las zonas de tejido testicular, finalmente, son suficientes para causar un cierto grado de masculinización, que se manifiesta como un clítoris más grande de lo normal o un desarrollo corporal masculinizado.

Referencias

- Arnold A, Chen X, Itoh Y. What a difference an X or Y makes: Sex chromosomes, gene dose, and epigenetics in sexual differentiation. In Regitz-Zagrosek V, editor. Sex and Gender Differences in Pharmacology, Handbook of Experimental Pharmacology. Berlín: Springer-Verlag; 2012. p. 67-88.
- Arnold A, McCarthy M. Reframing sexual differentiation of the brain. Nature Neuroscience. 2011; 14(6): p. 677-683.
- Gardiner J, Swain A. Sex determination and differentiation. In Plant T, Zeleznik A. Knobil and Neill's Physiology of Reproduction. 4th ed. New York: Academic Press; 2015. p. 1537-1574.
- Senger P. Embryogenesis of the pituitary gland and the male or female reproductive system. In Pathways to Pregnancy and Parturation. Pullman: Current Conceptions Inc.; 2005. p. 80-101.

3

Capítulo 3



Gametogénesis

Luis Zarco

Capítulo 3
Gametogénesis

Luis Zarco

Introducción

La reproducción sexual es el proceso mediante el cual dos organismos de la misma especie unen su material genético para dar lugar a un organismo hijo con una combinación única de genes; para lograrlo, cada organismo produce células que contienen la mitad del material genético característico de la especie. Estas células haploides son denominadas gametos; al combinarse un gameto masculino con uno femenino se produce una célula diploide (cigoto o huevo) a partir de la cual se forma el embrión.

La gran mayoría de las especies con reproducción sexual son anisogámicas, lo que significa que producen dos tipos de gametos diferentes: Los gametos masculinos son pequeños, mótiles y se producen en gran cantidad, mientras que los gametos femeninos son grandes, inmóviles y se producen en menor cantidad. El tipo de gameto que un individuo produce es lo que define su sexo; en los animales el macho es el individuo que produce grandes cantidades de espermatozoides, y la hembra produce una menor cantidad de óvulos, mientras que en las plantas las gónadas masculinas producen polen y las femeninas producen oosferas.

Los gametos son diferentes al resto de las células del organismo, las cuales se llaman células somáticas; estas últimas son diploides porque contienen dos juegos de cromosomas, un juego heredado del padre del individuo y otro de la madre. Las células somáticas, además, se dividen por mitosis, por lo que los cromosomas se duplican antes de cada división celular y cada una de las células hijas recibe un complemento diploide idéntico de cromosomas, así que todas las células somáticas de un individuo tienen el mismo material genético, aunque cada tipo celular expresa diferentes combinaciones de genes. En cambio, los gametos son células haploides porque tienen un solo juego de cromosomas y la mitad del material genético característico de la especie. Cada uno de los cromosomas en un gameto es el resultado de la recombinación de los genes contenidos en los cromosomas paterno y materno del individuo que originan el gameto, y cada uno de éstos tiene una combinación única de genes.

Los gametos se forman a partir de células germinales, que son células que en su origen son diploides y se han "comprometido" a mantenerse como una línea celular especial que en su momento sufrirá el proceso de meiosis para dar origen a gametos haploides, ya sean óvulos u espermatozoides según el sexo del animal. Como se describió en el **capítulo 2** (Diferenciación Sexual), las células germinales primordiales se originan en el epiblasto del embrión, y migran desde el saco vitelino hasta colonizar a las crestas gonadales, donde,

a su vez, proliferan y se organizan junto con las células somáticas de la gónada primitiva para formar el testículo o el ovario.

La gametogénesis es el proceso mediante el cual las células germinales de cada sexo se multiplican, dividen y diferencian hasta formar a los gametos. En el caso de la formación de los gametos masculinos el proceso recibe el nombre específico de espermatogénesis, y para los gametos femeninos se le llama ovogénesis. Aunque ambos procesos logran el objetivo común de producir células haploides, por ende comparten algunas características, existen diferencias marcadas entre ellos debido a la necesidad de producir un número muy distinto de gametos, de tamaño diferente, y con características de movilidad también diferentes.

Espermatogénesis

La espermatogénesis es el proceso mediante el cual se producen los gametos masculinos denominados espermatozoides. Durante la vida fetal las células germinales y las células somáticas del testículo en formación se organizan en túbulos seminíferos que se derivan de los cordones sexuales primarios y conforman la mayor parte de la médula del testículo. En la etapa fetal cada túbulo seminífero está delimitado por una membrana basal, recubierta en su parte interior por células precursoras de las células de Sertoli (un tipo de células somáticas). En el exterior del túbulo se localizan las células precursoras de las células de Leydig o intersticiales, que también son células somáticas. Entre la membrana basal y las células de Sertoli se encuentran algunas células germinales denominadas espermatogonias de reserva o A0 (también llamadas gonocitos) que serán el único tipo de células germinales presentes en el testículo mientras el animal no alcance la pubertad. Las células de Sertoli establecen en su región basal uniones ocluyentes entre sí, formando parte de la barrera hemato-testicular. Las espermatogonias A0 se localizan por dentro de la membrana basal del túbulo seminífero, aunque fuera de la barrera hemato-testicular.

El número de células de Sertoli en el testículo depende de la influencia de la hormona folículo estimulante (FSH) presente durante la vida fetal y las primeras etapas de vida postnatal. La población de células de Sertoli al llegar a la pubertad se mantendrá fija durante el resto de la vida del animal; existe una relación positiva entre el tamaño de la población de células de Sertoli y la capacidad de producción de espermatozoides del testículo.

Antes de la pubertad los túbulos seminíferos se observan al corte como estructuras de diámetro pequeño, sin luz, conformadas solamente por células de Sertoli y espermatogonias de reserva, rodeados por abundante tejido intersticial, en el que están presentes las células precursoras de las células de Leydig. A partir de que el animal llega a la pubertad se inicia el proceso de espermatogénesis, que se mantendrá durante toda la vida del animal, excepto en especies de animales silvestres muy estacionales, en las que puede suspenderse durante la época no reproductiva para reanudarse en la época reproductiva. Después de la pubertad los túbulos seminíferos tienen un diámetro mucho mayor; en su interior se observa gran número de células germinales de todos los tipos, diferentes estadios de división, y en su luz contienen líquido y espermatozoides. A partir de esta etapa las células de Leydig

(por completo diferenciadas) son también evidentes en el exterior del túbulo, junto con las células mioides o peritubulares que lo rodean y que al contraerse son responsables de controlar el avance de los fluidos y las células presentes en la luz del túbulo.

Durante la espermatogénesis, las espermatogonias de reserva se dividen periódicamente, y mientras algunas de las células hijas permanecen como espermatogonias de reserva, otras proliferan y sufren una sucesión de divisiones mitóticas durante las cuales se van diferenciando hasta formar espermatocitos primarios (espermatocitogénesis o fase de mitosis), luego sufren dos divisiones especiales mediante las cuales reducen su número de cromosomas (fase de meiosis), y al final cambian de forma para convertirse en espermatozoides (espermiogénesis) (**imagen 3.1**). Cada una de estas etapas de la espermatogénesis se describirá detalladamente más adelante, antes explicaremos algunas características de las células de Sertoli y las células de Leydig que ayudarán a entender su papel durante la espermatogénesis.

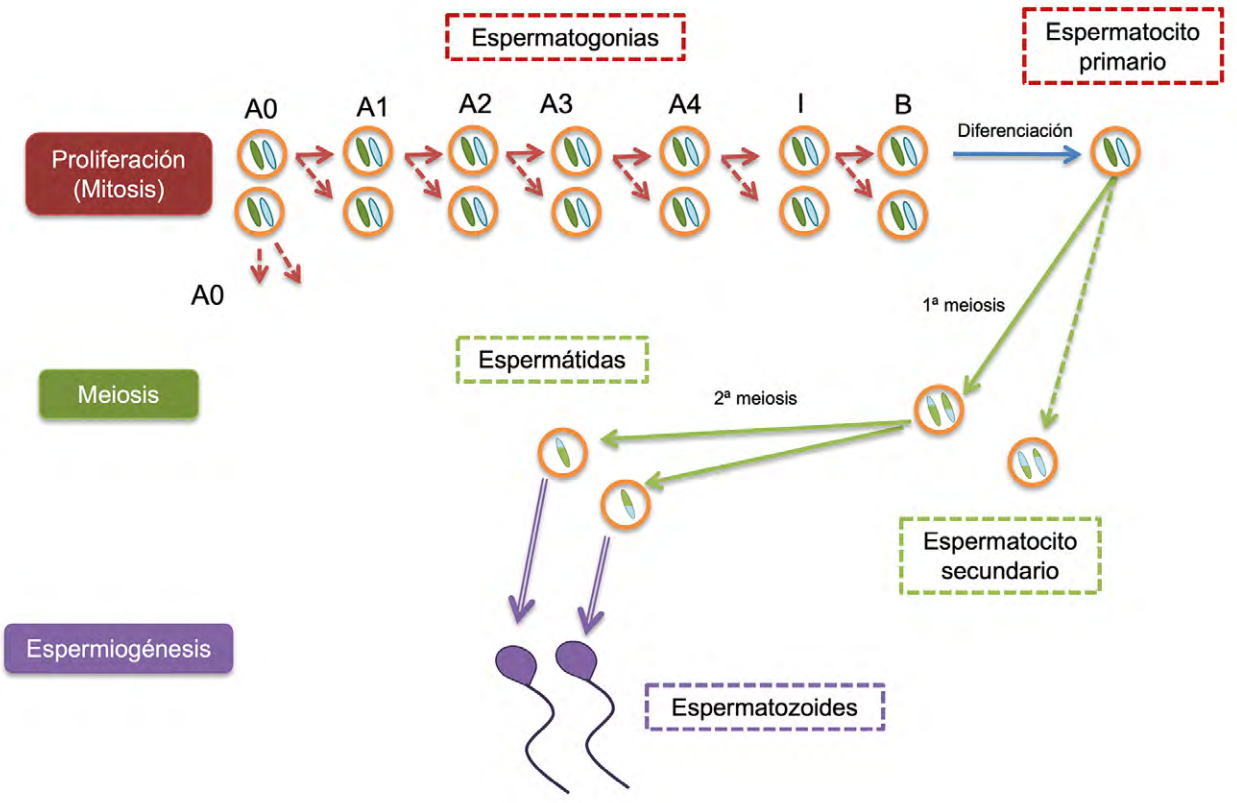


Imagen 3.1: espermatogénesis en ratones. Fases mitóticas de las espermatogonias (A0 a B) para formar un espermatocito primario y las dos fases de meiosis que suceden antes de la espermiogénesis (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

Al inicio de la espermatocitogénesis las uniones ocluyentes entre las células de Sertoli se abren en etapas (como las dobles compuertas de un submarino) para permitir el paso de las espermatogonias hacia el centro del túbulo seminífero sin que se establezca una continuidad entre el exterior y el interior de la barrera hemato-testicular. Una vez traspasada esta barrera, las sucesivas generaciones de espermatogonias, espermatocitos, espermátidas y espermatozoides se localizarán hacia el interior del túbulo seminífero, en estrecha asociación con las células de Sertoli. En consecuencia, las células de Sertoli dividen al túbulo seminífero en dos compartimientos: el compartimiento basal (por debajo de las uniones ocluyentes de las células de Sertoli), en el que residen las espermatogonias de reserva, y el compartimiento adluminal (hacia el centro del túbulo), en cuyos espacios entre las células de Sertoli se desarrolla el resto del proceso de espermatogénesis (meiosis y espermatocitogénesis). Este hecho es importante porque durante la vida fetal las únicas células germinales existentes eran las espermatogonias de reserva, por lo que los antígenos expresados por generaciones más avanzadas (espermatogonias intermedias, espermatogonias B, espermatocitos primarios, secundarios, espermátidas y espermatozoides) no son reconocidos como propios por el sistema inmune. Lo anterior implica que debe existir una barrera entre ellos y la sangre para evitar un ataque inmunológico.

En todas las etapas de la espermatogénesis, las células de Sertoli actúan como células de soporte para las células germinales, que siempre permanecen íntimamente recubiertas por la membrana de las células de Sertoli. También actúan como células nutricias porque proporcionan el medio en el que las células germinales se desarrollan y maduran, así como las sustancias que regulan y sincronizan las sucesivas divisiones y transformaciones de las células germinales. Las células de Sertoli además producen hormonas, como estrógenos e inhibina, que actúan sobre la hipófisis para regular la secreción de las gonadotropinas que controlan la espermatogénesis.

Las células de Leydig que residen en el exterior del túbulo seminífero también son importantes para la espermatogénesis; producen la testosterona que estimula y mantiene la espermatogénesis, además de ser el sustrato sobre el que actúa la aromatasa de las células de Sertoli para transformarla en estrógenos.

Como se mencionó antes, para su estudio podemos dividir a la espermatogénesis en tres fases: espermatocitogénesis, meiosis y espermiogénesis. A continuación, describiremos cada una de las etapas.

Espermatocitogénesis

La espermatocitogénesis, también llamada etapa proliferativa o de mitosis, consiste en una serie de divisiones mitóticas sufridas por las células descendientes de una espermatogonia de reserva. Una vez que dicha célula se divide, abandona el estado de reserva y comienza un proceso de diferenciación. Las espermatogonias de reserva (denominadas espermatogonias A0 en la rata o As en el humano) son células que existen desde la vida fetal y que permanecen mitóticamente inactivas durante la infancia. Una vez que alcanzan la pubertad comienzan a dividirse a intervalos regulares, y las células hijas pueden permanecer como espermatogonias de reserva o bien abandonar dicha reserva e ingresar en la espermatocitogénesis.

Una vez abandonada la reserva, las células hijas que se van formando tras cada división permanecen unidas por puentes citoplasmáticos, constituyendo una clona que se divide sincrónicamente. Las células que se forman después de cada división continúan siendo espermatogonias, pero cada generación es ligeramente diferente a la anterior. En la rata, por ejemplo, las espermatogonias tipo A0 al dividirse originan espermatogonias tipo A1, que en sucesivas divisiones forman espermatogonias tipo A2, A3 y A4, las cuales, a su vez, sufren otra mitosis para formar espermatogonias tipo Intermedio y una más para formar espermatogonias tipo B. Estas últimas se diferencian (sin dividirse) en espermatocitos primarios, proceso con el que termina la fase de espermatocitogénesis, que literalmente significa proceso de generación de espermatocitos.

Mediante las seis divisiones mitóticas que ocurren durante la espermatocitogénesis se forma potencialmente una clona de 64 espermatocitos primarios a partir de cada espermatogonia A que ingresa en el proceso. Sin embargo, algunas células sufren apoptosis en cada una de las etapas del proceso, por lo que el número real formado es menor. En otras especies se produce un transcurso similar de divisiones mitóticas sucesivas durante la espermatocitogénesis, aunque la nomenclatura utilizada puede ser distinta, por ejemplo las dos últimas divisiones mitóticas en la especie bovina dan origen a las espermatogonias tipo B1 y B2.

Meiosis

Una vez que las espermatogonias tipo B se diferencian a espermatocitos primarios, estos inician la etapa de meiosis, con una nueva división; esta vez la división es de tipo meiótica. Al completarse la primera división meiótica (meiosis I) se obtienen espermatocitos secundarios, que al sufrir la segunda división meiótica (meiosis II) dan origen a las espermátidas. Debemos recordar que la meiosis es el proceso mediante el cual se reduce a la mitad el número de cromosomas, por lo que las espermátidas que se obtienen son células haploides. Los espermatocitos secundarios que se forman después de la primera división meiótica contienen la mitad del número normal de cromosomas, pero la misma cantidad de ADN debido a que cada cromosoma es doble. Las espermátidas formadas al concluir la segunda división meiótica, en cambio, contienen la mitad de los cromosomas, y estos ya no son dobles, por lo que se trata de células haploides. También debe recordarse que durante la meiosis se lleva a cabo el entrecruzamiento de los cromosomas homólogos, por lo que cada espermátida tiene una combinación única y diferente de genes paternos y maternos. Otro punto que debe recordarse es que cada espermátida solamente contiene un cromosoma sexual; la mitad de las espermátidas contienen el cromosoma X heredado de la madre del macho que está llevando a cabo la espermatogénesis y la otra mitad contienen el cromosoma Y heredado de su padre.

Por cada espermatocito primario que entra a la meiosis se obtienen cuatro espermátidas, por lo que al completarse la meiosis potencialmente se podrían formar hasta 256 espermátidas por cada espermatogonia que abandona la reserva e ingresa en la espermatocitogénesis.

Espermiogénesis

Durante la espermiogénesis, también llamada fase de diferenciación, las espermátidas sufren, sin dividirse, una metamorfosis que las transforma en espermatozoides, los cuales finalmente son liberados de las células de Sertoli hacia la luz del túbulo seminífero.

La espermiogénesis es un proceso complicado y largo ya que la espermátida debe sufrir complejos cambios nucleares, citoplasmáticos y morfológicos que resultan en la formación de espermatozoides. Algunos de estos cambios incluyen la condensación del material nuclear para formar un núcleo plano y denso, la eliminación de citoplasma para constituir una célula muy pequeña, la formación de una estructura especializada denominada acrosoma o capuchón cefálico, y la formación del cuello y la cola (flagelo) del espermatozoide, del que depende su motilidad. Durante la mayor parte de la espermiogénesis, las espermátidas se mantienen estrechamente asociadas con las células de Sertoli; se llegan a observar, entonces, flagelos que se proyectan hacia la luz del túbulo que parecerían salir de las células de Sertoli, siendo en realidad los flagelos de los espermatozoides que aún no han sido liberados hacia dicha luz.

Al liberar los espermatozoides hacia la luz del túbulo, las células de Sertoli realizan la fagocitosis de parte del citoplasma de los espermatozoides (cuerpos residuales). También fagocitan los restos de todas las células germinales que sufren apoptosis o degeneran durante la espermatogénesis. Se piensa que al realizar estas funciones las células de Sertoli pueden hacer un monitoreo de la eficiencia de la espermatogénesis, lo que les permitiría emitir señales para colaborar en la regulación de ese proceso a nivel gonadal y a nivel sistémico a través de la secreción de hormonas como la inhibina y el estradiol.

Además de inhibina y activina, las células de Sertoli sintetizan otras proteínas, como la ABP (proteína ligadora de andrógenos) que sirve como una molécula transportadora de andrógenos dentro de los túbulos seminíferos, conductos deferentes y epidídimo, o la transferrina, que transporta el hierro necesario para la respiración celular.

Resultados de la espermatogénesis

El resultado de la espermatogénesis no es una simple multiplicación de las células germinales (hasta 256 espermatozoides a partir de cada espermatogonia A1), sino que a través de ella se producen gametos haploides pequeños, mótiles y con gran diversidad genética entre ellos, al mismo tiempo que se mantiene una reserva de células madre (espermatogonias A0) a partir de las cuales se podrán originar nuevos ciclos de espermatogénesis durante el resto de la vida del animal.

Control hormonal de la espermatogénesis

Como ya se mencionó, la FSH juega un importante papel para el establecimiento de las células de Sertoli durante la vida fetal e inicio de la vida postnatal. El comienzo de la espermatogénesis también es estimulado por la FSH, que actúa sobre las células de Sertoli para estimular su función y la activación de señales de estas células hacia las células germinales, induciéndolas a abandonar la reserva e ingresar a la espermatogénesis. La FSH, asimismo, estimula la mitosis durante el resto de la espermatocitogénesis y aumenta la eficiencia del proceso, ya que reduce la apoptosis

y la degeneración de espermatogonias intermedias y espermatogonias B. La FSH también estimula a las células de Sertoli para producir inhibina y ABP. Una vez iniciada la espermatogénesis sólo se requieren niveles basales de FSH para mantenerla.

Las células de Sertoli también deben ser estimuladas por la testosterona para funcionar de manera adecuada; se requiere también de la LH hipofisiaria: hormona que estimula a las células de Leydig para producir testosterona. A su vez, la secreción de LH y FSH es regulada por la GnRH hipotalámica: esta neurohormona también es parte del mecanismo de regulación de la espermatogénesis.

La espermatogénesis también es modulada a nivel local mediante la producción de determinados factores y de interacciones entre células. Dentro los factores locales se pueden mencionar el factor de crecimiento parecido a la insulina número 1 (IGF-1), el factor de crecimiento transformante beta (TGF-β), activina, oxitocina y diversas citocinas. Entre las interacciones celulares existen tanto uniones comunicantes entre las células de Sertoli y las células germinales, como puentes citoplasmáticos entre todas las células germinales que forman la clona de células descendientes de una espermatogonia A1.

Una vez que las células de Sertoli inician su función en la pubertad es posible mantener experimentalmente la espermatogénesis solamente con testosterona, sin requerirse ninguna otra hormona. La cantidad de espermatozoides producidos, sin embargo, es mayor si también está presente la FSH.

Bajo el estímulo de la FSH las células de Sertoli producen estradiol e inhibina, hormonas que a su vez retroalimentan al eje hipotálamo-hipofisiario para regular la secreción de gonadotropinas. En particular, la inhibina reduce la secreción de FSH, por lo cual es factible que sirva como una señal para evitar una excesiva estimulación a las células de Sertoli.

Ciclo del epitelio seminífero

En cada especie las espermatogonias de reserva inician un nuevo proceso de divisiones celulares a intervalos fijos: cada 14 días en el toro; cada 12 días en el garañón, cada nueve días en el verraco. La nueva generación de células que comienzan a proliferar en la base del tubo desplazan hacia el centro del túbulo a las células de la generación anterior, que a su vez desplazan a las de generaciones anteriores. Debido a que los cambios que va sufriendo cada generación celular se ajustan a tiempos característicos de cada etapa, y a que todas las células en una determinada sección de túbulo seminífero están sincronizadas entre sí por las células de Sertoli; en cada especie solamente es posible encontrar un cierto número de combinaciones celulares: 14 diferentes combinaciones en el caso de la rata, ocho en el toro, seis en el humano. La sucesión de posibles combinaciones hasta regresar a la primera combinación se conoce como ciclo del epitelio seminífero. En la mayoría de las especies los espermatozoides que son liberados hacia la luz del túbulo provienen de células que entraron en el proceso de espermatogénesis cuatro generaciones antes que la generación que está ingresando en ese momento, por lo que la espermatogénesis en el toro dura alrededor de 60 días y un poco menos en otras especies domésticas. Significa que los efectos negativos de las alteraciones en la espermatogénesis pueden estar presentes hasta dos meses después de que se produjeron dichas alteraciones.

Como se mencionó en la sección anterior, generalmente se observa la misma combinación celular en toda el área de una determinada sección transversal de túbulo seminífero. Sin embargo, si se hacen secciones seriadas, se observa que a lo largo del túbulo hay una sucesión ordenada de combinaciones, la primera en una determinada sección; la segunda combinación en la siguiente sección, y así sucesivamente en secciones subsecuentes hasta regresar a la primera combinación. Tenemos entonces, que en el inicio de la división de las espermatogonias A1 se produce en forma sincronizada en una sección del túbulo, y se va transmitiendo como una onda peristáltica a las secciones adyacentes. A este proceso se le denomina oleada del epitelio seminífero y gracias a él un túbulo seminífero siempre tiene secciones en todas las etapas de la espermatogénesis, con lo que se logra una producción constante de espermatozoides.

Alteraciones de la espermatogénesis

En las especies estacionales la espermatogénesis, como ya se mencionó, puede reducirse o incluso suspenderse durante la época no reproductiva, pero esto es un proceso fisiológico que no puede ser considerado como una alteración. Sin embargo, la espermatogénesis sí puede ser alterada por enfermedades o por factores externos.

La causa principal de alteraciones en la espermatogénesis es un aumento de la temperatura testicular. Las células germinales masculinas son sensibles al calor, por lo que en la mayoría de los mamíferos los testículos se encuentran fuera de la cavidad abdominal y existe un sofisticado sistema de termorregulación para mantenerlos a una temperatura menor a la corporal. Si la temperatura corporal se eleva por una fiebre prolongada, o si los sistemas termorreguladores del testículo se afectan por factores como inflamación, edema o falta de movilidad testicular dentro del escroto, la temperatura del tejido testicular se elevará y la espermatogénesis sufrirá alteraciones proporcionales al exceso de temperatura y a la duración de dicha elevación.

La espermatogénesis también puede verse afectada por la exposición a hormonas o a otras sustancias. Es posible que la causa más común (sobre todo en el humano) sea el uso de esteroides anabólicos, que elevan la concentración de andrógenos en la circulación, provocando retroalimentación negativa sobre la secreción de gonadotropinas. Al dejar de estimularse al testículo por las gonadotropinas, éste dejará de producir testosterona, y las concentraciones del andrógeno exógeno nunca alcanzarán las altísimas concentraciones de testosterona que normalmente están presentes a nivel de tejido testicular por ser el sitio donde se produce la hormona. También se supone que diversas sustancias con propiedades estrogénicas derivadas de procesos industriales (industria de los plásticos, hidrocarburos y más...) y presentes en el ambiente (factores xenobióticos) pueden ser responsables de alteraciones en la espermatogénesis en diversas especies, entre las cuales se incluye al ser humano.

Ovogénesis y Foliculogénesis

La ovogénesis es el proceso seguido por las células germinales de la hembra para formar los óvulos, que son células haploides. Durante la vida fetal las células germinales proliferan en el ovario por mitosis, formando un gran

número de ovogonias, algunas de las cuales se diferencian a ovocitos primarios que inician su primera división meiótica para detenerse en la profase de dicha división. Sólo algunos de estos ovocitos primarios reanudarán y concluirán la primera división meiótica en algún momento de la vida adulta del animal, dando origen a un ovocito secundario y a un cuerpo polar. El ovocito secundario inicia a su vez la segunda división meiótica, la cual vuelve a quedar suspendida hasta recibir un estímulo apropiado. Solamente los ovocitos secundarios que son penetrados por un espermatozoide reanudan y concluyen la segunda división meiótica, dando origen a un óvulo.

El proceso de ovogénesis se lleva a cabo dentro de los folículos ováricos, que también tienen que sufrir un largo transcurso de desarrollo y diferenciación denominado foliculogénesis por lo que la ovogénesis como tal se lleva a cabo dentro del marco de este último proceso. Por esta razón, en la siguiente sección describiremos tanto a la ovogénesis como a la foliculogénesis, y la relación que existe entre ellas.

Generación de ovocitos primarios y formación de folículos primordiales

Tanto la ovogénesis como la foliculogénesis se inician durante la vida fetal, cuando las células germinales primordiales provenientes del saco vitelino colonizan a la gónada primitiva y, junto con células somáticas, se organizan para formar los cordones sexuales secundarios, que se desarrollan principalmente en la corteza del ovario. En este periodo, las células germinales que colonizaron el ovario sufren hasta 30 divisiones mitóticas, proliferando hasta formar cientos de miles o millones de ovogonias, que inicialmente forman "nidos" constituidos cada uno de ellos por una clona de varias ovogonias que descienden de la misma célula precursora y que se mantienen unidas por puentes citoplasmáticos, sincronizando sus divisiones mitóticas. En esta etapa se alcanza la máxima población de células germinales en el ovario, que antes de nacer se reducirá drásticamente por apoptosis.

En el ovario del feto humano llegan a haber hasta siete millones de células germinales, que al nacimiento se han reducido a dos millones. Los ovarios fetales del bovino, de manera similar, llegan a tener hasta 2,100,000 células germinales, que al nacimiento se han reducido a 130,000 aproximadamente.

La reducción en el número de ovogonias se produce al mismo tiempo que estas células, que se han estado dividiendo por mitosis y aún están agrupadas en nidos, inician su primera división meiótica para transformarse en ovocitos primarios: células germinales que se encuentran en una etapa de suspensión (diploteno) de la profase de la primera división meiótica. En este periodo se produce la apoptosis y la eliminación de una gran proporción de las células germinales; las células somáticas de los cordones sexuales, por su parte, emiten proyecciones citoplasmáticas que separan y aíslan a los ovocitos primarios sobrevivientes, quedando cada uno de ellos rodeado por una capa de células aplanadas de la (pre)granulosa. Al mismo tiempo se forma una membrana basal entre las células de la granulosa y el tejido intersticial del ovario. Al ovocito primario rodeado de una capa de células de la (pre)granulosa aplanadas y delimitado por una membrana basal se le denomina folículo primordial (**imagen 3.2**). En la vaca los

folículos primordiales bien formados ya están presentes en los ovarios hacia el día 90 de la gestación.

La mayoría de los folículos primordiales con los que nace una hembra se mantendrán inactivos durante un largo tiempo; muchos de ellos durante toda la vida del animal. En los folículos primordiales inactivos tanto los ovocitos primarios como las células de la granulosa conservan su forma original y mantienen un metabolismo reducido estrictamente al mínimo necesario para mantenerse viables. Por esta razón, al realizar un corte histológico de cualquier ovario las estructuras más numerosas que se observarán serán folículos primordiales.

Sin embargo, cada día de la vida de un animal, incluso desde la vida fetal, un cierto número de folículos primordiales reinicia su desarrollo, y a partir de este momento un folículo exclusivamente puede tener dos destinos: el primero, proseguir su desarrollo hasta llegar a ovular, y el segundo (que es mucho más frecuente) encontrar en algún momento condiciones inadecuadas que lo orillan a detener su desarrollo, sufrir atresia y degenerar hasta desaparecer del ovario.

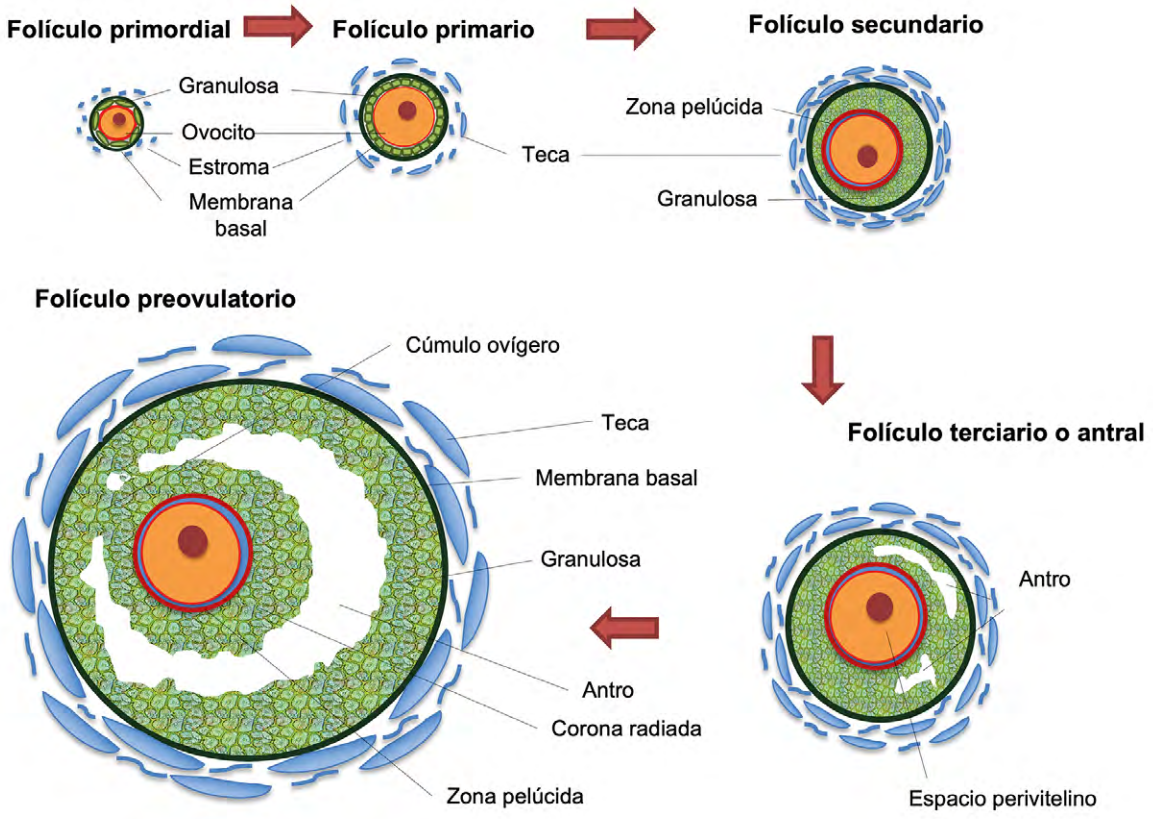


Imagen 3.2: secuencia de la foliculogénesis presentando las diferentes estructuras que podemos encontrar en cada fase (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo).

Culminación de la ovogénesis

La ovogénesis sólo se completará cuando un ovocito primario reinicie la meiosis; complete su primera división meiótica para formar un ovocito secundario y un primer cuerpo polar y, cuando, finalmente sufra una segunda división meiótica para formar un óvulo y un segundo cuerpo polar. Los óvulos son las células haploides que constituyen gametos femeninos, poco numerosos, grandes e inmóviles. La gran mayoría de los ovocitos primarios, como veremos más adelante, nunca reanudan la meiosis y, en consecuencia, no llegan a formar ovocitos secundarios, y muchos de los ovocitos secundarios tampoco sufren una segunda división meiótica, por lo que no llegan a formar óvulos. A lo largo de la vida de una hembra, en la mayoría de las especies, menos del 0.1% de los ovocitos primarios (uno de cada mil) llega a terminar la ovogénesis, dando origen a un óvulo.

Lo anterior se debe a que la ovogénesis solamente puede reanudarse y ser completada en ovocitos primarios que se encuentren dentro de folículos primordiales que –una vez activados– vayan alcanzando diversas etapas de su desarrollo en momentos precisos en los que encuentran las condiciones óptimas de oxigenación, nutrición, vascularización, y exposición a factores parácrinos y a exposición a concentraciones hormonales que se requieren para que dicho folículo continúe en cada etapa de su desarrollo con el proceso de foliculogénesis hasta llegar a ovular. Cualquier folículo que no vaya encontrando estas condiciones a lo largo de su desarrollo sufrirá degeneración y atresia, por lo que el ovocito primario en su interior nunca llegará al punto en el que puede reanudar la primera división meiótica.

En lo que resta de la presente sección revisaremos el proceso de foliculogénesis en cuyo marco se desarrolla la ovogénesis; hay que tomar en cuenta que esta última se limita a lo que ocurre en las células germinales (ovogonia, ovocito primario, ovocito secundario y óvulo), pero que depende íntimamente del desarrollo del folículo del que estas células forman parte.

En un principio la activación del folículo primordial y el desarrollo folicular son independientes de las gonadotropinas: no se conocen los mecanismos precisos mediante los cuales un folículo primordial se activa y reinicia su desarrollo, ni como se decide cuáles folículos, de entre las decenas de miles o cientos de miles presentes en el ovario se reactivarán en un día en particular. Al parecer la reactivación se trata en realidad de una liberación de la influencia de factores inhibidores, ya que los folículos primordiales se reactivan espontáneamente cuando se cultivan *in vitro*, aislados del resto del tejido ovárico. Una vez que un folículo primordial se activa, se iniciará un largo proceso de desarrollo que sólo después de varios meses (alrededor de cinco meses en el caso del bovino) lo llevará a un estadio en el que su desarrollo posterior requiere de gonadotropinas; de ahí que se diga que las primeras etapas de desarrollo son independientes de las gonadotropinas.

Durante la fase independiente de gonadotropinas, un folículo primordial que ha sido activado y ha comenzado a crecer; pasará primero a la etapa de folículo primario, caracterizada por contener un ovocito primario que está rodeado, a su vez, por una sola capa de células de la granulosa, que ya no son planas, sino cúbicas. Después, si el folículo continúa creciendo se transformará en un folículo se-

cundario, en el cual las células de la granulosa comienzan a proliferar (aumentan en número) y se organizan en dos o más capas que rodean al ovocito primario. Entre el ovocito y las células de la granulosa que lo rodean se forma en esta etapa la zona pelúcida; aun así el ovocito mantiene contacto directo con esas células, mediante el establecimiento de puentes citoplasmáticos que atraviesan a la zona pelúcida. A través de estos puentes citoplasmáticos las células de la granulosa pueden pasar nutrientes e información al ovocito primario. El volumen y el diámetro del ovocito primario aumentan al mismo tiempo que las células de la granulosa proliferan, para incrementar las capas alrededor del ovocito. De manera gradual el citoplasma del ovocito primario aumenta hasta 50 veces su volumen y la proliferación de las células continúa. Estos folículos que tienen cada vez más células y por lo tanto más capas de células de la granulosa se siguen denominando folículos secundarios. Para evitar confusiones, hay que precisar que si bien el folículo va cambiando de nombre de primordial a primario, y luego, a secundario y a terciario, el ovocito que se encuentra en su interior sigue siendo un ovocito primario.

Durante la etapa dependiente de las gonadotropinas en los folículos secundarios comienza a formarse un espacio lleno de líquido, el antro folicular, de ese modo se convierten en folículos terciarios. Con la utilización de otra nomenclatura, la formación del antro marca la transición entre folículos pre-antrales (sin antro) y folículos antrales (con antro). En algún momento de esta transición entre folículo secundario y terciario, también aparece la dependencia de los folículos hacia las gonadotropinas, por lo que solo pueden seguir creciendo en presencia de hormona luteinizante (LH) y de hormona folículo estimulante (FSH).

En el bovino y en otras especies (para su estudio), los folículos antrales se han dividido en folículos antrales pequeños, medianos y grandes. Aunque todos ellos tienen un antro folicular, dependiendo de su grado de desarrollo requieren de diferentes concentraciones de gonadotropinas para continuar creciendo. Los folículos antrales más pequeños solamente requieren de concentraciones basales de LH y FSH, por lo que pueden continuar creciendo en cualquier momento del ciclo estral e incluso en animales que no están ciclando (hembras en anestro prepuberal, gestacional, lactacional, estacional). En etapas posteriores los folículos antrales requerirán primero de concentraciones elevadas de FSH, y en sus etapas finales solamente podrán continuar creciendo en la presencia de pulsos frecuentes de LH, por lo que solo los folículos que encuentren concentraciones apropiadas de estas hormonas podrán seguir creciendo. Por esta razón, en animales que se encuentran en anestro de cualquier tipo solo es posible encontrar folículos antrales pequeños o medianos, segun la especie, y en los animales que se encuentran ciclando el mayor tamaño folicular encontrado en un determinado día del ciclo dependerá de las concentraciones de FSH y LH presentes en ese momento y en días anteriores. Un folículo que llegue al estado de máximo desarrollo, conocido como folículo preovulatorio, al final, solamente llegará a ovular al ser expuesto a un pico preovulatorio de LH.

Como se mencionó antes, cada día en la vida de una hembra inicia su desarrollo un cierto número de folículos; la gran mayoría sufren atresia, pero después de la pubertad

en cada ciclo estral uno o varios folículos van encontrando a lo largo de su desarrollo las concentraciones hormonales que les permiten llegar a la etapa de folículo preovulatorio. Sólo en estos folículos, y como consecuencia de un pico preovulatorio de LH, se reinicia y completa la primera división meiótica del ovocito primario, produciendo dos células distintas. Una de ellas es el ovocito secundario, que retiene prácticamente todo el citoplasma. Contiene, así mismo, en su núcleo un sólo juego de cromosomas dobles, la otra es el primer cuerpo polar, que es exclusivamente un núcleo con una cantidad mínima de citoplasma.

En la mayoría de las especies se ovula un ovocito secundario que se encuentra, entonces, suspendido en la segunda división meiótica. Esta segunda división meiótica solo se reiniciará y completará una vez que un espermatozoide comienza a penetrar en el ovocito secundario. Al concluirse la división se arroja el segundo cuerpo polar y se completa la ovogénesis con lo que se obtiene al óvulo, célula haploide que constituye el gameto femenino. Sin embargo, el óvulo existe poco tiempo como tal, ya que en unos pocos minutos/horas (dependiendo de la especie) se producirá la fusión del núcleo del mismo (pronúcleo femenino) con el del espermatozoide (pronúcleo masculino), con lo que se completa la fertilización y se forma un nuevo individuo (el huevo o cigoto).

Oleadas foliculares

Como se mencionó anteriormente, todos los días se activa y comienza a crecer un determinado número de folículos primordiales, los cuales crecen a un ritmo característico en cada especie. Esto provoca que en cualquier momento existan en los ovarios folículos primarios (que comenzaron a crecer hace algunos días o semanas), así como folículos secundarios en diversas etapas de desarrollo, los cuales iniciaron su desarrollo hace semanas o incluso meses (según su grado de desarrollo actual). También en cualquier momento podrá haber folículos antrales en las etapas iniciales de su desarrollo (con antros que ya se pueden detectar en cortes histológicos pero no son visibles macroscópicamente). Todos estos folículos han llegado hasta su estado actual de desarrollo (folículo primario, folículo secundario o folículo antral pequeño), independientemente de la etapa del ciclo estral en la que sean encontrados u observados. En el bovino, los folículos que llegan al inicio de la etapa antral iniciaron su desarrollo cinco meses antes, y todavía requerirán alrededor de 42 días para llegar al estado preovulatorio.

Para continuar su desarrollo, los folículos antrales pequeños deben encontrar concentraciones altas de FSH, que los estimularán para seguir creciendo. Cada vez que se produce una elevación en las concentraciones de FSH (hecho que se analizará mas adelante), esta hormona estimula el desarrollo de un grupo de folículos antrales pequeños, que comenzaron a crecer mucho tiempo antes y que el día de la elevación de FSH han alcanzado el grado de desarrollo preciso para responder con eficiencia a esta hormona, la cual actuará a través de sus receptores en las células de la granulosa para estimular la producción de estradiol, la secreción de inhibina, la producción de líquido folicular y la proliferación de las células de la granulosa. Un grupo (o cohorte) de folículos antrales pequeños es así reclutado

por la FSH para acelerar su crecimiento y aumentar su producción de estradiol e inhibina (**imagen 3.3**).

Mediante un seguimiento ultrasonográfico de los ovarios es posible identificar pocos días después un cierto número de folículos, que por haber sido reclutados comienzan un periodo de crecimiento acelerado. Durante unos cuantos días varios folículos crecen juntos, pero después uno de estos folículos se selecciona para continuar creciendo, mientras que el resto de los folículos de la cohorte dejan de hacerlo y terminan sufriendo atresia. A través de la ultrasonografía (también llamada ecografía o ecosonografía) es posible identificar al folículo seleccionado, ahora llamado folículo dominante, porque su trayectoria de crecimiento sufre una desviación con respecto a la seguida por el resto de los folículos.

Los folículos que no fueron seleccionados dejan de crecer y sufren atresia porque dejan de tener el soporte gonadotrópico de la FSH ya que las concentraciones de esta hormona son suprimidas por la inhibina y el estradiol producidos por el conjunto de folículos que conforman la oleada folicular (**imagen 3.3**), pero sobre todo por el folículo más desarrollado de la cohorte, que a la postre se convertirá en el folículo dominante. La inhibina actúa directamente a nivel hipofisiario para reducir la secreción de FSH.

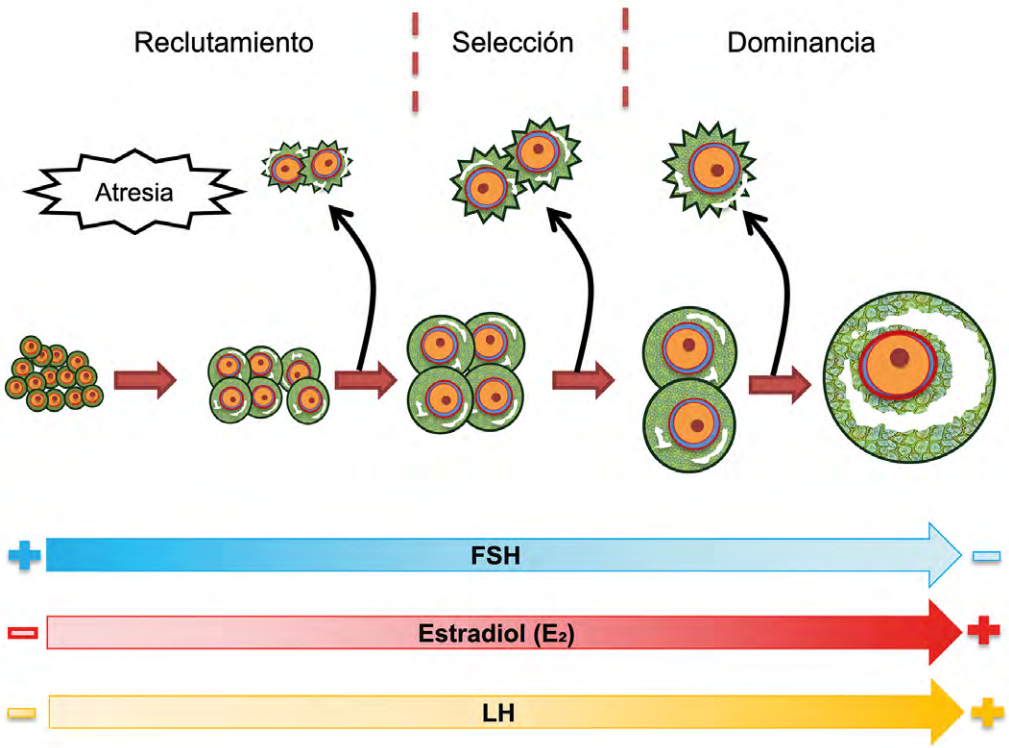


Imagen 3.3: oleada folicular y relación de los niveles de FSH, estradiol y LH (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

La razón por la que el folículo dominante es capaz de continuar su desarrollo a pesar de la caída en las concentraciones de FSH es que dicho folículo es el único que ha alcanzado el grado de progreso necesario para que aparezcan receptores para LH en sus células de la granulosa. Este proceso permite que el folículo dominante ahora sea estimulado por la LH, y que requiera de bajas concentraciones de FSH para mantener su desarrollo.

La secreción de LH en forma de pulsos de baja frecuencia (un pulso cada cuatro a seis horas), característica de la fase lútea del ciclo estral, es suficiente para permitir que un folículo dominante continúe creciendo por un par de días después de su selección y que más tarde se mantenga viable durante unos días más aunque ya no aumente de tamaño. Con todo, si durante el periodo viable de este folículo no finaliza la fase lútea y no disminuyen las concentraciones de progesterona, el folículo terminará sufriendo atresia debido a que en el desarrollo preovulatorio final se requiere un patrón de secreción acelerada de LH (aproximadamente un pulso por hora), que solamente se puede producir con la ausencia de progesterona. Una vez que un folículo dominante sufre atresia deja de producir inhibina, por lo que las concentraciones de FSH pueden elevarse nuevamente para iniciar el reclutamiento de otra cohorte de folículos a partir de la cual se origina una nueva oleada folicular.

Durante el ciclo estral del bovino pueden generarse dos o tres oleadas foliculares; sólo en raros casos cuatro. La etapa de dominancia folicular de la primera oleada en la gran mayoría de los casos no coincide con la regresión del cuerpo lúteo, por lo que el primer folículo dominante casi invariablemente termina en atresia. En algunas vacas el folículo dominante de la segunda oleada está aún viable cuando se produce la regresión del cuerpo lúteo y se acelera la secreción de LH, por lo que este segundo folículo dominante se convierte en el folículo preovulatorio y, al final ovula. En otros animales el segundo folículo dominante también pierde su viabilidad antes de la regresión del cuerpo lúteo, por ende en esos animales se inicia una tercera oleada folicular, de la cuál surge el folículo que finalmente ovulará después de producirse la regresión del cuerpo lúteo.

Sin importar la oleada en la que se origine, una vez que un folículo dominante es expuesto a la alta frecuencia de secreción de LH que se produce después de la regresión del cuerpo lúteo, aumenta aún más su secreción de estradiol hasta que las altas concentraciones de esta hormona comienzan a ejercer una retroalimentación positiva sobre la secreción de LH. Esto provocará que la LH acelere aún más su frecuencia de secreción hasta que los pulsos son tan frecuentes que comienzan a encimarse y se produce el pico preovulatorio de LH, que es el responsable de que se lleve a cabo la ovulación y la maduración final del ovocito.

Diferencias entre Espermatogénesis y Ovogénesis

- En la ovogénesis la meiosis se inicia desde la vida fetal, mientras que en la espermatogénesis, la meiosis ocurre sólo a partir de la pubertad.
- En la ovogénesis la meiosis se detiene en dos ocasiones esperando acontecimientos externos para proseguir. En la espermatogénesis no existe suspensión de la meiosis.

- La espermatogénesis es un proceso continuo, mientras que la ovogénesis la puede completar exclusivamente un óvulo en cada ciclo estral; hay que observar que, puede ser completada por más de uno en las especies que ovulan varios ovocitos.
- En la espermatogénesis existen células de reserva que permiten que continúe durante toda la vida, mientras que en la ovogénesis el número de ovocitos primarios es limitado. La hembra sólo cuenta con los que nació, y ya no se dividen.
- En la espermatogénesis se obtienen hasta 256 espermatozoides por cada espermatogonia que inicia el proceso, mientras que en la ovogénesis solamente se obtiene un óvulo a partir de cada ovocito primario.
- Durante la espermatogénesis se produce una metamorfosis que transforma a las espermátidas en espermatozoides. En la ovogénesis no ocurre un proceso similar.
- En la espermatogénesis, durante la meiosis se producen cuatro espermátidas a partir de cada espermatocito primario. En la ovogénesis se produce un solo óvulo a partir de cada ovocito primario; se producen, además, dos cuerpos polares.
- Todos los óvulos que se producen durante la ovogénesis contienen un cromosoma X, mientras que la mitad de los espermatozoides tienen un cromosoma X y la otra mitad un cromosoma Y.
- En la espermatogénesis se producen cientos o miles de millones de espermatozoides cada día, mientras que en la ovogénesis se produce uno o unos cuantos óvulos cada ciclo estral.
- La espermatogénesis produce gametos muy pequeños y con motilidad propia, mientras que la ovogénesis produce gametos grandes e inmóviles.

Referencias

- Aerts J, Bols P. Ovarian follicular dynamics: A review with emphasis on the bovine species. Part I: Folliculogenesis and preantral follicle development. Reproduction in Domestic Animals. 2010; 45(1): p. 171-179.
- Aerts J, Bols P. Ovarian follicular dynamics: A review with emphasis on the bovine species. Part II: Antral development, exogenous influence and future prospects. Reproduction in Domestic Animals. 2010; 45(1): p. 180-187.
- Binelli M, Murphy B. Coordinated regulation of follicle development by germ and somatic cells. Reproduction, Fertility and Development. 2010; 22(1): p. 1-12.
- Garza-González C, Merchant-Larios H, Morales-Pérez M, López Serna N. Gametogénesis 1. Revisión de la literatura con enfoque en la ovogénesis. Medicina Universitaria. 2006; 8(32): p. 183-189.
- López K, Norris D. The endocrinology of the mammalian ovary. In Hormones and Reproduction of Vertebrates. San Diego: Academic Press; 2011. p. 59-72.
- Manandhar G, Sustovsky P. Mammalian spermatogenesis and sperm structure: Anatomical and compartmental analysis. In De Jonge C. The Sperm Cell. Production, Maturation, Fertilization, Regeneration. New York: Cambridge University Press; 2006. p. 1-30.
- Brown T, Jarrow J, Wright W, Zirkin B. Endocrine and paracrine regulation of mammalian spermatogenesis. In López K, Norris D, editors. Hormones and Reproduction of Vertebrates. San Diego: Academic Press; 2011. p. 45-67.

4

Capítulo 4



Endocrinología

Luis Zarco

Capítulo 4
Endocrinología

Luis Zarco

Introducción

La endocrinología es la ciencia que se encarga del estudio del sistema endócrino: un sistema de comunicación entre las células de un organismo; esta labor de comunicación se comparte con el sistema nervioso, y aún cuando ambos sistemas tienen características distintas se complementan para lograr una adecuada coordinación de las funciones. En algunas ocasiones el sistema nervioso y el sistema endócrino interactúan directamente en la transmisión de un mensaje, por lo que se habla del sistema neuroendócrino.

Hormona

La endocrinología es la ciencia que se encarga del estudio de las hormonas y sus efectos. De manera tradicional las hormonas se han considerado como "substancias secretadas hacia la circulación por glándulas especializadas, y que ejercen una función sobre un órgano blanco". Esta definición, sin embargo, es limitada e imprecisa. Es necesario ser más puntual, ya que las hormonas no son producidas en cualquier célula de la glándula, sino en células específicas. Por ejemplo, la hormona luteinizante (LH) es producida por los gonadotropos de la adenohipófisis y no por cualquier otro tipo de célula hipofisiaria. De la misma manera, hablar de un "órgano blanco" no es exacto, ya que las hormonas actúan solamente en las células que tengan receptores específicos para esa hormona, y no en otras células del mismo órgano; de ahí que hablar de una "célula blanco" es más apropiado que hablar de un "órgano blanco". Las células blanco de la LH en el testículo son las células de Leydig y las células blanco de la FSH en el mismo órgano son las células de Sertoli.

Por lo anterior, una definición más apropiada de hormona es la siguiente: "Las hormonas son reguladores biológicos, producidos y secretados en cantidades muy pequeñas por células vivas, que después de viajar en el medio extracelular actúan sobre células blanco, en donde ejercen una acción específica".

Es importante tomar en cuenta que las hormonas sólo regulan (estimulan o inhiben) funciones que ya existen en la célula blanco. Además, las hormonas son extraordinariamente potentes, por lo que se requieren cantidades muy pequeñas para inducir una respuesta en dicha célula. Las concentraciones circulantes de la mayoría de las hormonas son del orden de nanogramos (10-9 g) o picogramos (10-12 g) por mililitro.

Por su etimología el término "endócrino" significa "secretar hacia adentro", ya que las hormonas son secretadas hacia el interior del organismo (la sangre o el espacio intercelular), a diferencia de las secreciones exocrinas (hacia el exterior), que son secretadas hacia la luz de un órgano, como el intestino en el caso de las enzimas pancreáticas.

Algunas sustancias, sin dejar de ser hormonas, reciben una clasificación adicional en relación a su sitio de acción, al tipo de células que las producen, o a alguna otra característica. A continuación, se describen algunas de estas clasificaciones (**imagen 4.1**).

Parahormona u hormona local

La mayoría de las hormonas son transportadas por la circulación desde su sitio de secreción hasta la célula blanco. Sin embargo, algunas hormonas ejercen su efecto en células muy cercanas a aquellas en las que fueron producidas, por lo que no es necesario su transporte a través de la circulación general. Este tipo de substancias son llamadas parahormonas, u hormonas locales, y su liberación se denomina secreción paracrina. Un ejemplo es la prostaglandina F2 alfa ($PGF_2\alpha$), que es producida en el epitelio uterino (endometrio) y provoca contracciones en las células musculares del mismo órgano (miometrio). Se debe tomar en cuenta que la misma sustancia podría comportarse en otros casos como una hormona clásica, actuando en un órgano distinto al sitio de su producción; es el caso de la misma $PGF_2\alpha$ de origen endometrial cuando actúa sobre las células del cuerpo lúteo del ovario, provocando su regresión. La clasificación de una sustancia como hormona o parahormona no depende de su estructura química, sino de la relación espacial existente entre la célula que la produce y la célula blanco.

Neurohormona

La mayoría de las hormonas provienen de células de origen epitelial, sin embargo, muchas hormonas son producidas por neuronas, en cuyo caso se les denomina neurohormonas. Todas las neuronas secretan alguna sustancia, pero sólo se trata de neurohormonas cuando la neurona que las produce las vierte directamente hacia la circulación, a través de la cual llegan a otros órganos para ejercer su efecto. Este proceso las hace diferentes de los neurotransmisores, los cuales también son secretados por una neurona, pero ejercen su efecto en una célula adyacente con la que la neurona establece una sinapsis (neurona con neurona, neurona con célula muscular, neurona con célula glandular). La clasificación de una sustancia como hormona o como neurohormona no depende de su estructura química, sino del tipo de célula que la produce. Una misma sustancia es una hormona cuando es producida por una célula de tipo epitelial y una neurohormona si es producida por una neurona. La oxitocina, por ejemplo, es secretada en la neurohipófisis por neuronas hipotalámicas, en ese caso se trata de una neurohormona, pero también es secretada por células del cuerpo lúteo de los rumiantes, y se trata en éste caso, de una hormona. La distinción entre una neurohormona y un neurotransmisor, de la misma forma, no depende de su estructura química, sino de hacia donde se secreta. Por ejemplo, la dopamina actúa como neurotransmisor cuando se libera en sinapsis de la sustancia negra del mesencéfalo, pero actúa como neurohormona cuando es liberada por neuronas hipotalámicas hacia la circulación portal hipotálamo-hipofisiaria.

Prehormona

En algunos casos las hormonas son secretadas en una forma inactiva (prehormona), que requiere de una transformación posterior para

convertirse en la forma activa de la hormona. El angiotensinógeno circulante solamente cobrará actividad biológica al transformarse en angiotensina por acción de la enzima renina. Algunas sustancias pueden actuar como hormonas en algunos casos y como prehormonas en otros. La testosterona, por ejemplo, actúa como hormona en las células musculares, en las cuales tiene un efecto anabólico directo. Lo cierto es que para que la testosterona induzca la masculinización de los órganos genitales externos en un feto macho es necesario que previamente sea transformada a 5α-dihidrotestosterona por la enzima 5α-reductasa presente en las células del tejido blanco, por ende, en este caso la testosterona es una prehormona de la dihidrotestosterona.

Feromona

Las hormonas son mensajes químicos que comunican a células distintas dentro del mismo organismo, aunque existen casos en los que se requiere de una comunicación química entre organismos diferentes, en general de la misma especie. Las sustancias empleadas para este fin se denominan feromonas. Estas sustancias deben de tener la capacidad de dispersarse en el ambiente, por lo que en los organismos terrestres generalmente se trata de sustancias volátiles, mientras que las feromonas de organismos acuáticos generalmente son sustancias hidrosolubles. Aunque muchas feromonas tienen una función sexual o reproductiva, este no es siempre el caso, y pueden utilizarse para otro tipo de comunicación, como es el caso de las feromonas utilizadas por las hormigas para señalar la ruta hacia una fuente de alimento.

El Sistema Endócrino como un Sistema de Comunicación

El sistema endócrino es un sistema de comunicación que tiene por objeto coordinar las funciones de las células de diferentes órganos para mantener la homeostasis del organismo y promover su desarrollo, crecimiento y reproducción. También ayuda a los organismos a adaptarse a los cambios en el entorno. El sistema endócrino representa un sistema de comunicación de tipo inalámbrico, a diferencia del sistema nervioso, que es un sistema de comunicación alámbrico. Ambos sistemas de comunicación pueden interactuar entre sí, dando origen al sistema neuroendócrino.

En todo sistema de comunicación existe una serie de elementos que son necesarios para que dicha comunicación se lleve a cabo en forma efectiva. Estos elementos incluyen al emisor, el mensaje, la señal, el medio de transporte de la señal, el receptor, el efector, la respuesta, y la retroalimentación (**imagen 4.1**). Todos los elementos son igualmente importantes, y una deficiencia en cualquiera de ellos puede interrumpir o alterar la comunicación.

Emisor o transmisor

Es el elemento responsable de transmitir un mensaje; podríamos compararlo con la redacción de noticieros de un canal de televisión. Antes de decidir cuáles serán las noticias que se transmitirán ese día, en qué orden se presentarán y que énfasis se les dará, el personal de dicha redacción analiza toda la información disponible: la proveniente de sus propios reporteros, la de agencias de noticias internacionales, la publicada en los periódicos del día, la existente en internet o la disponible a través

de redes sociales; significa que los mensajes transmitidos por el emisor no son aleatorios, sino que responden a un análisis responsable de las necesidades de información.

En el sistema endócrino el emisor es la célula que produce y secreta una hormona. Como todo emisor responsable, dicha célula analiza toda la información relevante disponible, tal como la concentración de diversos metabolitos en sangre, la concentración de otras hormonas, y los mensajes que recibe por vía nerviosa, antes de decidir si secretará su hormona, en qué cantidad lo hará y con qué frecuencia. Por esta razón, al estudiar el sistema endócrino no solamente debemos conocer a la célula transmisora, sino cuál es la información que dicha célula puede recibir, y cómo la analiza y la prioriza para construir su mensaje.

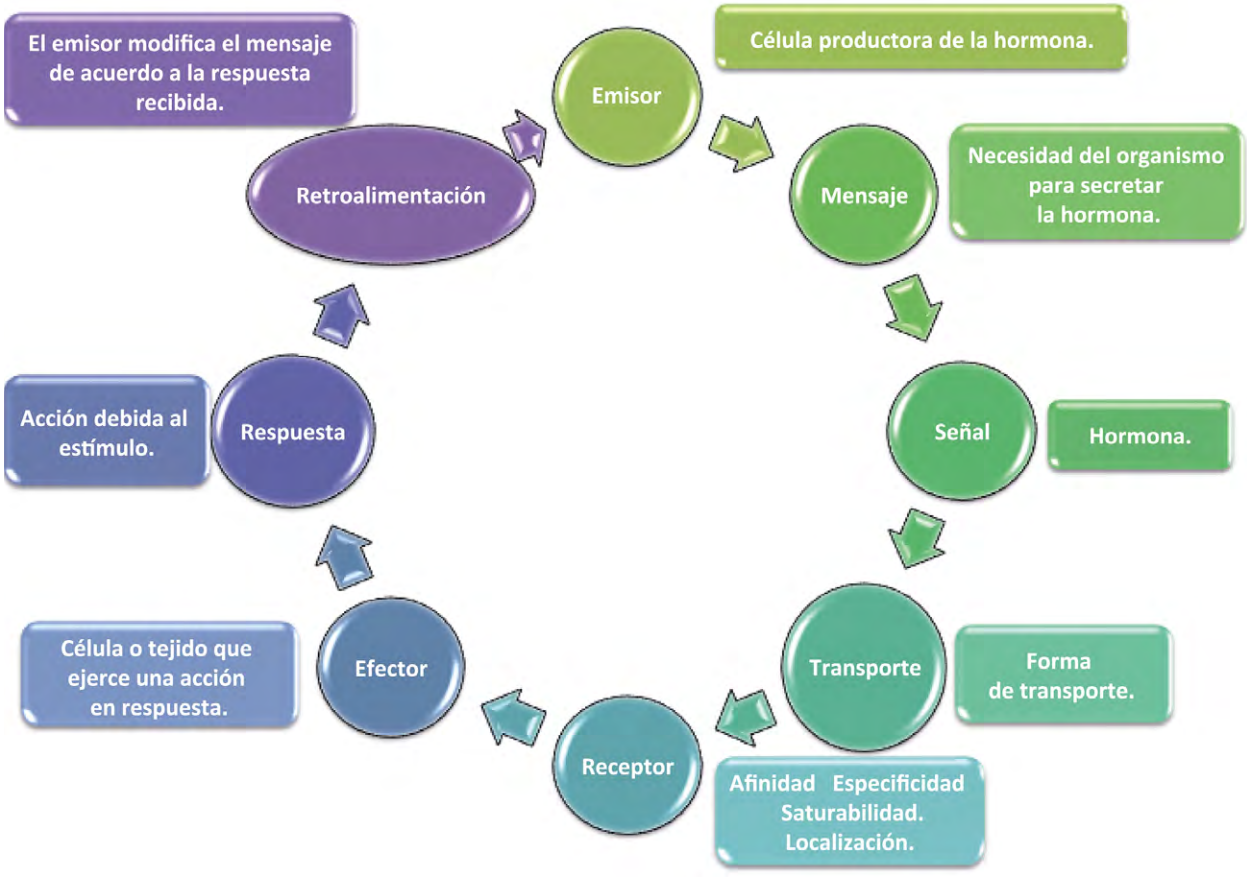


Imagen 4.1: componentes del sistema endócrino de comunicación (Elaborada por el M.P.A. Rafael Paz Benito).

Mensaje

Es la información transmitida por el emisor. En el caso de un sistema de noticias televisivas el mensaje es la noticia, por ejemplo "Descubren nueva especie de araña violinista en México". En el sistema endócrino el mensaje que se transmite es una instrucción para que en otra célula se lleven a cabo determinadas acciones. Por ejemplo, las neuronas productoras de GnRH en el hipotálamo de una coneja, al analizar las concentraciones de estradiol circulantes y la información nerviosa procedente de neuronas sensoriales en los órganos genitales de la hembra, pueden "saber" que en los ovarios existen folículos listos para ovular y que la coneja está copulando, por lo que deciden transmitir el mensaje "Se solicita a los gonadotropos de la adenohipófisis liberar LH en cantidad suficiente para provocar la ovulación".

Señal

Es la forma en la cual se codifica el mensaje para permitir su difusión. En el caso de un noticiero, el mensaje (por ejemplo la noticia del descubrimiento de una nueva especie de araña violinista en México) se codifica en forma de ondas de radio de una determinada frecuencia, amplitud e intensidad; en el caso del sistema endócrino el mensaje –la necesidad de realizar una función celular– es codificado en la forma de una hormona secretada en determinada cantidad, frecuencia y amplitud. Para el ejemplo descrito en el párrafo anterior, el mensaje se codifica en la forma de una gran elevación en las concentraciones de GnRH en la sangre del sistema porta hipotálamo-hipofisiario.

Es necesario tomar en cuenta que el emisor codifica el mensaje de forma tal que cuando el receptor descifre la señal obtenga la información originalmente contenida en el mensaje. Sin embargo, la señal puede interpretarse de distintas formas por receptores diferentes, lo que puede provocar respuestas distintas a las esperadas. La noticia transmitida por un noticiero de radio, por ejemplo, podría estar codificada en forma de ondas de radio que, casualmente, para el sistema electrónico de un avión signifiquen "baja los alerones y acelera", razón por la cual se prohibe utilizar aparatos electrónicos durante el despegue y aterrizaje de éstos aparatos.

Del mismo modo, el mensaje codificado en forma de secreción de estradiol por parte de los ovarios puede ser interpretado por el sistema nervioso de una oveja como una orden para presentar conducta de estro, por las células del folículo ovárico como una instrucción para sufrir mitosis y secretar líquido folicular, por los gonadotropos como una orden para secretar un pico preovulatorio de LH, y por las células del endometrio como una instrucción para sintetizar receptores para oxitocina. De esta forma, la misma señal (secreción de estradiol) puede contener distintos mensajes para células diferentes.

En algunos casos, se puede presentar una respuesta patológica debido a las diversas formas de interpretar un mensaje, por ejemplo, la repetida secreción de adrenalina en un individuo estresado puede resultar en el desarrollo de un problema de hipertensión arterial. Por ello es necesario conocer la manera en la que cada célula endocrina codifica sus mensajes, así como la forma en la que esas señales pueden ser interpretadas en diferentes órganos y tejidos, en diferentes momentos de la vida de un animal, en animales con diferentes antecedentes, o en animales de especies diferentes.

Medio de transporte de la señal

La señal tiene que viajar o difundirse desde el emisor hasta el receptor, y en su camino puede ser modificada de diversas formas. Las señales de radio, por ejemplo, viajan a través de la atmósfera y durante este trayecto pueden ser bloqueadas por una barrera física (como ocurre con las ondas de radio AM en un túnel), amplificadas por una estación repetidora, alteradas por un campo electromagnético (una aspiradora funcionando en la habitación contigua), entre otros. De la misma forma, las señales endocrinas, que generalmente viajan en la sangre, pueden ser modificadas a lo largo de su camino.

La $PGF_2\alpha$ es inactivada al pasar por el pulmón, el angiotensinógeno es activado por la renina en la circulación, y la testosterona puede ser transformada en dihidrotestoterona en las células de la piel y en la próstata, o en estrógenos en los adipocitos y en las neuronas. Por todo ello, la señal que finalmente llega al receptor puede ser diferente a la transmitida por el emisor.

Por lo tanto, al estudiar cualquier sistema hormonal debemos conocer las posibles modificaciones que la hormona puede sufrir desde el momento en que es secretada hasta que se una a su receptor en la célula blanco.

Receptor

Es el elemento que recibe la señal e interpreta el mensaje contenido en ella. En el caso de un noticiero de televisión, el receptor es el canal correspondiente (por ejemplo el canal 2) en un aparato televisor. Es importante tomar en cuenta que un aparato televisor tiene muchos canales distintos, pero solamente recibirá mensajes si se encuentra encendido y sintonizado en el canal que está transmitiendo el mensaje de interés. Es decir, el receptor tiene que estar activo.

En el caso de los mensajes endócrinos los receptores son moléculas específicas en las células blanco. Estas moléculas son proteínas membranales o citoplasmáticas (según el tipo de hormona), que tienen una alta afinidad por su hormona, lo que les permite registrar el mensaje a pesar de las bajísimas concentraciones en que las hormonas circulan. Los receptores, además, tienen una alta especificidad, lo que significa que solamente se unen a su propia hormona, y no a otras substancias. En ocasiones un determinado receptor puede recibir a diversas hormonas del mismo tipo; por ejemplo el receptor de andrógenos puede unir testosterona, androstenediona, dihidrotestosterona y diversos andrógenos sintéticos. A pesar de ello, cada una de estas hormonas puede tener una afinidad diferente por el receptor, por lo que algunas serán más potentes que otras para estimularlo.

En general existe un número limitado de moléculas receptoras en cada célula, de ahí que se diga que los receptores son "saturables", lo cual significa que una vez que todos sean ocupados la célula ya no puede recibir más moléculas de esa hormona. Por esta razón la magnitud de la respuesta a una determinada hormona va aumentando conforme aumentan sus concentraciones, pero al saturarse los receptores se alcanza un punto en el que la respuesta ya no aumenta aunque se sigan incrementando las concentraciones hormonales ya que no quedan receptores libres para unirse al exceso de moléculas de la hormona.

Las células, por otra parte, pueden regular tanto el número de receptores presentes como

la afinidad de dichos receptores por su hormona; eso significa que la magnitud de la respuesta ante una determinada señal endocrina puede ser distinta en diferentes momentos de la vida de un animal; depende del estado de los receptores presentes en los tejidos, por lo que es importante conocer cuáles son los factores que pueden aumentar o reducir el número de receptores en una célula, así como aquellos que pueden aumentar o disminuir la afinidad de dichos receptores por su hormona.

Efector

Es el elemento encargado de responder a un mensaje llevando a cabo una acción, y es un elemento distinto al receptor. A saber, en el caso de una transmisión de televisión el receptor es el aparato sintonizado en el canal de interés, pero el efector es el televidente que está expuesto a la noticia. Es este televidente el que sufrirá un cambio que puede resultar en una acción. El cambio puede ser muy evidente (ir a auxiliar a víctimas de un desastre), o simplemente un cambio potencial (al enterarse de una noticia no se produce ningún cambio aparente hasta que alguien le pregunta ¿ya te enteraste?, en ese caso la respuesta será "sí" en lugar de "no"). Se debe tomar en cuenta que el efector puede estar ausente aunque el receptor esté presente (un televisor encendido en una habitación vacía). El efector también puede estar inactivado (el televidente se quedó dormido); cuando así ocurre no se producirá una respuesta aunque el receptor sí esté presente.

En el sistema endócrino el efector es, en general, un sistema celular encargado de realizar una función determinada. En la mayoría de los casos se trata de sistemas enzimáticos cuya función es estimulada o inhibida por la unión de la hormona a su receptor. Algunas hormonas, por ejemplo, actúan a través del sistema de AMP cíclico (AMPc) de ser así, la unión de la hormona a su receptor resulta en la activación de una proteína llamada Proteína Gs, que a su vez activa a la enzima adenil-ciclasa (o adenilato ciclasa), la cual transforma ATP en AMPc. La presencia del AMPc asimismo resulta en la activación de una enzima cinasa de proteínas que fosforila a otras enzimas, lo que puede activarlas o inactivarlas; en esos casos, se genera una cascada de eventos que finalmente resulta en un cambio en la actividad de la célula; por ejemplo, la cadena de eventos que se produce en respuesta al AMPc cuando la célula de Leydig del testículo es estimulada por la unión de la LH a su receptor resulta en la producción de testosterona, mientras que la estimulación de un adipocito provocada por la unión de la adrenalina a su receptor, que también actúa a través del sistema de AMPc, resulta en una cadena de eventos que finalmente provocan la liberación de ácidos grasos libres hacia la circulación.

En los ejemplos anteriores, el AMPc es considerado como un mensajero intracelular, ya que el receptor capta la señal (hormona) en el exterior de la célula, lo que resulta en la producción de una nueva señal (cambio en las concentraciones de AMPc) en el interior de la célula.

Aunque el sistema de AMPc es utilizado por muchas hormonas, no es un sistema universal; existen otros sistemas de mensajeros intracelulares que también son utilizados para responder a hormonas que no entran a las células, por ejemplo el sistema calcio-calmodulina, o los sistemas basados en receptores con

actividad de cinasas de tirosina. En los casos en los que la hormona puede atravesar libremente la membrana celular, como sucede con las hormonas esteroides, la hormona se une a receptores presentes en el citoplasma, que después ingresan al núcleo celular para intervenir en la regulación de la transcripción del genoma.

De manera independiente al mecanismo de acción de una determinada hormona, su presencia finalmente desencadenará cambios en uno o más sistemas efectores de la célula, lo que permitirá que la célula responda al mensaje que originalmente transmitió el emisor.

Es evidente que para comprender la acción de cualquier hormona es indispensable conocer su mecanismo de acción, el papel de los mensajeros intracelulares, y las características de los sistemas efectores. Se debe conocer también cuales son los factores que afectan la transducción del mensaje ya que una célula puede regular a sus sistemas efectores y de esta forma tener una respuesta mayor, menor o alterada ante el mismo mensaje.

Respuesta

Como se mencionó anteriormente, cualquier mensaje provoca una respuesta (aunque sólo sea potencial) en el efector que lo recibe. En el caso del sistema endócrino, los mensajes hormonales viajan constantemente por el organismo y son captados por todas aquellas células que tengan receptores activos para esa hormona en ese momento (durante el cual estén sintonizadas en el canal adecuado). Una sola célula puede tener receptores para distintas hormonas, por lo que puede estar recibiendo diversos mensajes simultáneamente, y cada uno de estos mensajes puede afectar la respuesta a los otros mensajes. Por ejemplo, la presencia de progesterona puede alterar la respuesta de las células endometriales al estradiol. Además, las células pueden estar recibiendo al mismo tiempo información no hormonal, como las concentraciones de diversos metabolitos en la circulación, o la recibida por vía nerviosa. La célula analiza toda esta información y con base en ella decide si debe responder al mensaje hormonal que está recibiendo, cómo debe responder, con qué intensidad y durante cuánto tiempo. La respuesta final puede ser una respuesta física inmediata (contracción, secreción de una hormona almacenada previamente), una modificación bioquímica también a corto plazo (síntesis de una determinada hormona u otra sustancia), o el inicio de una cadena de eventos que lleven a un cambio a largo plazo (división celular, diferenciación celular, crecimiento, muerte celular).

Retroalimentación

Cuando en un sistema de comunicación se produce una respuesta, en muchos casos esa respuesta abarca la generación de información que va a regresar al emisor, y que ahora constituirá uno más de los elementos que el emisor tomará en cuenta antes de transmitir un nuevo mensaje. Así, si en un noticiero se transmite el mensaje "hacen falta cobijas en el centro de acopio para auxiliar a las víctimas del huracán", la respuesta de algunos efectores (televidentes) que acudirán a donar cobijas será conocida por el emisor, que así sabrá que ya no es necesario volver a transmitir el mensaje, o que lo hará tomar la decisión de transmitir un mensaje distinto como "ya no hacen falta cobijas, pero se requieren botellas de agua". Esta modificación del mensaje pro-

vocada por la respuesta del efector se conoce como retroalimentación.

En forma similar, en el sistema endócrino la respuesta de la célula efectora en general es reconocida por el emisor, que en consecuencia modifica su mensaje. En la mayoría de los casos se produce una retroalimentación negativa, que consiste en que la respuesta del efector provoca una reducción en la intensidad del mensaje transmitido por el emisor. Cuando los gonadotropos de una vaca secretan hormona folículo estimulante (FSH), las células de la granulosa de sus folículos ováricos responden realizando diversas funciones, una de las cuales es la secreción de inhibina. La elevación en las concentraciones circulantes de inhibina es captada por los gonadotropos, que así saben que la FSH ya transmitió su mensaje, por lo que reducen la secreción de esta hormona. La retroalimentación negativa es muy importante en cualquier sistema endócrino porque permite mantener las concentraciones hormonales dentro de límites estables.

La retroalimentación negativa puede ser de onda ultracorta, corta o larga. La de onda ultracorta es cuando la hormona producida por una célula puede inhibir su propia secreción. La retroalimentación negativa de onda corta es cuando la hormona producida por una célula puede inhibir a una célula del órgano inmediatamente superior en la jerarquía (por ejemplo, cuando la progesterona producida por el cuerpo lúteo del ovario inhibe la secreción de LH por los gonadotropos de la hipófisis). La retroalimentación negativa de onda larga sucede cuando la hormona producida por una célula inhibe a una célula de un órgano que está dos o más niveles por encima en la escala jerárquica, por ejemplo cuando la testosterona producida por las células de Leydig del testículo inhibe directamente a las neuronas productoras de GnRH, saltándose a las células productoras de LH en la adenohipófisis.

Existe también la retroalimentación positiva, en la cual la primera hormona estimula la secreción de una segunda hormona, la que a su vez estimula a la primera, con lo que se establece un círculo progresivo de estimulación. Un ejemplo de retroalimentación positiva es la que se produce poco antes de la ovulación entre la LH hipofisiaria y el estradiol de origen folicular. Las dos hormonas se estimulan mutuamente hasta que se alcanzan niveles tan elevados de LH que provocan la ovulación. El círculo de retroalimentación positiva termina cuando el pico preovulatorio de LH provoca cambios en el folículo que incluyen la pérdida de la capacidad de producción de estrógenos. Todo sistema de retroalimentación positiva debe tener un final abrupto en el cual se rompa el ciclo de estimulación mutua, ya que de no ser así se seguirían produciendo cada vez cantidades mayores de las dos hormonas, hasta que todos los recursos del organismo se utilizaran para ese fin.

Clasificación Química de las Hormonas

Desde el punto de vista químico existen cuatro grupos principales de hormonas: polipéptidos, esteroides, aminas y prostaglandinas; dentro de cada grupo, a su vez, existen subdivisiones.

Hormonas polipeptídicas

Los polipéptidos son cadenas de aminoácidos. Cuando estas cadenas están constituidas por pocos aminoácidos se les denomina simplemente polipéptidos, pero cuando la

cadena de aminoácidos es larga y adquiere una configuración espacial tridimensional el polipéptido es llamado proteína (**imagen 4.2**). Muchas neurohormonas hipotalámicas son polipéptidos, como la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), constituida por 10 aminoácidos, la hormona liberadora de tirotropina (TRH), formada por tan solo tres aminoácidos, la somatostatina, constituida por 14 aminoácidos, y la oxitocina, formada por ocho aminoácidos. El sistema nervioso central y la hipófisis producen péptidos opioides.

Entre las hormonas polipeptídicas que por su tamaño se consideran proteínas encontramos a la prolactina, la hormona del crecimiento, los lactógenos placentarios, la relaxina, la insulina y los factores de crecimiento parecidos a la insulina (IGFs). Existe otro grupo de hormonas polipeptídicas clasificadas como glicoproteínas. Se trata de proteínas que tienen carbohidratos unidos a algunos de sus aminoácidos.

Hay un grupo de hormonas glicoproteicas que constituyen una familia de moléculas similares entre sí, dentro de las cuales están la hormona luteinizante (LH), la hormona folículo estimulante (FSH), la hormona estimulante de la tiroides (TSH), la gonadotropina coriónica humana (hCG) y la gonadotropina coriónica equina (eCG); todas están formadas por la subunidad alfa que es idéntica para las hormonas de una determinada especie animal, y por una subunidad beta específica para cada hormona. Las dos subunidades se mantienen unidas a través de enlaces disulfuro. Se debe mencionar que los carbohidratos asociados a las glicoproteínas pueden ser distintos en diferentes edades, épocas del año o estados fisiológicos; este proceso se conoce como microheterogenicidad, y recientemente se le ha dado gran importancia a su estudio, ya que se ha reconocido que factores tales como la vida media de una hormona o su actividad biológica pueden ser modificados de acuerdo al tipo de carbohidratos presentes en la molécula.

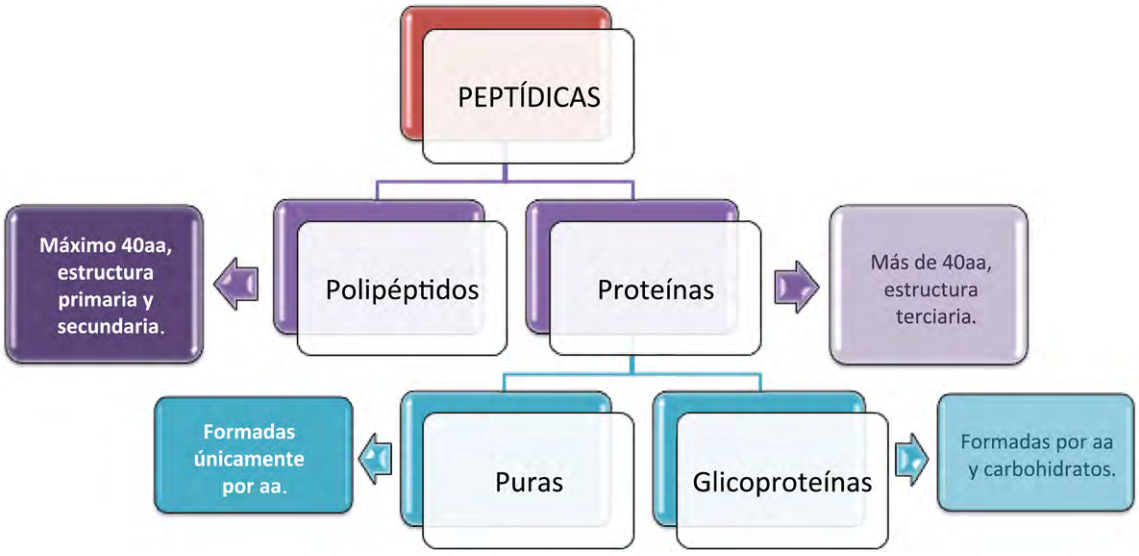


Imagen 4.2: clasificación de las hormonas peptídicas (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Existe otra familia de hormonas glicoproteicas, que incluye a la inhibina A, la inhibina B, la activina A, la activina AB y la activina B.

Todas las hormonas polipeptídicas poseen algunas características comunes. En primer lugar, se trata de moléculas hidrosolubles que no pueden atravesar las membranas celulares por lo que se unen a receptores transmembranales que asoman en la cara externa de la membrana de la célula blanco, y requieren de un segundo mensajero intracelular, como el calcio o el AMPc, para llevar su mensaje al interior de la célula.

Las hormonas de este grupo, no se pueden administrar por vía dérmica, oral, rectal o intravaginal, ya que no podrían atravesar la piel o las mucosas intestinal, rectal o vaginal. Los polipéptidos son digeridos en el estómago, lo que también impide su administración oral. Otra característica que se debe tomar en cuenta es que las proteínas (aunque no los polipéptidos pequeños) se pueden desnaturalizar por factores como el calor (son termolábiles), la congelación, o los cambios de pH. La desnaturalización consiste en un cambio en la forma normal de la proteína, lo que se asocia con la pérdida de su función. Por esta razón al trabajar con hormonas proteicas se deben tener cuidados especiales durante su manejo para evitar la exposición a factores desnaturalizantes.

Hormonas esteroides

Son moléculas derivadas del colesterol; la célula esteroidogénica puede sintetizar ella misma el colesterol, obtenerlo de reservas intracelulares, o de la circulación. En la célula esteroidogénica existen diversas enzimas que actúan secuencialmente sobre la molécula de colesterol, provocando cambios sucesivos hasta obtener la hormona final que será secretada, la cual dependerá de las enzimas que estén presentes y activas en dicha célula.

Existen cinco grupos principales de hormonas esteroides: los progestágenos, los estrógenos, los andrógenos, los glucocorticoides y los mineralocorticoides (**imagen 4.3**).

Los progestágenos son las hormonas que favorecen el desarrollo de la gestación; sus efectos incluyen, entre otros, la estimulación de la secreción endometrial de sustancias nutritivas para el embrión, la estimulación del desarrollo embrionario y placentario, la inhibición de las contracciones uterinas y que el cérvix se mantenga cerrado. La principal hormona natural de este grupo es la progesterona, pero existen una gran cantidad de progestágenos sintéticos utilizados en medicina veterinaria, tales como el acetato de fluorogestona (FGA) o cronolona, el acetato de melengestrol (MGA), el altrenogest y el norgestomet.

Los estrógenos son las hormonas femeninas, responsables, entre otras funciones, de los signos de estro o receptividad sexual en las hembras. La mayor parte de sus efectos están encaminados a lograr la fertilización del ovocito. Los estrógenos, además de estimular la conducta sexual femenina, favorecen, entre otras cosas, la apertura del cérvix para permitir el paso de los espermatozoides, y las contracciones uterinas para impulsar el semen hacia los oviductos. El principal estrógeno natural es el estradiol 17β, otros miembros naturales del grupo son la estrona, el estriol, la equilina y la equilenina, estos dos últimos presentes exclusivamente en yeguas gestantes. También existen numerosos estrógenos sintéticos, tales como el valerato de estradiol, el benzoato de estradiol y el cipionato de estradiol.



Imagen 4.3: subgrupos de las hormonas esteroides (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Los andrógenos son las hormonas masculinas. Tienen una gran cantidad de efectos encaminados a lograr el éxito reproductivo del macho, como estimular la conducta sexual, estimular la producción de espermatozoides y estimular las secreciones de las glándulas sexuales accesorias. El andrógeno principal es la testosterona, otros andrógenos naturales incluyen a la androstenediona y a la dihidrotestosterona. También existen numerosos andrógenos sintéticos.

Los glucocorticoides o corticosteroides tienen principalmente funciones metabólicas y de adaptación al estrés. El principal corticosteroide en la mayoría de las especies es el cortisol, mientras que en la rata y otros roedores lo es la corticosterona. En reproducción, los corticosteroides juegan un papel relevante, en particular durante el parto y la lactación.

Los mineralocorticoides, como la aldosterona, se encargan de la regulación del balance de líquidos y electrolitos en el organismo.

Las hormonas esteroides como grupo son liposolubles, por lo que pueden atravesar libremente las membranas celulares, por esa razón utilizan receptores intracelulares que se encuentran en el citoplasma de la célula blanco; también se pueden administrar por vía oral, por la piel, y a través de las mucosas rectal o vaginal. Son moléculas termoestables y no son digeridas en el estómago, aunque algunas de ellas pueden sufrir modificaciones en el pH ácido, alterando su función.

Aminas

Son moléculas derivadas de un aminoácido que se modifica por la acción de enzimas específicas. Existen dos tipos de hormonas aminas: las catecolaminas y las indolaminas (**imagen 4.4**). Las catecolaminas derivan del aminoácido tirosina, e incluyen a la dopamina, la adrenalina y la noradrenalina. Las indolaminas se derivan del triptofano, e incluyen a la serotonina y la melatonina.

Las aminas son moléculas hidrosolubles que no pueden atravesar las membranas celulares y por lo tanto actúan a través de receptores membranales y segundos mensajeros intracelulares.

Prostaglandinas

Son sustancias derivadas del ácido araquidónico. La principal fuente de este ácido graso son los fosfolípidos de la membrana celular, a partir de los cuales se puede liberar el ácido araquidónico, mediante la acción de la enzima fosfolipasa A2. El ácido araquidónico se transforma entonces en prostaglandina H mediante la acción de la enzima ciclo-oxigenasa (o sintetasa de prostaglandinas), que más adelante se transforma a distintas prostaglandinas específicas por la acción diversas enzimas. El tipo de prostaglandina producido por cada célula dependerá del complemento de enzimas presentes.

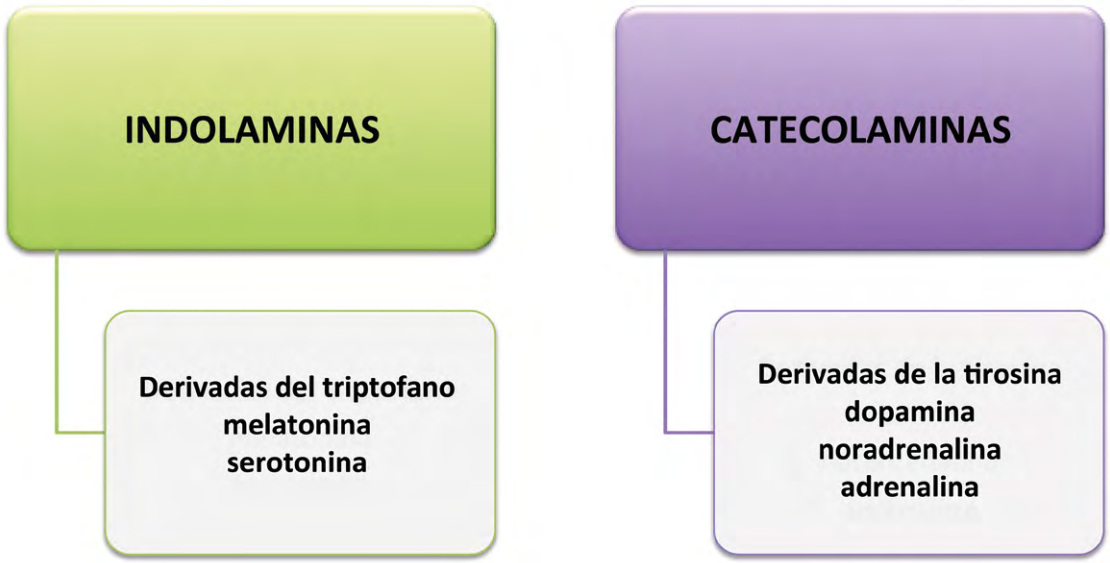


Imagen 4.4: clasificación de las hormonas aminas (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

La prostaglandina más importante en la reproducción es la $PGF_2\alpha$, la cual es responsable de la destrucción del cuerpo lúteo en la mayoría de las especies; también provoca contracciones uterinas, por lo que es importante para el parto, el transporte de los espermatozoides y la involución uterina después del parto. En la práctica veterinaria la $PGF_2\alpha$ natural (dinoprost) o sus análogos sintéticos (cloprostenol, luprostiol, etc.) se utilizan para la sincronización del ciclo estral, para la inducción del parto y para tratar diversas patologías. Otra prostaglandina con algunas acciones relacionadas con la reproducción es la prostaglandina E_2 (PGE_2).

Las prostaglandinas son sustancias anfipáticas (con propiedades hidrosolubles y liposolubles), por lo que pueden atravesar las membranas.

Referencias

- Greenstein B. Endocrinología, lo Esencial de un Vistazo México: Panamericana; 2016.
- García-Mondragón M, Jiménez Orozo F, Mandoki J, Mendoza-Patiño N, Molina-Guarneros J, Velasco-Velázquez M. Hormone multifunctionalities: a theory of endocrine signaling, command and control. Progress in Biophysics and Molecular Biology. 2004; 86(3): p. 353-377.
- Casa-Tirao B, García-Mondragón M, Jiménez-Orozco F, Mandoki J. Reflections on the mode of functioning of endocrine systems. Archives of Medical Research. 2010; 41(8): p. 653-657.
- Doley M, Pineda M. McDonald's Veterinary Endocrinology and Reproduction. 5th ed. Iowa: IOWA State Press Ames; 2003.
- Squires E. Applied Animal Endocrinology Cambridge: CABI Publishing; 2003.

Capítulo 5



Endocrinología de la reproducción

Luis Zarco

Capítulo 5
Endocrinología de la reproducción

Luis Zarco

Introducción

Los procesos reproductivos requieren de una estrecha coordinación entre diferentes órganos del aparato reproductor, además de estar acompañados por cambios metabólicos que permiten al animal adaptarse a los requerimientos de cada etapa. La reproducción debe ser capaz de responder o ajustarse a condiciones externas, como la época del año, la disponibilidad de nutrientes, o la presencia o ausencia de animales del sexo opuesto. Esta coordinación y adaptación se logran gracias a la comunicación endócrina entre diversas células y órganos. En este capítulo se describen las funciones de los órganos endócrinos más importantes relacionados con la reproducción, así como el papel de las principales hormonas producidas en cada uno de ellos.

Hipotálamo

El hipotálamo es el órgano central del sistema neuroendócrino. Está constituido por una región del sistema nervioso central estratégicamente localizada para recibir información de todos los órganos de los sentidos; directa o indirectamente recibe proyecciones nerviosas provenientes de la retina, los bulbos olfatorios primarios y secundarios, el oído, la piel y los órganos internos. Además, el hipotálamo tiene receptores hormonales, receptores para substancias como la glucosa y los ácidos grasos, baro-receptores para registrar la presión sanguínea, y termo-receptores para conocer la temperatura corporal.

Se puede afirmar que el hipotálamo conoce lo que está ocurriendo dentro y fuera del organismo, y consecuentemente se encuentra en una posición inmejorable para tomar decisiones trascendentales en la vida del animal. El hipotálamo, asimismo, regula funciones vitales como el hambre, la sed y el sueño. También es el órgano encargado de regular una función que es esencial para la sobrevivencia de cualquier especie: la reproducción.

A pesar de su gran importancia, el hipotálamo representa un pequeñísimo porcentaje de la masa encefálica. Se encuentra constituido por núcleos, que son agrupamientos de neuronas especializadas. La mayoría de los núcleos son bilaterales, situados uno a cada lado del tercer ventrículo, el cual es una cavidad llena de líquido cefalorraquídeo que ocupa el centro del hipotálamo. En algunos casos las neuronas están un poco más dispersas, por lo que en lugar de núcleos se habla de áreas hipotalámicas.

Los distintos núcleos o áreas hipotalámicos tienen a su cargo diversas funciones dependiendo del tipo de neuronas existentes en ellos. En las áreas preóptica y ventromedial se localizan las neuronas productoras de la hor-

mona liberadora de gonadotropinas (GnRH), mientras que en el núcleo arqueado están las productoras de dopamina. Estas sustancias, así como muchas otras neurohormonas producidas por el hipotálamo para estimular o inhibir la secreción de hormonas hipofisarias, son liberadas por los axones de las neuronas en la eminencia media. En esa región, localizada entre el hipotálamo y la hipófisis, se origina el sistema porta hipotálamo-hipofisario, que consiste en una red capilar que permite el paso de sustancias desde la eminencia media hasta la adenohipófisis sin pasar por la circulación general. De esta manera se evita que las neurohormonas se diluyan antes de llegar a su destino. Este sistema permite el flujo retrógrado de sustancias adenohipofisarias, estableciéndose así una retroalimentación de onda corta entre la adenohipófisis y el hipotálamo.

Entre las neurohormonas hipotalámicas que actúan como factores de liberación para hormonas adenohipofisarias, se cuentan la GnRH, la hormona liberadora de corticotropina (CRH), la hormona liberadora de tirotropina (TRH) y la hormona liberadora de hormona de crecimiento (GHRH). Las hormonas hipotalámicas que inhiben la secreción de hormonas adenohipofisarias incluyen la dopamina, que inhibe la secreción de prolactina, la somatostatina, que inhibe la secreción de hormona del crecimiento, y la hormona inhibidora de las gonadotropinas (GnIH).

Algunas neuronas hipotalámicas, adicionalmente, secretan otras hormonas importantes, como la oxitocina y la vasopresina, que no son liberadas en la eminencia media sino en la neurohipófisis, ya que los axones de las neuronas que las producen se prolongan a dicha estructura, desde donde liberan estas hormonas directamente hacia la circulación general. Por ello, tanto la oxitocina como la vasopresina son hormonas hipotalámicas, aunque se liberan en la neurohipófisis.

Las neuronas hipotalámicas producen una gran cantidad de neurotransmisores a través de los cuales el hipotálamo envía señales a otras regiones del propio hipotálamo o del resto del sistema nervioso para contribuir a la regulación de funciones como la reproducción, el apetito, la sed, la temperatura corporal y la presión arterial, así como para influir en la generación de conductas como la agresión o la actividad sexual. Entre los neurotransmisores producidos en el hipotálamo encontramos aminas (dopamina, adrenalina, noradrenalina, serotonina, acetilcolina, histamina y GABA), neuropéptidos (kisspeptina, sustancia P, péptido intestinal vasoactivo, neurotensina, péptidos opioides, galanina, endotelina, neuropéptido Y, colecistoquinina, neurokinina, etc.), y aminoácidos (glicina y glutamato). Algunos de estos neurotransmisores también son transportados por el sistema porta hipotálamo-hipofisario para intervenir en la secreción de las hormonas hipofisarias. Por ejemplo, el péptido intestinal vasoactivo (VIP) estimula la liberación de prolactina, hormona de crecimiento y ACTH.

Ritmos circadianos y circanuales

Ningún análisis del sistema neuroendócrino puede considerarse completo sin una breve descripción de los mecanismos mediante los cuales se regulan los ritmos circadianos y circanuales del organismo. Los ritmos circadianos son ritmos con duración aproximada de 24 h que se generan endógenamente en diversos órganos y sistemas. La existencia de estos

ritmos no depende del día y la noche, ya que se siguen presentando en condiciones de luz continua u oscuridad continua. Sin embargo, en condiciones normales, los ritmos circadianos endógenos se ponen a tiempo con el ciclo de luz-oscuridad (fotoperiodo), de la misma forma en que todos ponemos a tiempo nuestros relojes con la hora determinada por el observatorio astronómico nacional a partir de sus observaciones del movimiento aparente del sol en el firmamento.

Dentro del organismo, el papel del observatorio astronómico lo realizan dos pequeñas áreas del hipotálamo denominadas núcleos supraquiasmáticos, los cuales tienen la capacidad de "ver" el inicio del día y el inicio de la noche gracias a que reciben información proveniente directamente de la retina, a través del tracto nervioso retino-hipotalámico. Este tracto transmite la información luminosa captada por células especializadas de la retina denominadas "células ganglionares intrínsecamente fotosensibles", las que contienen un pigmento denominado melanopsina que responde a longitudes de onda en el rango del azul. Con la información que llega al núcleo supraquiasmático a través del tracto nervioso retino-hipotalámico se pone a tiempo un reloj intrínseco cuyas oscilaciones –con periodos de 24 h– consisten en ondas de expresión e inhibición de "genes reloj". El "reloj intrínseco" del núcleo supraquiasmático emite proyecciones neuronales a otras áreas del SNC, y utiliza para ello neurotransmisores como el VIP. Los núcleos supraquiasmáticos ponen a tiempo otros "relojes génicos" situados en diferentes tejidos y órganos, los que a su vez pueden poner a tiempo a otros más para sincronizar los diversos ritmos circadianos del organismo.

Otro órgano involucrado en el control de los ritmos circadianos es la glándula pineal, que también recibe información proveniente de los núcleos supraquiasmáticos, que llega a esta glándula después de pasar por el ganglio cervical superior. La principal hormona de la glándula pineal es la melatonina, la cual se secreta durante las horas de oscuridad. A través de un complejo sistema que involucra la existencia de ritmos de fotosensibilidad y la determinación de los cambios en la longitud del día, la información proporcionada por las concentraciones de melatonina indica al animal no solamente la hora del día, sino también la época del año en la que se encuentra. Así, los núcleos supraquiasmáticos, la glándula pineal y la secreción de melatonina intervienen en la regulación de ritmos circanuales, tales como la estacionalidad reproductiva y la muda de pelo.

Hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH)

Es un decapéptido que, como su nombre lo indica, controla la liberación de las dos gonadotropinas hipofisarias, la hormona luteinizante (LH) y la hormona folículo estimulante (FSH). En el caso de la secreción de FSH, la GnRH actúa simplemente como factor permisivo, en cuya presencia los gonadotropos de la hipófisis liberan pulsos de FSH a un ritmo relativamente constante. En cambio, en el caso de la LH existe una relación mucho más estrecha, ya que cada pulso de secreción de GnRH es seguido por un pulso de secreción de LH. Así, la frecuencia de secreción de LH es controlada totalmente por el hipotálamo mediante variaciones en la frecuencia de secreción de GnRH.

En el hipotálamo, tanto del macho como de la hembra, existe un generador de pulsos de GnRH, cuya frecuencia relativamente

continua puede variar de acuerdo con la época del año, la etapa del ciclo estral, la edad del animal y el estado nutricional. De la frecuencia de esta secreción, conocida como secreción tónica, depende en la hembra la generación de un mayor o menor desarrollo folicular. Durante la fase lútea del ciclo estral también se secreta GnRH para estimular la liberación de pulsos de LH necesarios para promover la función del cuerpo lúteo. En esta etapa la frecuencia de secreción de GnRH es mucho más reducida que durante la fase folicular. En el macho, la producción tónica de GnRH estimula la secreción de LH y FSH necesarias para mantener un adecuado funcionamiento testicular.

Además, únicamente en la hembra, existe un generador de pulsos en el hipotálamo cuya frecuencia de secreción es en forma cíclica que suscita la secreción de un pico preovulatorio de GnRH, el cual es inducido por los estrógenos provenientes de los folículos maduros. Este pico preovulatorio de GnRH resulta en la secreción de un pico preovulatorio de LH. En el macho no existe la secreción cíclica.

En la rata se encuentran dos áreas distintas para los dos tipos de secreción de GnRH, ya que la secretada en forma tónica proviene de neuronas localizadas en el área ventromedial del hipotálamo (hipotálamo medio-basal), mientras que el pico preovulatorio se origina en neuronas del área preóptica. En contraste, en los primates, el hipotálamo ventromedial es el encargado de la producción tónica y cíclica de GnRH. En todos los casos, las neuronas productoras de GnRH vierten su secreción en la eminencia media del hipotálamo, donde la GnRH penetra a los capilares del sistema porta hipotálamo-hipofisario, a través del cual llega a los gonadotropos de la adenohipófisis para estimular la secreción de LH y FSH.

En animales prepúberes, animales en anestro estacional y animales que se encuentran en otras condiciones en las que es conveniente inhibir la reproducción (por ejemplo, los que están amamantando a una cría), los estrógenos provenientes de los folículos ováricos en desarrollo inhiben al generador hipotalámico tónico de pulsos de GnRH, reduciendo la frecuencia de secreción de la neurohormona. En contraste, durante la época reproductiva del animal adulto el estradiol no es capaz por sí mismo de retroalimentar negativamente la secreción de GnRH hipotalámica, lo que permite el desarrollo folicular hasta llegar a la ovulación. Durante la época reproductiva la secreción de GnRH es inhibida principalmente por la presencia de progesterona, por lo que su frecuencia de secreción se reduce durante la fase lútea del ciclo estral, así como durante la gestación.

La GnRH actúa sobre todo a nivel adenohipofisario, aunque puede tener funciones importantes a nivel cerebral, mediando procesos de receptividad sexual, así como algunos efectos directos a nivel gonadal. La GnRH, asimismo, actúa como neurotransmisor en el hipotálamo, ya que las neuronas de GnRH tienen receptores para esta substancia y establecen conexiones entre sí, lo que permite la secreción sincronizada de muchas neuronas, ya que cada una de ellas al secretar GnRH induce la secreción de la misma por parte de otras neuronas con las que hace sinapsis.

En forma terapéutica, la GnRH se utiliza como un inductor de la ovulación y del desarrollo folicular, así como en el tratamiento de quistes foliculares y luteinizados de la vaca.

Generador de pulsos de GnRH: como se mencionó antes, la frecuencia de secreción de

los pulsos de GnRH puede modificarse como respuesta a factores externos, como la época del año o el nivel de nutrición; o internos, como la presencia de progesterona secretada por el cuerpo lúteo o de estradiol secretado por los folículos ováricos. De la frecuencia de secreción de GnRH dependerá la frecuencia de secreción de LH, lo cual determinará si un folículo ovárico puede desarrollarse o no hasta el estado preovulatorio.

Aunque se sabe que las neuronas que secretan a la GnRH son capaces de generar pulsos rítmicos por sí mismas (poseen una especie de marcapasos interno), y que pueden sincronizarse entre ellas mediante interconexiones sinápticas; durante mucho tiempo no se supo cómo modifican su ritmo de secreción en respuesta a otros factores internos o externos para conformar un generador de pulsos de GnRH capaz de responder a dichos factores.

En la última década se descubrió que en el propio hipotálamo existen neuronas que producen kisspeptina, que es un polipéptido con gran poder para estimular a las neuronas productoras de GnRH. Las neuronas productoras de kisspeptina tienen receptores para progesterona, estrógenos, melatonina, leptina, feromonas, y para muchas otras sustancias, por lo que reciben información muy variada sobre factores internos y externos. Por ejemplo, la presencia de progesterona les puede indicar que existe un cuerpo lúteo (un factor interno), mientras que la melatonina informa sobre la duración del fotoperiodo (un factor externo) y las concentraciones de leptina proveen información sobre las reservas grasas del animal (un factor interno que a su vez depende de factores externos como la disponibilidad de alimento). De esta forma, las neuronas que secretan kisspeptina toman en cuenta toda la información disponible para decidir su frecuencia de disparo. Un tipo especial de neuronas productoras de kisspeptina secretan además neurokinina y dinorfina. Estas neuronas (neuronas KNDy) tienen la capacidad de generar pulsos de kisspeptina y de modificar la frecuencia de estos pulsos de acuerdo a factores internos y externos. Las neuronas KNDy conectan directamente con las neuronas productoras de GnRH, por lo que cada pulso de Kisspeptina es seguido por un pulso de secreción de GnRH. Es decir, el "generador de pulsos" de GnRH está regulado principalmente por las neuronas productoras de kisspeptina.

Hormona liberadora de corticotrpina (CRH)

Es un neuropéptido constituido por 41 aminoácidos, que es producido por neuronas hipotalámicas que envían sus axones a la eminencia media, donde la liberan para que llegue a través del sistema porta a las células corticotrópicas de la adenohipófisis. Allí provoca la secreción de la hormona adenocorticotrópica (ACTH), que a su vez viaja a la corteza adrenal para estimular la secreción de cortisol. Existen muchas condiciones –la mayoría de ellas de tipo metabólico, como la hipoglucemia– que provocan la secreción de CRH. También se secreta en respuesta a condiciones estresantes. En el caso de la reproducción, el proceso de parto se inicia con la liberación de CRH por parte del hipotálamo fetal, lo que desata una cascada de sucesos que culminan con la expulsión del feto. La secreción del CRH también ocurre durante la lactancia, lo que induce la secreción del cortisol requerido para el correcto funcionamiento de la glándula mamaria.

Factores que afectan la secreción de prolactina

La secreción de prolactina es regulada principalmente por la dopamina, a su vez, producida por neuronas del núcleo arqueado del hipotálamo que secretan esta sustancia hacia la circulación portal de la eminencia media. La función principal de la dopamina es actuar en las células hipofisarias productoras de prolactina (lactotropos), inhibiendo su función; en otras palabras, la dopamina actúa como hormona inhibidora de la prolactina. La prolactina es la única hormona hipofisaria regulada principalmente por una hormona hipotalámica inhibidora, de tal forma que la desconexión entre el hipotálamo y la hipófisis resulta en una marcada elevación en la secreción de prolactina, a diferencia de lo que ocurre con todas las otras hormonas hipofisarias, que dejan de secretarse cuando la adenohipófisis es desconectada del hipotálamo.

Cuando existen condiciones que requieren la secreción de prolactina, como ocurre durante la lactación, se producen cambios en el sistema nervioso que resultan en la inhibición de la secreción de dopamina, por lo que la prolactina se libera de la represión a la que había estado sujeta.

Se sabe que en el hipotálamo se producen varias sustancias capaces de estimular la secreción de prolactina, tales como el TRH. Cuando se requiere la secreción de una cantidad importante de prolactina, como la que ocurre cuando la glándula mamaria es estimulada por la succión de la cría, se produce la secreción de TRH además de dejarse de secretar dopamina.

Oxitocina

Es un nonapéptido producido en grandes neuronas de los núcleos supraópticos y paraventriculares del hipotálamo, que constituyen el sistema magnocelular del hipotálamo. Los axones de estas neuronas se extienden hasta la neurohipófisis, que es donde secretan a la hormona. La oxitocina se libera durante el amamantamiento en respuesta al estímulo provocado por la succión de la cría. También se puede liberar mediante un reflejo condicionado. Esta hormona viaja hasta la glándula mamaria, donde provoca la contracción de las células mioepiteliales requerida para la bajada de la leche. La oxitocina también es secretada en respuesta a la estimulación mecánica de los genitales femeninos, especialmente del cérvix y provoca contracciones uterinas que son importantes para el transporte de gametos, el proceso del parto y la involución uterina. La oxitocina también es importante para generar en la madre el vínculo con su cría.

Hipófisis

La hipófisis, o glándula pituitaria, se constituye por la hipófisis anterior o adenohipófisis, la hipófisis posterior o neurohipófisis, y la hipófisis intermedia. La hipófisis descansa en una cavidad del hueso esfenoides llamada la silla turca. El hueso esfenoides es el hueso que forma el piso del cráneo y el techo del paladar.

La hipófisis anterior es el órgano más irrigado de los mamíferos, recibe la sangre proveniente del hipotálamo a través de la circulación portal; y de las arterias hipofisarias media e inferior. Es, asimismo, una estructura de origen epitelial derivada embriológicamente del epitelio del paladar. Posee células especializadas

en la producción de gonadotropinas (gonadotropos), prolactina (lactotropos), hormona del crecimiento (somatotropos), hormona estimulante de la tiroides (tirotropos), así como de ACTH (corticotropos). También produce otras sustancias como péptidos opioides y hormona estimulante de los melanocitos. Todas estas células están sujetas a una regulación hipotalámica por medio de neurohormonas liberadoras o inhibidoras que llegan a la adenohipófisis a través del sistema denominado porta hipotálamo-hipofisiario. Este sistema se inicia con una red capilar en la eminencia media del hipotálamo, que es drenado por venas portales que bajan por el cuello de la hipófisis hasta la hipófisis anterior, donde vuelven a formar una red capilar que permite la salida de las sustancias que fueron recogidas en el hipotálamo.

La neurohipófisis, por su parte, es una estructura de tipo nervioso compuesta principalmente por prolongaciones de neuronas hipotalámicas cuyos axones se extienden hasta ella, y desde donde vierten sus productos de secreción hacia la circulación general. Las principales hormonas secretadas en éste sitio son la oxitocina y la vasopresina.

La hipófisis intermedia es poco importante en los mamíferos, aunque en otros vertebrados es esencial por su secreción de hormona estimulante de los melanocitos, que regula los cambios en la pigmentación de la piel.

Gonadotropinas

Como lo indica su nombre, son hormonas que tienen la función principal de estimular el funcionamiento de las gónadas masculina y femenina. La hormona luteinizante (LH) y la hormona folículo estimulante (FSH) son producidas en células basófilas llamadas gonadotropos, que pueden constituir hasta el 20 por ciento de las células de la adenohipófisis. Como ya se mencionó, la acción reguladora de GnRH no es idéntica para ambas gonadotropinas. En el caso de la FSH, el efecto de la GnRH consiste básicamente en estimular su síntesis, por lo que basta la presencia de pulsos infrecuentes de GnRH para que se secrete FSH en forma episódica, por lo que una mayor frecuencia de secreción de GnRH no resulta en un incremento en la secreción de FSH. En contraste, en el caso de la LH, la GnRH estimula tanto la síntesis de LH como la secreción de la hormona almacenada en gránulos de secreción, por lo que cada vez que se produce un pulso de GnRH, la hipófisis responde con un pulso de LH. Al aumentar la frecuencia de secreción de GnRH aumenta también la de LH. La GnRH por otra parte, tiene un efecto de regulación positiva sobre sus propios receptores en la hipófisis, por lo que la amplitud de cada pulso de LH es mayor cuando la GnRH se está secretando en forma frecuente que cuando se secreta en forma poco frecuente. Aunque la GnRH es la principal hormona reguladora de la secreción de gonadotropinas, la función de los gonadotropos puede ser también modulada por otras hormonas, como la inhibina, que inhibe selectivamente la secreción de FSH, y la hormona inhibidora de las gonadotropinas (GnIH) descubierta hace pocos años.

En la hembra, las gonadotropinas estimulan de manera secuencial el crecimiento folicular, la secreción de estrógenos, la maduración de los ovocitos, la ovulación, el desarrollo del cuerpo lúteo y la secreción de progesterona. Durante la mayor parte del ciclo estral las gonadotropinas son secretadas en forma tó-

nica, es decir en pequeños pulsos secretados a intervalos regulares. En esta fase la LH actúa exclusivamente sobre las células de la teca interna del folículo ovárico, en las que estimula la producción de andrógenos, mientras que la FSH se requiere para estimular en las células de la granulosa la conversión de andrógenos a estrógenos. Ambas células son necesarias para que se produzcan los estrógenos.

Los estrógenos procedentes del folículo, al actuar en forma conjunta con la FSH, promueven el desarrollo del propio folículo, al estimular la mitosis de las células de la granulosa, así como la secreción de líquido folicular. La FSH, por su parte, induce en el folículo la secreción de inhibina, la cual retroalimenta negativamente sobre la hipófisis, inhibiendo la secreción de FSH. Cuando un folículo se encuentra en estadios avanzados de desarrollo se produce una reducción en las concentraciones circulantes de FSH. Ese folículo, sin embargo, es capaz de continuar su desarrollo, porque para ese momento se han generado en las células de la granulosa receptores para LH, hormona que se encarga de estimular la maduración final del folículo dominante.

Conforme las células esteroidogénicas del folículo aumentan en número y actividad, los estrógenos son producidos en cantidades crecientes, hasta que alcanzan un umbral que retroalimenta positivamente sobre el hipotálamo, provocando la liberación de un gran pico de GnRH, que a su vez induce la secreción del pico preovulatorio de LH. Como respuesta a este pico el folículo sufre una serie de cambios que resultan en la ovulación. El pico preovulatorio de LH, asimismo, inicia el proceso de luteinización de las células foliculares. Después de la ovulación se mantiene una secreción tónica de pulsos pequeños y poco frecuentes de LH, que son necesarios para completar la formación del cuerpo lúteo y estimular en él la secreción de progesterona.

En el macho la LH induce la producción de testosterona por las células de Leydig, mientras que la FSH estimula la conversión de estos andrógenos a estrógenos en las células de Sertoli, así como la secreción de inhibina, y la producción de la proteína ligadora de andrógenos (ABP). La LH y la FSH, por ende, son necesarias para la espermatogénesis.

Prolactina

La prolactina es una hormona proteica formada por casi 200 aminoácidos, con una secuencia semejante a la hormona del crecimiento y a los lactógenos placentarios debido a que dichas hormonas son parte de una familia que evolucionó a partir de un solo gen primitivo. La prolactina es producida en células de la adenohipófisis denominadas lactotropos. Como su nombre lo indica, la principal función de la prolactina es estimular la secreción de leche, pero también estimula la conducta materna y tiene algunos efectos sobre la función gonadal. En los roedores la prolactina es indispensable para la formación y mantenimiento del cuerpo lúteo, lo que no ocurre en los animales domésticos, que solamente requieren de LH para ambas funciones.

Como ya se mencionó, la secreción de prolactina es regulada principalmente por la dopamina, que actúa como un factor inhibidor de origen hipotalámico. Se ha postulado la existencia de uno o varios factores liberadores (entre dichos factores destaca la TRH) provenientes del hipotálamo, que pueden ayudar a

explicar la respuesta aguda de la prolactina a factores como el estrés, el ejercicio, el fotoperiodo, el sueño y el amamantamiento.

Durante la gestación los niveles de prolactina se elevan y al actuar en conjunto con otras hormonas como la progesterona, los estrógenos, los lactógenos placentarios, la insulina y el cortisol, promueven el desarrollo del tejido mamario.

Los estrógenos presentes durante el parto inducen también la secreción de una gran cantidad de prolactina, la cual estimula la síntesis de caseína (la principal proteína de la leche) y de lactosa (el principal azúcar en la leche) en las células alveolares de la glándula mamaria. Después, el estímulo sobre la glándula mamaria provocado por el amamantamiento induce la secreción de la prolactina necesaria para mantener la lactación.

Hormona adrenocorticotrópica (ACTH)

Es un polipéptido constituido por 39 aminoácidos producido por células de la adenohipófisis denominadas corticotropos. La secreción de ACTH es estimulada principalmente por la CRH de origen hipotalámico. El efecto principal de la ACTH es estimular a la corteza adrenal, donde promueve entre otras sustancias la secreción de cortisol, hormona que ejerce un efecto de retroalimentación negativa sobre la secreción de ACTH.

El cortisol tiene importantes efectos metabólicos e interviene en procesos centrales para la reproducción, como el parto y la lactación.

Glándula Pineal

Esta glándula es muy importante en la regulación de la estacionalidad reproductiva. La principal hormona pineal es la melatonina, cuya secreción se estimula durante las horas de oscuridad y se inhibe por la luz. La información luminosa captada por la retina llega a los núcleos supraquiasmáticos del hipotálamo a través del tracto nervioso retino-hipotalámico. De los núcleos supraquiasmáticos esta información viaja a la pineal a través del ganglio cervical superior, de donde salen las fibras noradrenérgicas eferentes que inervan a la glándula pineal. Mediante un complejo sistema que involucra la existencia de ritmos de fotosensibilidad, la información proporcionada por las concentraciones de melatonina indica al animal la hora del día y la época del año en la que se encuentra.

Hormonas Gonadales

Las principales hormonas producidas en las gónadas son hormonas esteroides. Este grupo hormonal está constituido por sustancias de naturaleza lipídica derivadas del colesterol. En todas las células esteroidogénicas el colesterol debe ser transformado en pregnenolona como primer paso de la ruta biosintética; de ahí que esa transformación se regule de manera estrecha. Una vez producida, la pregnenolona puede sufrir transformaciones adicionales hasta formar a las diversas hormonas esteroides. La identidad de la hormona producida, finalmente, por la célula dependerá de las enzimas presentes en ella. Los primeros esteroides que se forman son progestágenos, los cuales pueden sufrir transformaciones adicionales para convertirse en andrógenos, que a su vez pueden ser aromatizados para producir estrógenos. Lo anterior significa que los andrógenos (hormonas masculinas), no son exclusivos de los machos, ni los estrógenos (hormonas femeninas) son exclusivos de las

hembras. En el macho las células de Leydig son análogos funcionales de las células de la teca interna de la hembra, por lo que tienen receptores para LH y producen andrógenos cuando son estimulados por esta gonadotropina. Por su parte, las células de Sertoli son análogos funcionales de las células de la granulosa, por lo que tienen receptores para FSH y responden a esta hormona activando la aromatización de andrógenos a estrógenos (**Imagen 5.1**).

Debe considerarse que, a pesar de que los dos sexos producen estrógenos y andrógenos, la actividad proporcional de los dos tipos celulares (leydig y sertoli, o granulosa y teca) es diferente entre los sexos, por lo que el resultado neto es una mayor producción y secreción de estrógenos en las hembras, y una mayor producción y secreción de andrógenos en los machos.

Otra característica importante de las hormonas esteroides es que circulan en el torrente sanguíneo en forma conjugada, ésto es que se encuentran unidos a proteínas transportadoras específicas.

Progesterona

Es producida, sobretodo, por las células del cuerpo lúteo, aunque también la secreta la placenta de algunas especies. Esta hormona actúa sinérgicamente con los estrógenos en varias funciones reproductivas que incluyen el crecimiento del epitelio glandular del útero y, también, de la glándula mamaria.

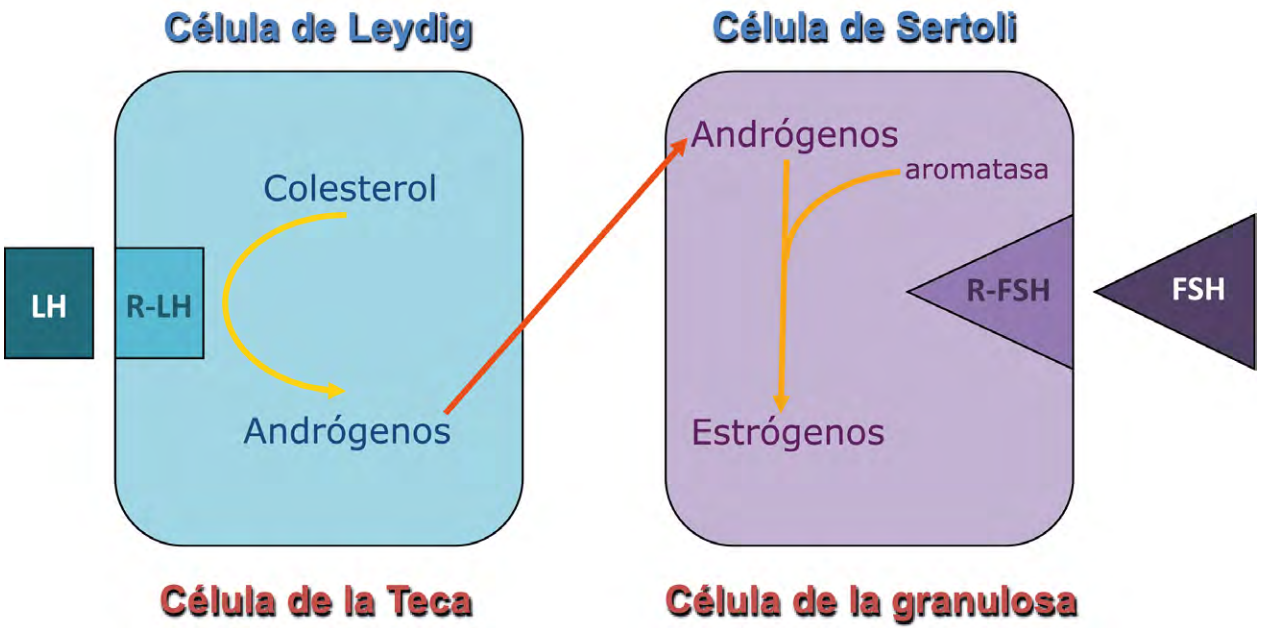


Imagen 5.1: esteroidogénesis en células gonadales (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Puede considerarse que la mayoría de las funciones de la progesterona –su misión– están encaminadas a culminar exitosamente la gestación una vez lograda la concepción. La progesterona inhibe la conducta sexual, que puede ser riesgosa para una gestación ya establecida; inhibe las contracciones uterinas, provoca el cierre del cérvix y estimula a las glándulas endometriales a secretar productos que en conjunto son llamados leche uterina o histotrofe, que nutren al embrión principalmente antes de implantarse. La progesterona también regula la expresión de gran cantidad de genes involucrados en procesos como la formación y crecimiento de la placenta, la vascularización de la misma y el transporte de nutrientes hacia el feto. La progesterona retroalimenta negativamente sobre la secreción de GnRH y gonadotropinas; inhibe el desarrollo folicular y la ovulación, por lo que en la mayoría de las especies no se producen ovulaciones durante la fase lútea del ciclo ni durante la gestación. La progesterona y los progestágenos sintéticos son ampliamente utilizados para el control artificial de la reproducción.

Andógenos

Son producidos por las células de Leydig del testículo en el macho y las células de la teca interna de los folículos ováricos en la hembra. Ambos tipos de células sintetizan testosterona y androstenediona a partir de colesterol, por lo que se trata de células esteroidogénicas. Tanto las células de Leydig como las de la teca interna tienen receptores para LH y la unión de esta hormona a sus receptores estimula el transporte del colesterol a la membrana mitocondrial interna, donde se lleva a cabo su transformación en pregnenolona. Si se sigue la ruta biosintética para la formación de andrógenos, otras enzimas transforman después, a la pregnenolona. El principal andrógeno natural es la testosterona, aunque en las gónadas también se produce androstenediona.

En el macho de la mayoría de los mamíferos los efectos de los andrógenos están encaminados a lograr que éste tenga el mayor número de hijos posible con el mayor número de hembras posible. Para ello, no sólo estimulan la espermatogénesis y el funcionamiento de los órganos reproductivos, sino que provocan una serie de cambios físicos y conductuales orientados a atraer a las hembras (caracteres sexuales secundarios, conductas de cortejo, producción de feromonas), a copular con ellas (libido, conductas de acercamiento, exploración, monta, penetración y eyaculación) y a competir con otros machos por las hembras (efectos anabólicos sobre la musculatura, conducta de agresividad, conducta territorial, cornamentas).

Aunque en la hembra los efectos de los andrógenos son menos evidentes, en algunas especies son necesarios para una conducta sexual adecuada. Por otra parte, los andrógenos sirven como precursores de los estrógenos, por lo que las hembras tienen primero que producir andrógenos para después transformarlos en estrógenos.

Estrógenos

Se producen en las células de la granulosa del folículo ovárico de las hembras y en las células de Sertoli del testículo de los machos a partir de la aromatización de andrógenos producidos por las células de la teca interna (hembra) o por las células de Leydig (machos). Cuando la FSH se une a su receptor en las células de

la granulosa o en las de sertoli, se activa la enzima aromatasa, lo que resulta en la conversión de andrógenos a estrógenos. La producción de estrógenos por parte del folículo aumenta exponencialmente conforme el mismo alcanza mayores grados de desarrollo, lo que se debe al incremento en el número de células de la granulosa que se produce acorde con este proceso.

La gran mayoría de los efectos de los estrógenos en la hembra están encaminados a lograr la concepción (la misión principal de los estrógenos es que la hembra quede gestante). En consecuencia, los estrógenos tienen efectos físicos y conductuales orientados a atraer al macho, tales como el desarrollo de los caracteres sexuales secundarios de la hembra; el enrojecimiento de la vulva durante el estro en algunas especies; la producción de feromonas; la conducta de lordosis o la búsqueda activa del macho, sólo por mencionar algunos. Promueven, además, la conducta de receptividad sexual necesaria para permitir la cópula, preparan a los órganos genitales femeninos para la misma y para el transporte exitoso de los espermatozoides hacia el oviducto. Los estrógenos, asimismo, inducen un engrosamiento del epitelio vaginal, un aumento de las defensas a nivel genital, la producción de moco cervical, la apertura del cérvix, y el incremento en las contracciones uterinas. Los estrógenos, al mismo tiempo, son esenciales para desencadenar el pico preovulatorio de LH, permitiendo de esta forma que el ovocito esté presente en el oviducto cuando llegan los espermatozoides.

Otras hormonas ováricas

En el ovario de algunas especies se producen diversas hormonas de naturaleza polipeptídica en distintos momentos del ciclo reproductivo. Por ejemplo, en el cuerpo lúteo de los rumiantes se produce oxitocina, que juega un importante papel en la regresión del cuerpo lúteo al final del diestro; asimismo en los cuerpos lúteos de la cerda y la rata gestantes se produce relaxina, necesaria para una gestación y parto normales, y en los folículos de la mayoría de las especies se produce IGF-1 para estimular el desarrollo folicular y la esteroidogénesis.

En el ovario, adicionalmente se producen prostaglandinas en diversos momentos, como durante el proceso de ovulación o durante la destrucción del cuerpo lúteo en primates.

La inhibina es una hormona de naturaleza glicoproteica producida por las células de Sertoli del macho y por las células de la granulosa de la hembra. En ambos casos, la secreción de esta hormona es estimulada por la FSH. El principal efecto de la inhibina se da a nivel hipofisario, en donde inhibe la secreción de FSH. De esta manera, la inhibina constituye un mecanismo de retroalimentación negativa específica sobre la secreción de FSH, el cual permite que en ciertos momentos la hipófisis deje de secretar FSH a pesar de estar siendo estimulada por la GnRH, mientras que la secreción de LH se mantiene debido a que esta hormona no es reprimida por la inhibina. Este proceso hace posible que uno o varios folículos dominantes -dependiendo de la especie- impidan, mediante su producción de inhibina, que la FSH continúe promoviendo el desarrollo de folículos menos avanzados, mientras que los folículos dominantes pueden seguir creciendo debido a que sus células de la granulosa ya han adquirido receptores para LH, por lo que ya no son dependientes de la FSH. En conjunto con los estrógenos, la inhibina, juega un papel

primordial en la determinación de los índices de ovulación y en el establecimiento de la dominancia folicular.

Hormonas Uterinas

En la mayoría de las especies domésticas la regresión del cuerpo lúteo es provocada por la prostaglandina F2 alfa ($PGF_2\alpha$) de origen uterino.

La $PGF_2\alpha$ se produce en el útero y alcanza la circulación ovárica, por ende la circulación lútea, por diferentes vías según la especie. En rumiantes existe una estrecha asociación entre la vena uterina y la arteria ovárica, lo que permite que la hormona presente en la sangre venosa uterina se difunda a través de las paredes de los vasos hacia la sangre arterial que se dirige hacia el ovario. Este mecanismo local de contracorriente permite que la prostaglandina llegue al cuerpo lúteo sin pasar por la circulación general, en donde sería rápidamente destruida por potentes enzimas presentes en los pulmones. En el caso de la yegua la $PGF_2\alpha$ uterina, en cambio, tiene que seguir la vía sistémica para alcanzar el ovario, ya que en esta especie no existe la estrecha relación anatómica entre vena uterina y la arteria ovárica; mientras que en la cerda se ha comprobado tanto la vía local como la sistémica.

En el útero de la yegua se produce otra hormona, la oxitocina, que es secretada por células endometriales para actuar en receptores de las células del miometrio, en las que estimula la secreción de $PGF_2\alpha$, con la que establece un ciclo de retroalimentación positiva para generar los pulsos de $PGF_2\alpha$ responsables de la destrucción del cuerpo lúteo.

Hormonas Placentarias

Las hormonas placentarias incluyen a la gonadotropina coriónica equina (eCG), la gonadotropina coriónica humana (hCG), los lactógenos placentarios, la progesterona, y algunos estrógenos. La producción y función de estas hormonas placentarias son descritas a detalle en el CAPÍTULO 11 (Endocrinología y diagnóstico de gestación).

Referencias

- Gallego-Sánchez J, Tejeda S. Desarrollo y organización anatómica del hipotálamo y la hipófisis. In Caballero C, Villa-Godoy A. Fisiología de los Procesos Productivos. D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México; 2010. p. 197-202.
- Goodman R. Neuroendocrine control of gonadotropin secretion: Comparative aspects. In Plant TM, Zeleznik A. Knobil and Neill's Physiology of Reproduction. 4th ed. New York: Academic Press; 2015. p. 1537-1574.
- Goodman R, Inskeep E. Control of the ovarian cycle of the sheep. In Plant TM, Zeleznik A. Knobil and Neill's Physiology of Reproduction. 4th ed. New York: Academic Press; 2015. p. 1239-1304.
- Hazlerigg D, Simonneaux V. Seasonal regulation of reproduction in mammals. In Plant TM, Zeleznik A. Knobil and Neill's Physiology of Reproduction. New York: Academic Press; 2015. p. 15.
- Martínez C. Glándula pineal, melatonian y ritmos biológicos. En Caballero C, Villa-Godoy A. Fisiología Veterinaria e Introducción a la Fisiología de los Procesos Productivos. México: Universidad Nacional Autónoma de México; 2010. p. 305-315.
- Caballero C, Rodríguez H, Verduzco , Villa-Godoy A. Organización del sistema neuroendocrino a partir de ejes. En Caballero C, Villa-Godoy A. Fisiología Veterinaria e Introducción a los Procesos Productivos. D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México; 2010. p. 217-230.
- Zarco L. Relación funcional entre la hipófisis y el hipotálamo. En Caballero C, Villa-Godoy A. Fisiología Veterinaria e Introducción de la Fisiología de los Procesos Productivos. D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México; 2010. p. 213-215.

Capítulo 6

Pubertad y estacionalidad reproductiva

Javier Valencia

Capítulo 6
Pubertad y estacionalidad reproductiva

Javier Valencia

Introducción

La pubertad marca el inicio de la vida reproductiva del animal, lo que permite integrar al individuo a su ciclo productivo. La estacionalidad es una característica de adaptación que han desarrollado algunas especies para hacer más eficiente la reproducción y la supervivencia de las crías.

Pubertad

La pubertad se alcanza cuando el individuo es capaz de liberar gametos viables. En la hembra este hecho ocurre en la primera ovulación, que por lo general coincide con la manifestación de la conducta de celo; y en el macho durante la primera eyaculación con espermatozoides viables.

Desde el punto de vista de la producción animal, la pubertad temprana o precocidad es importante para poder incorporar a los animales al ciclo productivo lo más pronto posible. En el caso de los toros holstein, por ejemplo, es deseable que produzcan semen tempranamente para incorporarlos a la prueba de progenie; en las hembras, sin embargo, debe considerarse que no siempre es conveniente utilizar el primer ciclo para la reproducción. Tal es el caso de las cerdas primerizas, en las que resulta provechoso esperar hasta el segundo o tercer estro para aumentar el tamaño de la lechigada. También puede ser ventajoso esperar a que el individuo alcance su madurez sexual, la cual ocurre en el momento en el que la hembra se puede reproducir sin sufrir efectos adversos. La oveja nacida en la primavera, por ejemplo, puede quedar gestante durante el siguiente otoño y parir en su primer año de vida, pero su crecimiento puede verse afectado; lo mismo sucede con la vaquilla, en la que la cubrición antes de tiempo puede favorecer la distocia por falta de desarrollo de la pelvis.

La pubertad es un proceso gradual y está muy relacionada con la tasa de crecimiento y el metabolismo energético. El recién nacido utiliza la energía para funciones vitales, principalmente de termorregulación; este hecho se debe a que las crías tienen una superficie corporal muy alta en relación con su volumen. Durante el desarrollo subsecuente de los tejidos existen también prioridades en el uso de nutrientes, que favorecen inicialmente al desarrollo del tejido óseo y muscular, y una vez que éstos alcanzan cierta talla acorde a las condiciones genéticas del individuo, comienza el desarrollo del tejido adiposo que es indicativo de un depósito de energía. Es importante enfatizar que existe una interacción entre la genética y el ambiente, de manera que el potencial genético sólo se expresará si el medio ambiente es favorable.

Para que se lleve a cabo la ovulación en el ovario de la hembra es necesario considerar cómo funciona el eje hipotálamo-hipofisiario-gonadal. El aumento en la frecuencia pulsátil de GnRH hipotalámica y por consecuencia de LH hipofisiaria ocasiona la maduración del folículo a nivel gonadal, el cual aumenta su producción de estrógenos. El incremento de los estrógenos provoca, por retroalimentación positiva sobre el hipotálamo, la liberación del pico preovulatorio de LH y, en consecuencia, la ovulación. En la etapa prepuberal la frecuencia de pulsos de GnRH y de LH es muy baja e insuficiente para provocar la maduración folicular, ya que el hipotálamo está inhibido y por lo tanto la ovulación no ocurre.

La generación pulsátil de GnRH en el momento reproductivo apropiado para desencadenar el inicio de la pubertad depende de una red neuronal compleja que, además de las neuronas de GnRH, incluye a otras neuronas y a células de la glía; también integra numerosas señales internas y externas al organismo. La morfología de las neuronas de GnRH es, además única, ya que sus dendritas pueden operar también como axones, confiriéndoles un funcionamiento distintivo. La generación de pulsos indica, asimismo, la necesidad de sincronización entre subpoblaciones de neuronas de GnRH, que, sobre todo, parece ser extrínseca a estas neuronas y que involucra a múltiples hormonas y neurotransmisores.

Si se consideran dos niveles de conexiones aferentes, se estima que cada neurona de GnRH puede estar conectada con alrededor de cinco millones de otras neuronas; miles de genes, entonces, podrían estar involucrados en el proceso de la pubertad. La importancia funcional y jerárquica de cada uno de estos genes sobre el control de las neuronas de GnRH, de manera conjunta con otros factores neuronales y gliales, puede diferir entre especies. Existen, sin embargo, componentes fundamentales que parecen ser comunes a todos los mamíferos y que se ubican en los niveles jerárquicos superiores, ayudando a entender la progresión del proceso puberal. Así todas las especies de mamíferos estudiadas, por ejemplo, tienen grupos de neuronas kisspeptinérgicas (que secretan kisspeptina; ver CAPÍTULO 7), implicadas en la regulación de la secreción tónica y de la secreción cíclica de GnRH, situándolas como el elemento más alto en la jerarquía de este complejo neuronal.

Se sabe que el eje hipotálamo-hipófisis-gónada se encuentra activo desde etapas muy tempranas de la vida del individuo, incluso antes del nacimiento en ciertas especies. La secreción de GnRH, sin embargo, se suprime más tarde en el desarrollo y permanece de este modo hasta el periodo prepuberal, en el que se irá reactivando gradualmente.

Durante varias décadas, la supresión y el reinicio de los pulsos de GnRH se atribuyó a una hipótesis conocida como la teoría del gonadostato la cual establece que el centro tónico del hipotálamo está inhibido debido a que su sensibilidad al mecanismo de retroalimentación negativo de los esteroides gonadales está aumentada; por lo tanto, la GnRH y la consecuente secreción de gonadotropinas (FSH y LH) es insuficiente para que ocurra la maduración folicular y la espermatogénesis. Esta sensibilidad va decreciendo progresivamente al acercarse la pubertad.

Ahora se sabe que existen factores de origen no gonadal que actúan paralelamente con los esteroides para mediar los cambios en la retroalimentación negativa que además son especie específicos.

En la hembra debe considerarse también al centro generador de pulsos cíclico, que en última instancia es el responsable de iniciar la primera ovulación. El centro cíclico está constituido por una segunda subpoblación de neuronas de GnRH que se reactiva mediante una interacción compleja entre diversos sistemas neuronales inhibitorios (que deberán reducir su influencia progresivamente) y otros excitatorios, que, a su vez, operan mediante distintos neurotransmisores, como son el ácido γ-amino-butírico (GABA) y sus receptores, el glutamato, el óxido nítrico y el neuropéptido Y (NPY). Estos factores, junto con los cambios morfológicos que se observan en las neuronas de GnRH al acercarse la pubertad, y con las interacciones y señales aferentes de las células de la glía, llevan a un patrón de progresión lineal que culminará con la reactivación del centro cíclico. A este proceso se le conocía anteriormente como la teoría de la maduración central y forma parte de los cambios que constituyen el proceso para llegar a la pubertad. Es probable que la elevación en las concentraciones de estradiol subsecuentes a la reactivación gradual del centro generador tónico de pulsos de GnRH permita la maduración final del centro cíclico.

La manera en la que cada organismo establece el momento adecuado para iniciar los cambios que llevan a la pubertad se desconoce; podría considerarse la existencia de algún mecanismo neurobiológico que constituya un reloj interno. Sin embargo, este mecanismo impactaría principalmente el desarrollo neuronal a nivel central; resultaría, además, difícil igualarlo con la manera en la que los factores externos al individuo afectan el inicio de la pubertad. Desde esta perspectiva, un sistema que permita recibir información integral del crecimiento y desarrollo del individuo, podría resultar más práctico. Los mediadores de este sistema incluyen a la hormona del crecimiento, el IGF-I, la leptina y otros sustratos metabólicos. La leptina en particular, que señala las reservas de tejido adiposo, es uno de los elementos más importantes y, aunque no determina cuando comienza la pubertad, si actúa como un factor permisivo para que el proceso progrese, una vez que rebasa un nivel umbral. La consideración del estado de desarrollo del animal para el inicio de la pubertad era anteriormente conocida como la teoría del peso corporal crítico o del lipostato. Es importante considerar que las tres teorías mencionadas no son excluyentes.

El mecanismo de la pubertad en el macho, es semejante al ya descrito; con todo, cabe recordar que en el macho el centro cíclico no está activo. Conforme se acerca la pubertad se dispara el crecimiento testicular y en los rumiantes y el cerdo, el pene que se encontraba adherido a la mucosa prepucial se libera paulatinamente.

Factores que Influencian la Pubertad

Genética

El genotipo repercute en la edad a la pubertad ya que algunas razas son más precoces que otras. En los bovinos, las razas europeas alcanzan la pubertad antes que las cebuínas. De igual modo, las cerdas de la raza china Meishan llegan a la pubertad alrededor de los 115 días de nacidas, la mitad de la edad de las razas blancas. Las ovejas de razas de carne, asimismo, son más precoces que las productoras de lana. Las razas de talla pequeña, del mismo modo, son generalmente más precoces,

al menos en bovinos (jersey contra guzerat) y en caninos. Los individuos híbridos, por otro lado, presentan la pubertad más tempranamente que los de raza pura, debido al efecto de heterosis. Por esta razón, en ciertas especies se usan líneas híbridas.

Edad y peso

El **cuadro 6.1** muestra la edad promedio de la presentación de la pubertad en las especies domésticas. El peso se relaciona con mayor relevancia a la edad a la pubertad en los rumiantes, mientras que en el porcino es menos decisivo. El cuadro también presenta el porcentaje del peso vivo necesario para que ocurra la pubertad.

Nutrición

Debido a que la pubertad se relaciona con la tasa de crecimiento, los animales que reciben una nutrición adecuada presentarán la pubertad a menor edad; por el contrario, la pubertad será tardía en aquellos animales que han sufrido restricción alimenticia, que estén desnutridos o que hayan sido afectados en su crecimiento por enfermedades infecciosas o parasitarias. Tampoco es recomendable la sobrealimentación ya que puede alterar tanto las señales que son recibidas por el hipotálamo, como su respuesta a ellas.

Cuadro 6.1

Edad y peso a la pubertad en las especies domésticas.

ESPECIE	HEMBRA (MESES)	MACHO (MESES)	PESO VIVO ADULTO (PORCENTAJE)
Bovino Holstein	11 (8-15)	11 (7-18)	30-40
Bovino Brahman	19	17	45-60
Ovinos y caprinos	7 (4-14)	7 (6-9)	40-60
Porcino	6 (5-7)	7 (5-8)	75
Equino	18 (12-19)	14 (10-24)	
Canino	12 (6-24)	9 (5-12)	
Felino	8 (4-12)	9 (8-10)	

Época del año (fotoperiodo)

En las hembras de las especies estacionales, como la oveja y la cabra, hay ciertos requerimientos fotoperiódicos que deben cumplirse para que la pubertad se presente. En estas especies, se requiere de un periodo de exposición a días largos, seguido de otro de exposición a días cortos. De hecho, las corderas y las chivas nacidas fuera de temporada, aunque hayan alcanzado el peso necesario, tendrán que esperar hasta el siguiente otoño (la época reproductiva) para llegar a la pubertad. Los machos, en cambio, no están sujetos a estas limitaciones en los requerimientos fotoperiódicos para presentar la pubertad.

En las vaquillas nacidas en el otoño, por otra parte, la pubertad ocurre antes del año de edad, en el siguiente verano o principios del otoño, más tempranamente que en aquellas nacidas en la primavera, debido a que la exposición a días largos durante los primeros seis meses del año siguiente a su nacimiento acelera su crecimiento. En las gatas, el aumento en el fotoperiodo también acelera la presentación de la pubertad.

En las ovejas y en las vaquillas, la primera ovulación que se presenta al entrar a la pubertad es silenciosa; es decir, no va acompañada de signos conductuales de celo, ya que para que pueda manifestarse esta conducta, el sistema nervioso requiere de una pre-sensibilización con progesterona que no estará presente sino hasta el siguiente ciclo, después de que se desarrolle el cuerpo lúteo proveniente de esta primera ovulación.

Socio-sexuales

La interacción de individuos de la misma especie o la presencia o ausencia de señales de bioestimulación como las feromonas pueden impactar en el tiempo de presentación de la pubertad. La pubertad, por ejemplo, se retrasa en la cerda criada individualmente en comparación con las mantenidas en grupo. Además, en la cerda, la oveja y la cabra, la exposición al macho estimula a las hembras y adelanta la pubertad.

Manejo

Ciertas prácticas de manejo pueden acelerar la pubertad, en especial en el periodo prepuberal. En las cerdas cercanas a la pubertad por ejemplo, el estrés causado por procedimientos, como el hecho de transportarlas de un sitio a otro, o la exposición al macho, ocasionan que el estro se presente alrededor de siete días después de realizar el citado manejo.

Estacionalidad Reproductiva

La estacionalidad reproductiva es una estrategia evolutiva que se ha desarrollado en algunas especies; tiende a hacer más eficiente la reproducción. En los países de latitudes lejanas al ecuador, la finalidad es que las crías nazcan en la primavera, la época más favorable del año gracias a la abundancia de alimento y condiciones climáticas templadas. En el caso de la oveja, cuya gestación dura cinco meses, para que los nacimientos ocurran en la primavera, ésta deberá quedar preñada durante el otoño, cuando los días son cortos; mientras que la yegua, por tener una gestación de aproximadamente 11 meses, debe concebir en la primavera, cuando los días son largos; de ese modo el parto ocurrirá en la primavera del siguiente año (**imagen 6.1**).

Esta característica evolutiva se desarrolló por selección natural en la mayoría de las es-

pecies silvestres y aún la conservan algunas especies domésticas, como el ovino, el caprino, el equino y los felinos. En los bovinos y los porcinos, por el contrario, la domesticación condujo a la pérdida casi total de la estacionalidad reproductiva.

La estacionalidad reproductiva se codifica en los genes; significa entonces que la selección natural favoreció la propagación de genes que permitían acoplar la época del nacimiento con la mejor época del año, por esa razón se le ha llegado a considerar como un método anticonceptivo natural.

Fotoperiodo

Para sincronizar el periodo fértil a la época más favorable del año, la mayoría de las especies estacionales utilizan el fotoperiodo (cantidad de luz diaria a lo largo del año). Esta señal ambiental es segura, confiable y se repite cada año. Los ovinos y los caprinos se reproducen en la época del año en la que los días son cortos y los equinos cuando son largos. El grado de estacionalidad depende del origen de la raza. Las razas que son originarias de países localizados en latitudes altas, (> 50 °, ovinos: soay, blackface, suffolk; caprinos: saanen, alpino francesa, toggenburg; equinos: pura sangre, hannoveriano) tendrán una estacionalidad más acentuada que aquellas de latitudes menores o mediterráneas (ovinos: merino; caprinos: murciana granadina; equinos: cuarto de milla). Existen también razas de latitudes cercanas al Ecuador cuya estacionalidad es baja o nula (ovinos: razas de pelo, criolla; cabras: razas africanas y asiáticas) (**cuadro 6.2**).

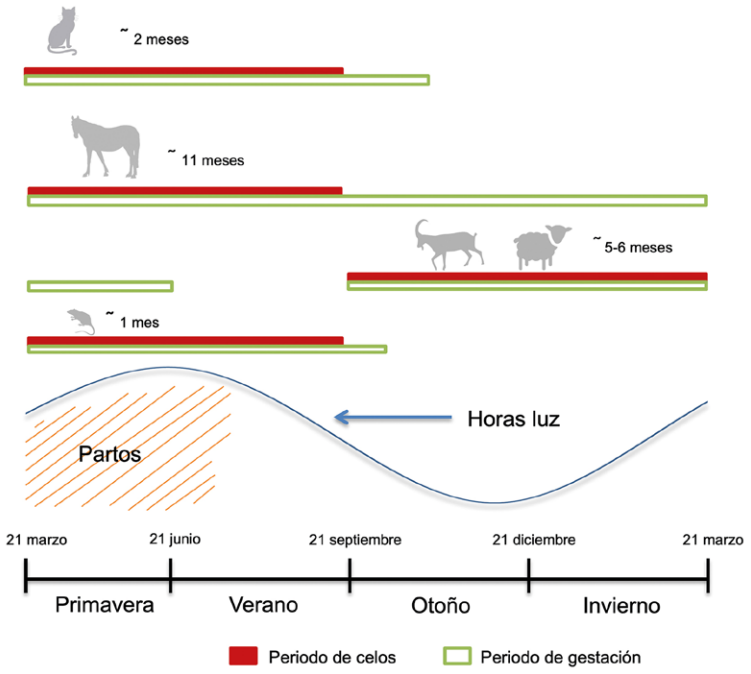


Imagen 6.1: ciclo anual reproductivo en las especies estacionales; donde se muestran los periodos de gestación y la manera en la que se agrupan los nacimientos, independientemente de la época reproductiva de las especies (Elaborada por el M.C. Juan Manuel González Huerta).

Cuadro 6.2

Relación entre el origen de la raza y el grado de estacionalidad.

ESPECIE	ALTA	MEDIA	BAJA
Ovinos	Suffolk, razas británicas de lana y carne	Merinos	Pelibuey, criollas
Caprinos	Saanen, alpino, toggenburg	Murciana granadina	Criolla
Equinos	Pura sangre, hannoveriano, cuarto de milla		Criolla, burros

En la mayoría de las razas ovinas y caprinas, la estación reproductiva se inicia a finales del verano y principios del otoño; se caracteriza por la presentación de ciclos estrales sucesivos, y termina al final del invierno, momento en el que comienza el anestro, que se caracteriza por la ausencia de ovulación. En el equino ocurre lo contrario, pues la estación reproductiva tiene lugar en la primavera y el verano. Si bien los gatos también se considerán estacionales de días largos, algunos pueden presentar anestros tan cortos, como de dos meses.

Mecanismo neuroendócrino de la estacionalidad

Durante la época de anestro, el fotoperiodo ejerce un efecto inhibitorio sobre el centro tónico de GnRH en el hipotálamo, disminuyendo la frecuencia de pulsos. En consecuencia, se disminuye también la pulsatilidad de la LH que ahora es incapaz de inducir la maduración folicular, el aumento de estrógenos, el pico preovulatorio de LH y, por ende, la ovulación.

Lo anterior ocurre porque durante el anestro la sensibilidad del hipotálamo al mecanismo de retroalimentación negativa de los estrógenos, y de otros factores de origen no gonadal, está aumentada. Al aproximarse la época reproductiva, la sensibilidad hipotalámica disminuye y el aumento de pulsatilidad de GnRH provoca los cambios que culminan con la ovulación. De manera que el mecanismo endócrino del anestro estacional es semejante al del anestro prepuberal y de algunos otros tipos de anestro.

La estacionalidad es un buen ejemplo de la interacción entre el medio ambiente y el sistema neuroendócrino porque el organismo es capaz de traducir una señal externa, medio ambiental, como el fotoperiodo, en una señal interna, hormonal, que en este caso es la melatonina.

La glándula pineal secreta a la melatonina durante las horas de la oscuridad. Los animales estacionales tienen un ritmo endógeno reproductivo, que se regula mediante ventanas de fotosensibilidad, determinadas por los cambios en la longitud del día. La señal luminosa es captada por la retina y conducida, vía nerviosa, por el tracto retinohipotalámico al núcleo supraquiasmático, que funge como

el reloj biológico del organismo. De ahí la señal viaja al núcleo paraventricular, después al ganglio cervical y, finalmente, a la glándula pineal, la que responde secretando melatonina.

En la oveja la época reproductiva comienza cuando la duración del día se acorta y, naturalmente la noche se alarga; en la yegua, ocurre cuando los días se alargan.

La primavera no necesariamente es la mejor época del año en todas las regiones del globo. En latitudes tropicales, de manera particular, en muchas regiones de México, la primavera coincide con la sequía y no con la de abundancia de forraje, aspecto a tomar en cuenta al programar los empadres.

Otro punto importante que debe considerarse es que las razas europeas estacionales conservan su estacionalidad en México.

Estacionalidad en el Macho

El macho es menos afectado que la hembra por los cambios propios de cada época del año, ya que su función reproductiva no necesariamente se interrumpe durante la época de anestro o de descanso sexual, aunque la producción de las hormonas reproductivas, el tamaño y el tono testicular, la libido, las características cualitativas y cuantitativas del eyaculado y la fertilidad de los espermatozoides pueden verse disminuidas. El nivel de afectación depende del grado de estacionalidad de la raza y de la latitud. Hay que separar, por último, los efectos del fotoperiodo de los nutricionales, que también varían con la época del año.

Referencias

- Aréchiga C, Gonzalez-Bulnes A, Kridli R, Luginbuhl J, Mellado M, Meza C, et al. Neuroendocrine, metabolic and genomic cues signaling the onset of puberty in females. Reproduction in Domestic Animals. 2009; 45(6): p. e495-e502.
- Bittman E, Foster D, Goodman R, Karsch F, Legan S, Robinson J. Neuroendocrine basis of seasonal reproduction. Recent Progress in Hormone Research. 1984; 40: p. 185-231.
- Brooks P, Cole D. The effect of the presence of a boar on the attainment of puberty in gilts. Reproduction. 1970; 23(1): p. 435-440.
- Chemineau P, Normant E, Ravault J, Thimonier J. Induction and persistence of pituitary and ovarian activity in the out-of-season lactating dairy goat after a treatment combining a skeleton photoperiod, melatonin and the male effect. Reproduction. 1986; 78: p. 497-504.
- Clarke I, Caraty A, Goodman R, Lehman M, Smith J. Kisspeptin and seasonality in sheep. Peptides. 2009; 30: p. 154-163.
- Clarke I, Smith J. Seasonal breeding as a neuroendocrine model for puberty in sheep. Molecular and Cellular Endocrinology. 2010; 324(1-2): p. 102-109.
- Corteel J. Production, storage and insemination of goat semen. In Terril C, editor. Procedures and Management of Reproduction in Sheep and Goats Symposium. University of Wisconsin, Madison. July 24-25. New York: Cornell University; 1977.
- Dyrmundsson O, Lees J. Effect of rams on the onset of breeding activity in Clun Forest ewe lambs. Journal of Agricultural Science. 1972; 79(2): p. 269-271.
- Ebling E, Foster D. Photoperiod requeriments for puberty differ from those for the onset of the adult breeding season in female sheep. Reproduction. 1988; 84(1): p. 283-293.

- Fields M, Sand R, Yelich J. Factors Affecting Calf Crop: Biotechnology of Reproduction Florida: CRC Press; 2002.
- Foster D, Olster D. Control of gonadotropin secretion in the male during puberty: a decrease in response to steroid inhibitory feedback in the absence of an increase in steroid-independent drive in the sheep. Endocrinology. 1986; 118(6): p. 2225-2234.
- Foster D. The Physiology of Reproduction. 3rd ed. Knobil E, Neill J, editors. New York: Academic Press; 2006.
- Hughes J, Roser J. Seasonal effects on seminal quality, plasma hormone concentrations, and GnRH-induced LH response in fertile and subfertile stallions. Journal of Andrology. 1992; 13(3): p. 102-109.
- Hughes P, Phillip G, Siswadi R. The effects of contact frecuency and transport on the efficacy of the boar effect. Animal Reproduction Science. 1997; 46(1-2): p. 159-165.
- Lincoln G, Short R. Seasonal breeding: nature's contraceptive. Recent Progress in Hormone Research. 1980; 36(1-52).
- McCann S, Ramírez D. Comparison of the regulation of luteinizing hormone (LH) secretion in immature and adult rats. Endocrinology. 1963; 72(1): p. 452-464.
- Whittemore C, Kyriazakis I. Science and Practice of Pig Reproduction. 3rd ed. Oxford: Blackwell Publishing; 2006.

Capítulo 7

Ciclo estral

Lucía Rangel

Capítulo 7
Ciclo estral

Lucía Rangel

Introducción

Las hembras de los mamíferos domésticos presentan en su vida reproductiva eventos recurrentes conocidos como ciclos estrales que se caracterizan por una serie de cambios ováricos, genitales, endócrinos y conductuales. Estos ciclos son el fundamento de la reproducción y tienen la finalidad de que ocurra la ovulación, en forma sincronizada con el apareamiento, para conducir a una gestación. Su comprensión es de suma importancia para lograr una buena eficiencia productiva en las empresas pecuarias; considerando que la oportunidad de gestar a los animales se limita a periodos, en general muy cortos, que ocurren en cada ciclo.

Una vez que las hembras alcanzan la pubertad comienza la presentación de los ciclos estrales, lo cual generalmente indica el inicio de la receptividad sexual, también llamada "estro", "celo" o "calor", por ser la etapa más fácil de reconocer debido a que la hembra busca, atrae y acepta la monta del macho. Después de la receptividad ocurre un periodo en el que la hembra no atrae ni acepta al macho. De este modo, un ciclo estral se define como el periodo que transcurre entre un estro y el siguiente.

Cuando durante un ciclo estral se logra una cópula fértil, las hembras pasan a una etapa de anestro fisiológico, ocasionado por la gestación, en la cual cesan los ciclos estrales y las hembras no presentan actividad sexual. En las especies estacionales la manifestación de los ciclos estrales también se ve limitada por la época del año en la que las hembras presentan un anestro estacional. Debe considerarse que la ciclicidad de las hembras puede alterarse por eventos patológicos como son procesos infecciosos, persistencia del cuerpo lúteo, malnutrición y estrés, entre otros.

Control Endócrino del Ciclo Estral

Los cambios ováricos, genitales y conductuales que ocurren a lo largo de los ciclos estrales están controlados por el sistema endócrino, y son el resultado de una compleja interacción entre el hipotálamo, la hipófisis, el ovario y el útero. Son varias las hormonas que participan en este proceso, de las que a continuación se describirá la acción de las más relevantes (**imagen 7.1**).

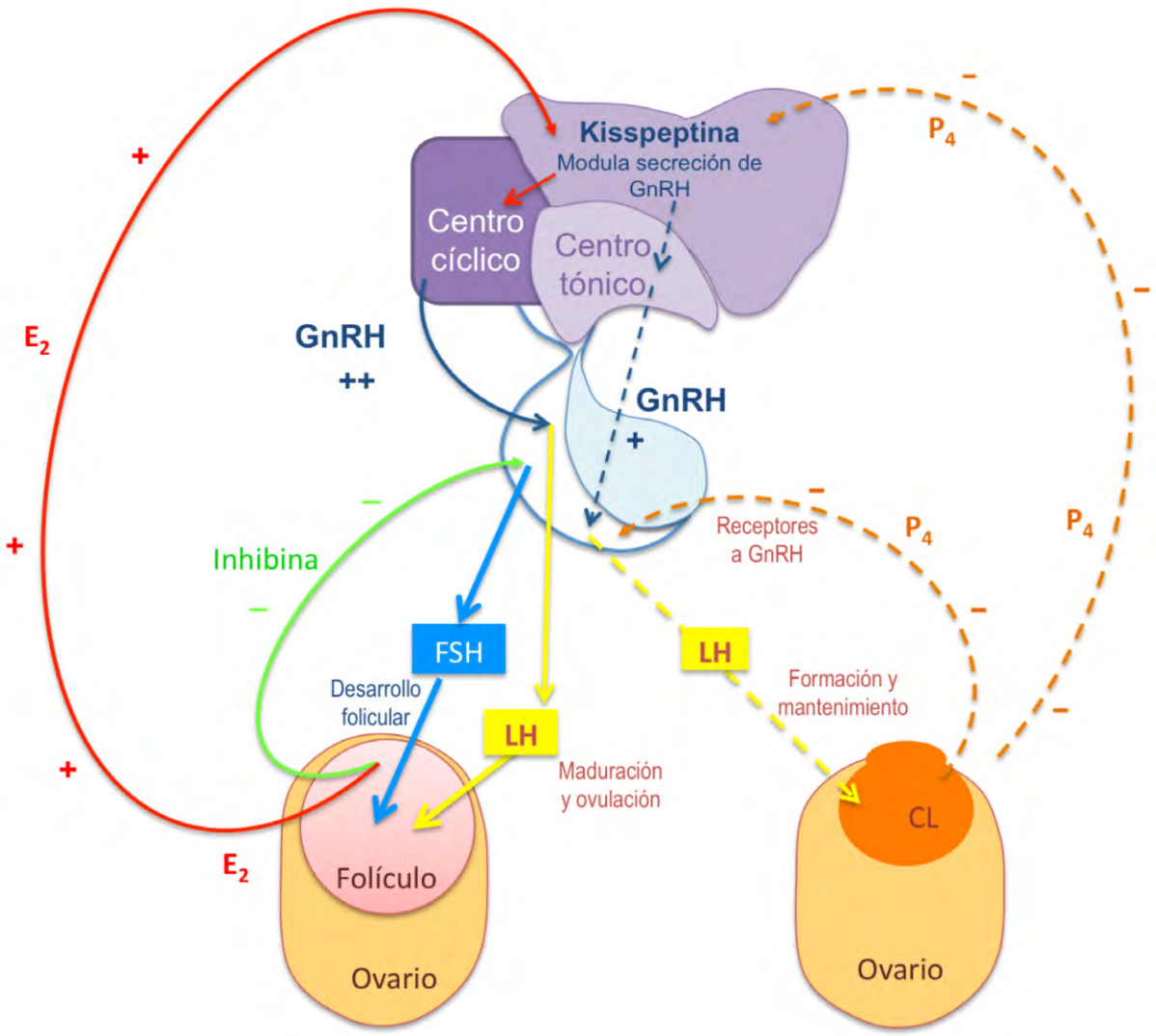


Imagen 7.1: interacción hormonal del eje hipotálamo-hipofisiario-gonadal. Del lado izquierdo, con líneas sólidas, se ejemplifican las hormonas principales cuando existe un folículo preovulatorio. Del lado derecho, con líneas punteadas, se muestran las hormonas involucradas cuando la estructura ovárica predominante es el cuerpo lúteo (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

La kisspeptina es un péptido hipotalámico al que se le ha denominado como el regulador central, debido a que las neuronas que lo producen reciben información ambiental y del propio organismo, que le indican el momento óptimo para la reproducción. Además de modular la secreción de GnRH durante el ciclo estral, esta hormona controla el inicio tanto de la pubertad como de la estacionalidad reproductiva. De manera adicional, es inhibida durante la lactancia, bloqueando la actividad reproductiva de las hembras en esa etapa.

Las neuronas productoras de kisspeptina poseen receptores a estradiol, mismo que las regula para modular la liberación tónica y cíclica de GnRH, controlando de esta manera

la secreción de las gonadotropinas; aunado a lo anterior, se ha sugerido la participación de otras hormonas, neurotransmisores y neuropéptidos en la modulación de la secreción de GnRH. Entre éstos se encuentran como estimuladores: la noradrenalina, la serotonina, los aminoácidos excitatorios (principalmente el glutamato) y la neurotensina. Como inhibidores actúan: el GABA y los opioides endógenos (principalmente la β-endorfina).

La GnRH es un neuropéptido hipotalámico que estimula la producción y liberación de LH, de modo que un pulso de LH siempre es precedido por un pulso de GnRH. Los estrógenos foliculares tienen, por otra parte, un efecto de retroalimentación positiva con la LH al incrementar la producción de GnRH por el centro cíclico y la formación de sus receptores en los gonadotropos de la hipófisis. Como resultado, se logra la maduración de los folículos ováricos y se alcanzan los picos preovulatorios de estradiol y de LH. En el centro tónico de secreción de GnRH los estrógenos inhiben la liberación de esta hormona cuando los animales se encuentran en la vida prepúber o en las etapas de anestro, y la sensibilidad a dicha retroalimentación negativa disminuye durante las etapas reproductivas.

En estricto sentido, la liberación de FSH por los gonadotropos hipofisiarios no requiere de GnRH, la cual más bien participa en estimular su síntesis; se considera, entonces, que la FSH es una hormona que se secreta en forma constitutiva, es decir de manera constante, a menos que exista un estímulo inhibitorio. Ese estímulo inhibitorio existe gracias a los estrógenos y a la inhibina, que son producidos por los folículos en desarrollo, sobre todo por el folículo dominante.

La progesterona es una hormona esteroide producida por el cuerpo lúteo (CL) que inhibe la secreción de LH. Lo anterior se lleva a cabo tanto indirectamente a través de la inhibición de la secreción de GnRH a nivel hipotalámico, como por una acción directa a nivel hipofisiario, ya que bloquea la formación de receptores a GnRH en los gonadotropos. Se disminuye, así, la frecuencia de los pulsos de LH que se mantiene a niveles basales capaces de participar en la formación y el mantenimiento del cuerpo lúteo, pero incapaces de provocar la ovulación. En la vaca, el papel de la LH en el mantenimiento del cuerpo lúteo es controversial, ya que algunos autores proponen que sólo participa la hormona de crecimiento para tal fin, debido a que la administración de inhibidores de GnRH cuando existe un cuerpo lúteo funcional no afecta la secreción de progesterona.

Si no se logra una fertilización exitosa, finalmente, el cuerpo lúteo debe destruirse –proceso conocido como luteólisis–, para permitir la ocurrencia de un nuevo ciclo estral. En ese caso las hormonas participantes son la oxitocina, producida en un principio a nivel central y después por el CL; y la prostaglandina F2alfa ($PGF_2\alpha$), secretada por el endometrio uterino al final del diestro; entre ambas hormonas se establecerá un mecanismo de retroalimentación positiva hasta que se complete la luteólisis.

Frecuencia de Presentación de los Ciclos Estrales

Las especies se clasifican de acuerdo a la frecuencia con la que presentan sus ciclos estrales en uno de tres grupos, que se ejemplifican en la **imagen 7.2**, y que a continuación se explican.

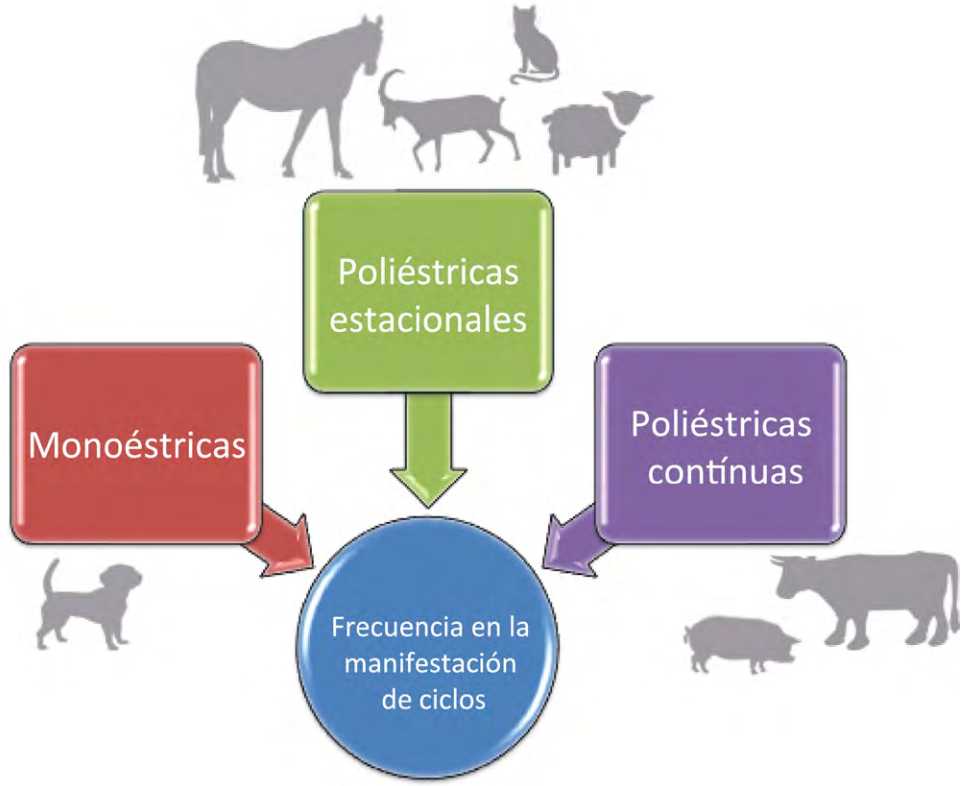


Imagen 7.2: clasificación de las especies domésticas de acuerdo con la frecuencia de presentación de sus ciclos estrales a lo largo del año (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Monoéstricas

Son especies que presentan un solo ciclo estral, una o dos veces al año que culmina con un periodo de anestro, el cual forma parte del mismo ciclo. En general, la fase de receptividad sexual de estas especies es muy prolongada para garantizar la fertilización. Dentro de esta clasificación se encuentra la familia *Canidae*, que incluye a los perros domésticos, los lobos y los zorros. Las perras domésticas son capaces de reproducirse en cualquier época del año, por lo que no se consideran estacionales; a pesar de ello, se ha observado que el celo tiende a presentarse con mayor frecuencia a finales del invierno o a principios de la primavera.

Como excepción, la raza Basenji de perros se considera estacional, debido a que siempre presentan sus ciclos fértiles en otoño.

Poliéstricas estacionales

Son especies que para garantizar que sus crías nazcan en la época del año más favorable para su supervivencia presentan una serie de ciclos estrales durante una temporada limitada del año (**imagen 7.3**). Al término de dicha temporada los animales entran en anestro estacional, el cual finaliza con el inicio de la siguiente época reproductiva. Dentro de este grupo se encuentran especies que se reproducen en las épocas del año en las que va en aumento

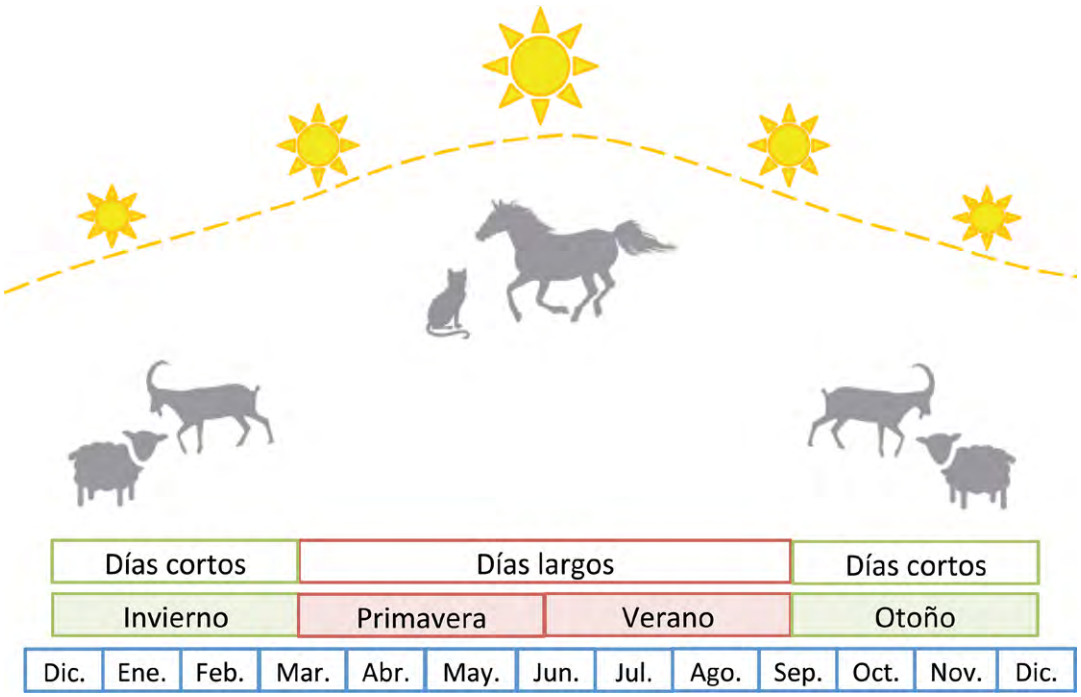


Imagen 7.3: clasificación de las especies domésticas, de acuerdo a la estacionalidad de su época reproductiva (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

la cantidad de horas luz al día o fotoperiodo creciente (primavera-verano), como son los equinos y los felinos; éstos últimos presentan actividad ovárica entre enero y septiembre (o hasta octubre) en zonas templadas. Existe otro grupo de especies que se reproducen durante los periodos de fotoperiodo decreciente (otoño-invierno), entre las que se encuentran los ovinos y los caprinos.

Poliéstricas continuas

Las especies de este grupo se caracterizan por presentar ciclos estrales durante todo el año. Dentro de esta clasificación se encuentran los bovinos y los porcinos.

Etapas del Ciclo Estral

Desde el punto de vista de las estructuras ováricas predominantes, los ciclos estrales se dividen en dos fases: una fase folicular, en la que se desarrollan y maduran los folículos ováricos, además de que ocurre la ovulación; en especies poliéstricas esta fase inicia con la regresión del cuerpo lúteo del ciclo anterior. La otra se conoce como la fase lútea, y se refiere a las etapas del ciclo en las cuales se forma y tiene su mayor funcionalidad el cuerpo lúteo.

Cada una de estas fases puede dividirse a su vez en las etapas de proestro y estro (fase folicular); y de metaestro y diestro (fase lútea) (**imagen 7.4**). Algunas especies, adicionalmente, podrán presentar periodos de anestro e interestro, como parte de sus ciclos estrales (**imagen 7.4**).

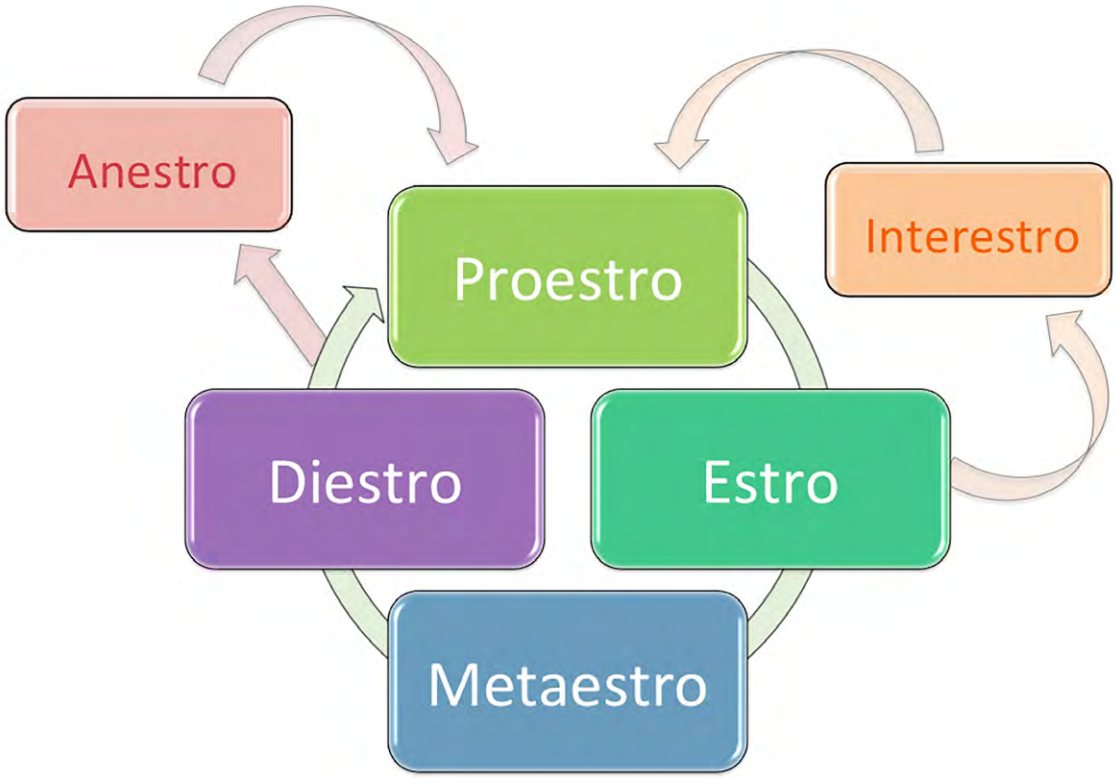


Imagen 7.4: etapas generales de los ciclos estrales (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Fase folicular

Se identifica porque las hormonas ováricas predominantes son los estrógenos (producidos por los folículos en crecimiento), los cuales desencadenan el comportamiento sexual y ocasionan que el aparato reproductivo sufra algunas adaptaciones para atraer al macho, prepararse para la cópula y facilitar el transporte de gametos.

El proestro se inicia cuando las concentraciones de progesterona del ciclo anterior han bajado a niveles basales debido a la regresión del CL; y termina cuando inicia la conducta de receptividad sexual. Se caracteriza por un crecimiento del folículo dominante proveniente de la última oleada folicular del ciclo precedente; de ahí que su duración dependa del grado de desarrollo en el que se encuentre el folículo al momento de la luteólisis.

En esta etapa aumenta la producción de estradiol e inhibina secretados por el o los folículos que comenzaron su desarrollo durante el final del diestro. Las concentraciones de FSH se encuentran disminuidas en el inicio del proestro; sin embargo, comienzan a incrementarse al acercarse el estro. La LH, por efecto del estradiol, empieza a incrementar su frecuencia de secreción y a disminuir la amplitud de sus pulsos, lo que acentúa la producción de andrógenos por las células de la teca y la capacidad

de aromatización de las células de la granulosa, con el consecuente incremento en la producción de estradiol.

El aumento de estradiol desencadena la presentación conductual del estro que también se conoce como la etapa de calor, de celo o de receptividad sexual, ya que representa el único periodo en el que la hembra busca en forma activa al macho y acepta la monta y el apareamiento. La conducta sexual puede variar en intensidad entre las diferentes especies y es descrita a detalle en el **capítulo 8**. Durante la etapa de estro el o los folículos en desarrollo en el ovario adquieren su madurez y tamaño preovulatorio (**imagen 7.5**), alcanzándose las máximas concentraciones de estradiol. Se ejerce entonces una retroalimentación positiva entre el estradiol, la GnRH y la LH, de modo que se produce el pico preovulatorio de LH que será responsable de la ovulación.

El estro es la etapa del ciclo en el que ocurre la ovulación en las especies domésticas, con excepción de los bovinos que ovulan durante el metaestro temprano. La ovulación, por otra parte, se manifiesta de forma espontánea en la mayoría de las especies domésticas, con excepción de los felinos, los leporidos y los camelidos, en las que es necesario que ocurra la cópula para inducirla, por lo que se conocen como especies de ovulación inducida (**imagen 7.6**). En estas especies la cópula provoca un reflejo nervioso que actúa a nivel hipotalámico para inducir la liberación de GnRH, y por lo tanto, el pico preovulatorio de LH.



Imagen 7.5: folículos ováricos en cerdas. A la izquierda: folículos pequeños, etapa de proestro. A la derecha: folículos preovulatorios, etapa de estro (Dra. Lucía Rangel).

Existen otras especies en las que la cópula no estimula la ovulación, pero es necesaria para inducir la formación del CL (**imagen 7.6**). Dentro de esas especies se encuentran las ratas y los ratones.

En los caninos debe considerarse que aun cuando tradicionalmente se ha dicho que la ovulación ocurre dos días después de iniciado el estro, ésta puede darse más tarde, llegando a ocurrir en algunos casos casi al final del estro.

En forma general, durante la fase folicular, el útero tiene una mayor irrigación y las glándulas endometriales entran en una fase proliferativa por lo que incrementan su tamaño. Lo anterior hace que el útero se sienta con una tonicidad mayor, es decir se palpe más firme, excepto en el caso de las yeguas y los carnívoros en los que los estrógenos causan que el útero se encuentre con edema y sin tono, mientras que el cérvix se aprecia relajado durante el estro. De modo adicional, el aumento en el aporte sanguíneo provoca hiperemia y congestión del epitelio vaginal y de la vulva (**imagen 7.7**).

Para permitir el paso espermático el cérvix se abre y se incrementa la producción de un moco cervical muy fluido, cristalino y abundante; el útero y el oviducto incrementan sus contracciones. En esta última acción participan además las prostaglandinas contenidas en el plasma seminal ($PGF_2\alpha$ y PGE). En la vagina, el número de capas celulares del epitelio comienza a incrementarse y las células superficiales adoptan una apariencia "cornificada" o de "hojuelas".



Imagen 7.6: clasificación de las especies domésticas, de acuerdo con la espontaneidad de la ovulación y de la formación del cuerpo lúteo (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).



Imagen 7.7: comparación de la apariencia vulvar en cerdas. Con un círculo azul se indica la vulva de una cerda que no está en estro, mientras que con un círculo rojo se muestra una vulva en la que se aprecia hiperemia y edema característicos de la etapa de estro (Cortesía del M.P.A. Rafael Paz Benito).

En el caso de la perra, la situación hormonal durante la fase folicular es completamente diferente a la del resto de las especies domésticas (**imagen 7.8**), ya que hay concentraciones elevadas de estrógenos durante el proestro, que alcanzan su máximo nivel de 24 a 48 h antes de su finalización; al mismo tiempo los folículos inician su luteinización, antes de haber sido ovulados. Esta situación provoca la liberación de progesterona, la cual empieza a incrementar sus concentraciones; conforme se eleva, las concentraciones de estradiol comienzan a descender. De este modo, el estro se inicia cuando los niveles de progesterona alcanzan una concentración de alrededor de un ng/ml. El pico de LH ocurre durante la transición del proestro al estro, y la ovulación se presenta de 48 a 60 h después; proceso que puede extenderse de 24 a 96 h. Los niveles de progesterona van en ascenso una vez iniciado el estro, por lo que antes de la ovulación se encuentran entre los dos y los cuatro ng/ml, mientras que concentraciones de entre cinco y 10 ng/ml se relacionan con el momento de la ovulación. Una vez que las concentraciones de estradiol disminuyen a menos de 15 pg/ml se da por terminado el estro (**imagen 7.8**).

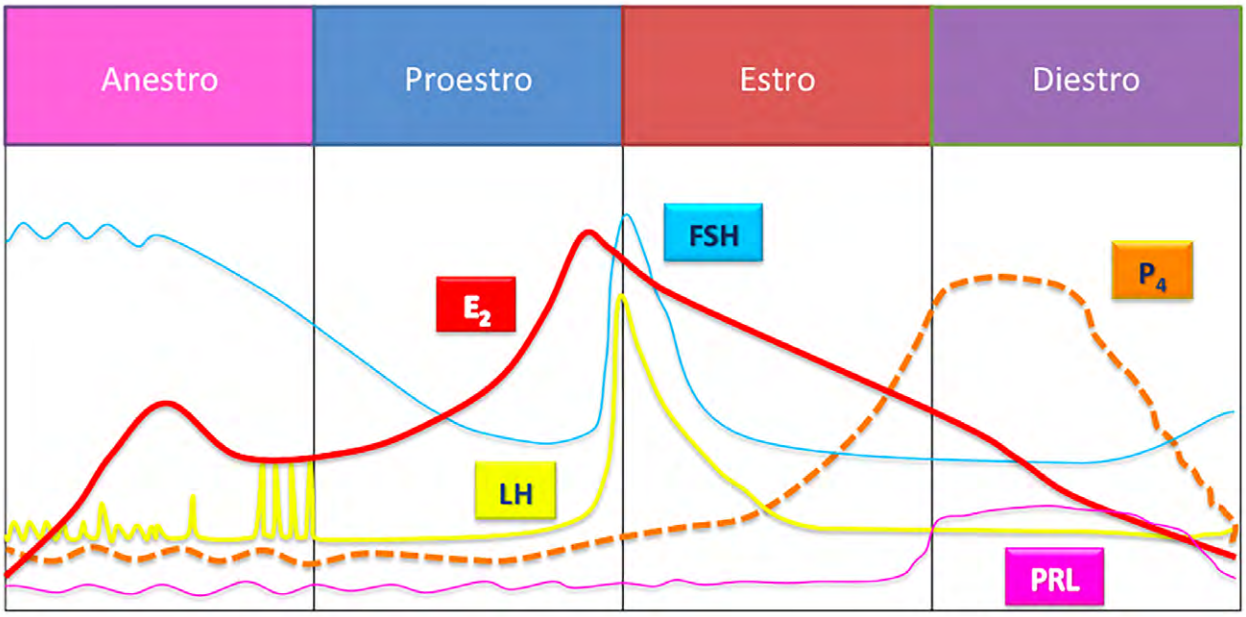


Imagen 7.8: endocrinología del ciclo estral de la perra (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

Las elevadas concentraciones de estradiol en el proestro son responsables de que la hembra atraiga al macho a partir de esta etapa, sin embargo, no mostrará una conducta receptiva sino hasta que se inicie la etapa de estro. Debe tenerse en cuenta que algunas perras pueden no aceptar al macho, a pesar de que endócrinamente se encuentren en la etapa del estro, lo cual puede atribuirse más bien a condiciones de manejo, conductas adquiridas o características jerárquicas.

En al caso de las yeguas no se habla de una fase de proestro y los eventos que aquí ocurrirían se encuentran englobados dentro del estro, que tradicionalmente se nombrará como fase folicular o estro (**imagen 7.9**).

Fase lútea

Durante esta fase el esteroide ovárico que predomina es la progesterona, cuya finalidad es mantener la gestación si la fertilización es exitosa. Para lograr lo anterior, los estrógenos preovulatorios favorecen la formación de receptores uterinos a progesterona, por lo que la presencia de progesterona promueve que las glándulas endometriales entren en su fase secretora y comiencen la producción de histiotrofe o leche uterina, para nutrir al producto que pudiera estar potencialmente presente (revisar **capítulo 10**).

En la fase lútea, por otro lado, hay una reducción en las concentraciones de los estrógenos, lo que ocasiona que el tono del útero, la hiperemia y el edema vulvar disminuyan. Por

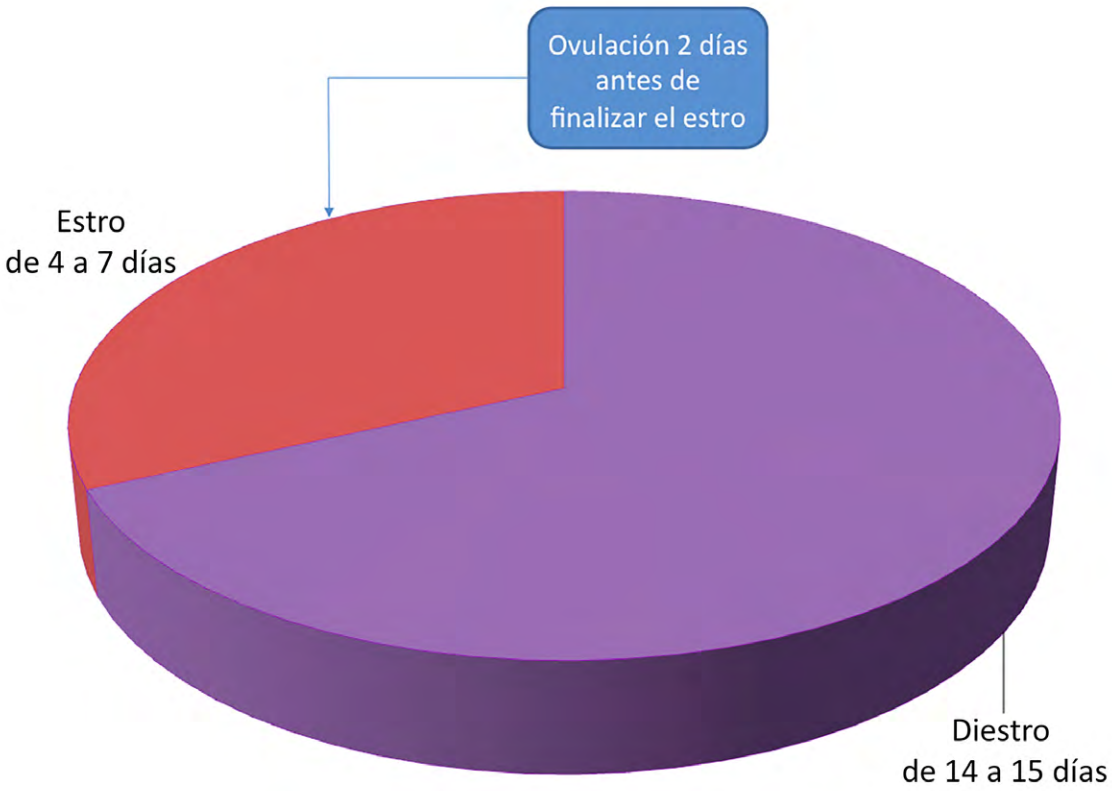


Imagen 7.9: duración de las etapas del ciclo estral de la yegua (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

último, el cérvix se cierra y el moco cervical se vuelve espeso, pegajoso, opaco y menos abundante, con la finalidad de aislar el útero del exterior, impidiendo la entrada de microorganismos que puedan comprometer la posible gestación.

El metaestro inicia cuando la hembra deja de aceptar la monta del macho, y concluye en el momento que hay un CL funcional bien establecido. Esta etapa corresponde al período de transición entre la predominancia estrogénica y el incremento en las concentraciones de progesterona.

En esta etapa las concentraciones de FSH se incrementan por la súbita disminución del estradiol y de la inhibina después de la ovulación, lo cual permite el reclutamiento de la primera oleada folicular.

En esta fase, el ovario contiene al cuerpo hemorrágico, a partir del cual se desarrollará el CL (**imagen 7.10**). El cuerpo hemorrágico tiene una vida media muy corta, ya que las células que conforman sus paredes inician su luteinización inmediatamente después, o incluso antes de ovular.

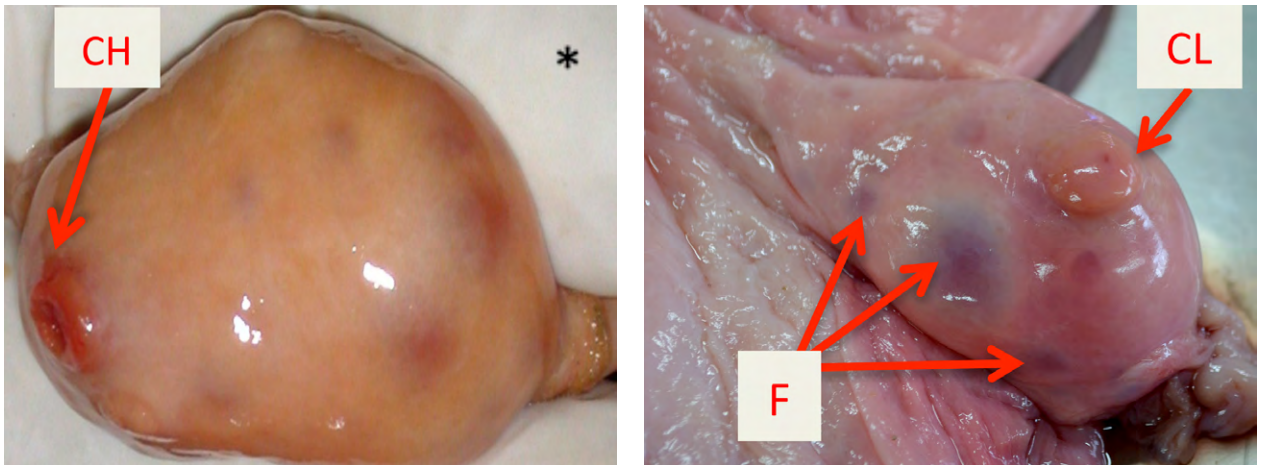


Imagen 7.10: ovarios de bovino. A la izquierda: cuerpo hemorrágico (**CH**). A la derecha: folículos (**F**) y cuerpo lúteo (**CL**) (*Cortesía del Dr. Joel Hernández Cerón; Dra. Lucía Rangel).

El diestro, por su parte, constituye la etapa más larga del ciclo estral y se caracteriza porque el CL se encuentra en su máxima actividad secretora. Solamente al final de esta fase, y si no hubo fertilización, el CL sufre luteólisis; de lo contrario, el CL se mantiene para poder conservar la gestación, prolongándose un estado fisiológico similar al del diestro. La **imagen 7.11** esquematiza el ciclo estral de la vaca, los sucesos ováricos y endócrinos, así como la duración de las etapas del ciclo estral.

Durante esta fase la progesterona alcanza sus máximas concentraciones y ejerce un efecto negativo sobre la liberación de LH debido a que inhibe la formación de receptores a GnRH en los gonadotropos hipofisiarios, así como la secreción de GnRH del hipotálamo. Se observan, adicionalmente, incrementos repetidos en la secreción de FSH con el consecuente aumento en el desarrollo folicular y en las concentraciones plasmáticas de estradiol e inhibina. Sin embargo, los folículos que comienzan su desarrollo no pueden concluir su maduración y sufren regresión (oleadas foliculares). La yegua es la única hembra doméstica que en forma natural puede ovular durante la fase lútea, con una incidencia de entre 10 y 25 % de ovulaciones en esta etapa.

Al término del diestro los estrógenos han sensibilizado al endometrio para que las células epiteliales formen receptores de oxitocina. Tras una primera secreción de oxitocina proveniente de la neurohipófisis y otras subsecuentes originadas del cuerpo lúteo, se inicia un mecanismo de retroalimentación positiva para la secreción de $PGF_2\alpha$. La función de la $PGF_2\alpha$ es destruir al CL cuando no ocurrió la fertilización. Debe considerarse que para que el útero sea capaz de producir $PGF_2\alpha$ tiene que tener un periodo previo de exposición a progesterona, durante el cual se incrementa el contenido de precursores de las prostaglandinas en el endometrio, como es el ácido araquidónico.

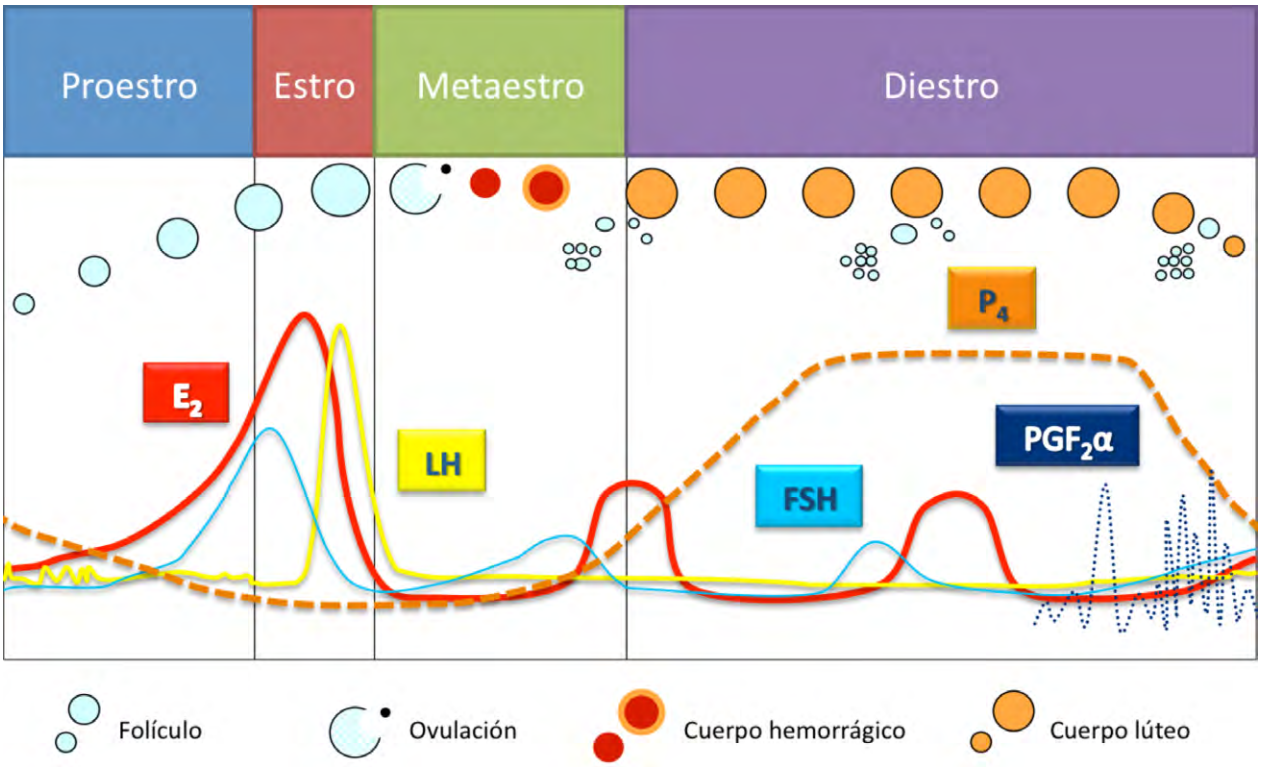


Imagen 7.11: etapas, estructuras ováricas y endocrinología del ciclo estral de la vaca (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

El anestro se considera como un periodo de inactividad reproductiva, aun cuando continúa habiendo actividad hormonal y desarrollo folicular, ya que el estímulo es insuficiente para que ocurra la maduración folicular y la ovulación. A lo largo de esta fase no habrá cambios conductuales, ni morfológicos en las hembras.

En especies estacionales el anestro es muy importante, ya que limita la época reproductiva de modo tal que los partos ocurran en la época del año que pudiera ser más favorable para la supervivencia de las crías. En las especies poliéstricas continuas, el anestro se presentará en casos de procesos fisiológicos como la gestación o el amamantamiento, o por condiciones patológicas que interrumpen la ciclicidad.

En los caninos el anestro es considerado como una fase más del ciclo estral (**imagen 7.12**), y es la etapa que transcurre entre el diestro de un ciclo y el proestro del siguiente; de hecho, el anestro es la etapa más larga del ciclo en esta especie, ya que puede durar desde cuatro hasta 10 meses, dependiendo del individuo.

En algunas especies de animales domésticos el anestro puede presentarse en el posparto (la información al respecto puede consultarse en el **capítulo 14**).

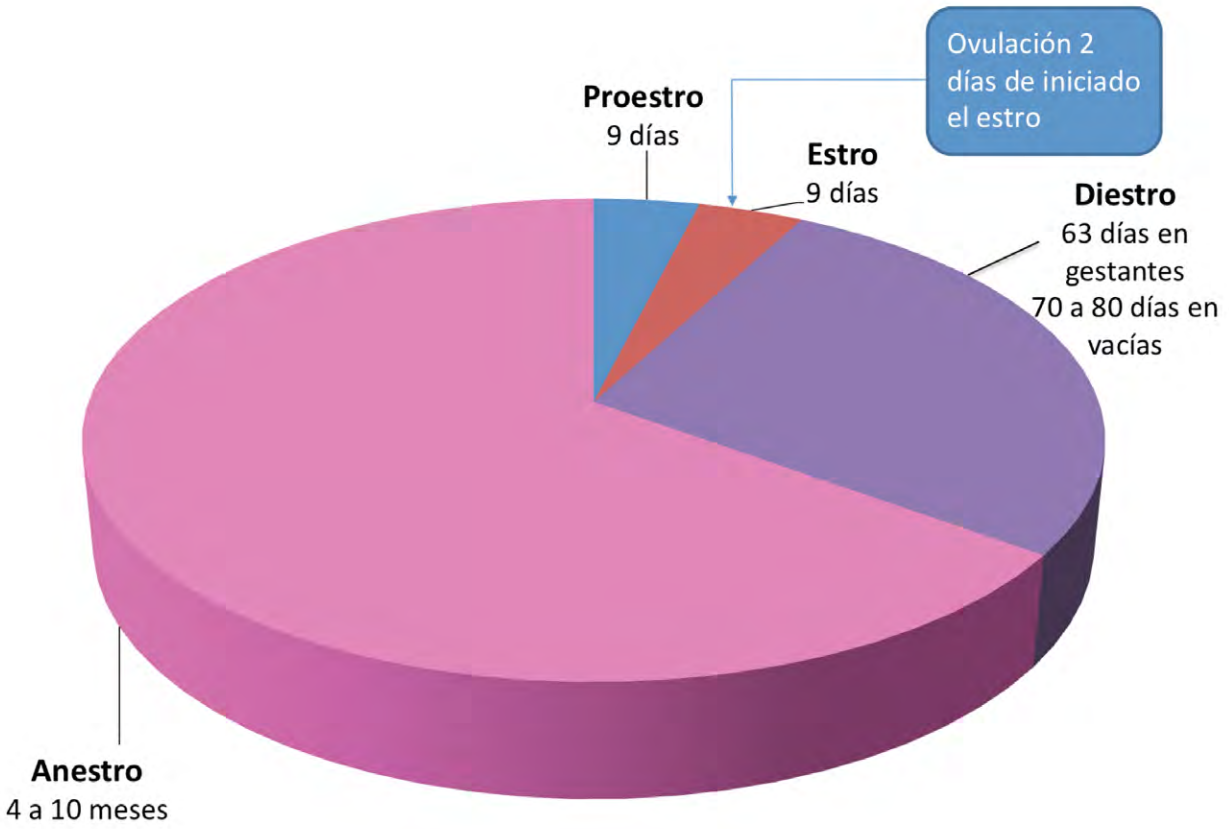


Imagen 7.12: etapas del ciclo estral de la perra (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

El interestro es una fase de descaso entre oleadas foliculares y es característica del ciclo estral de las especies cuya ovulación es inducida, como los felinos y los camélidos, por ejemplo la llama y la alpaca (**imagen 7.13**). A lo largo de esta etapa no hay conducta sexual. Su presentación se debe ya sea a que no ocurrió la monta o a que ésta fue incapaz de inducir la ovulación, por lo que los folículos ováricos sufren regresión dando lugar a un nuevo reclutamiento folicular.

En el caso de los felinos se ha informado que hasta un 50 % de las cópulas sencillas son insuficientes para causar la ovulación.

Duración de los Ciclos Estrales y Particularidades por Especie

Las variaciones en la duración del ciclo estral y las fases presentes entre las diferentes especies domésticas se indican en el **cuadro 7.1**.

En particular, existe una gran variación entre individuos en función a la duración de las etapas del ciclo estral en los caninos y en los felinos, por lo que es difícil precisar su duración, pues en el caso de la perra el anestro forma parte integral del ciclo; en la gata la duración del ciclo anovulatorio es diferente a la de uno en el que haya ocurrido la ovulación.

Así, en un ciclo anovulatorio la gata puede manifestar periodos de estro de siete días en promedio, seguidos por dos a 19 días de no estro (lapso denominado interestro), que se continúan con otro periodo de estro. Cuando ocurre la ovulación y no es fértil se manifiesta una fase lútea de 35 a 37 días y en ocasiones el animal tarda 35 días más en presentar un nuevo estro.

En las perras no existe la etapa de metaestro como tal, debido a que la ovulación ocurre al principio del estro, de modo que, para cuando la conducta sexual concluye, los cuerpos lúteos ya están formados. Similarmente, las gatas no presentan esta etapa, por lo que de ocurrir la ovulación la fase de estro es seguida inmediatamente por el diestro.

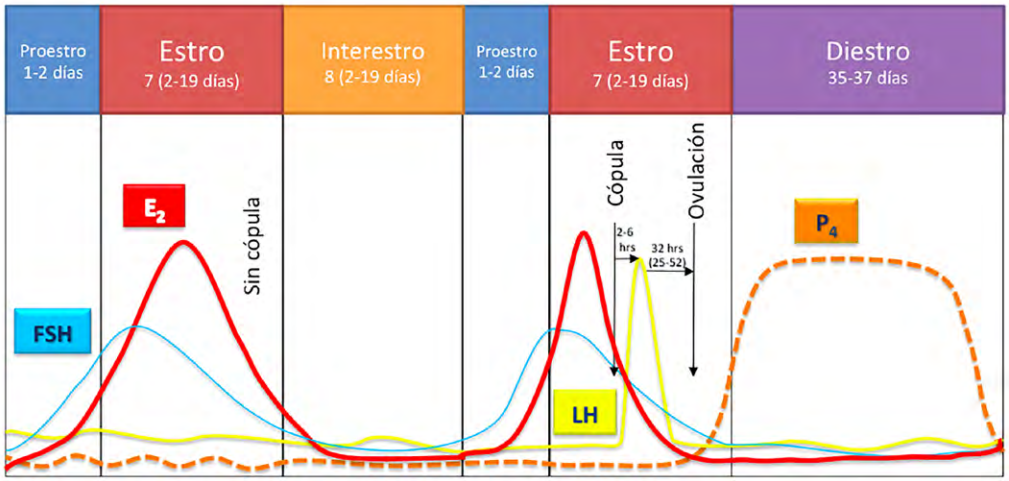


Imagen 7.13: etapas y endocrinología del ciclo estral de la gata (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

Cuadro 7.1

Duración del ciclo estral y sus fases en las diferentes especies domésticas.

ESPECIE	CICLO (DÍAS)	PROESTRO (DÍAS)	ESTRO	METAESTRO (DÍAS)	DIESTRO (DÍAS)	INTERESTRO (DÍAS)	ANESTRO
Bovina	21 (17 a 24)	2 a 3	8 a 18 h	3 a 5	12 a 14	--	Posparto (vacas de leche) Lactacional (vacas de carne)
Ovina	17 (13 a 19)	2	24 a 36 h	2 a 3	12	--	Estacional
Caprina	21	2 a 3	36 h (24 a 48 h)	3 a 5	8 a 15	--	Estacional
Porcina	21 (17 a 25)	2	24 a 72 h	2	14	--	Lactacional
Equina	21 (15 a 26)	--	4 a 7 d	--	14 a 15	--	Estacional
Canina		9 (3 a 20)	9 d (3 a 20)	--	63 ± 5 en gestantes 70 a 80 en vacías	--	4 a 10 meses
Felina		1 a 2	7 d (2 a 19)	--	35 a 37	8 (2 a 19)	Estacional (30 a 90 d)

Donde **d** = días; **h** = horas; **--** = no se presenta esta fase; valor entre paréntesis = **rango**

El ciclo estral de las yeguas se divide únicamente en dos fases, folicular y lútea; en ocasiones mencionadas también como estro y diestro, respectivamente (**imagen 7.14**).

En el caso de los bovinos la ovulación ocurre durante la etapa de metaestro, entre cuatro y 16 h después de finalizado el estro, o de 30 a 36 h de iniciado el estro (**imagen 7.15**). Una vez que se llevó a cabo la ovulación, y como consecuencia de la repentina caída en las concentraciones de estradiol, algunas vacas pueden presentar una secreción vulvar sanguinolenta (**imagen 7.16**).

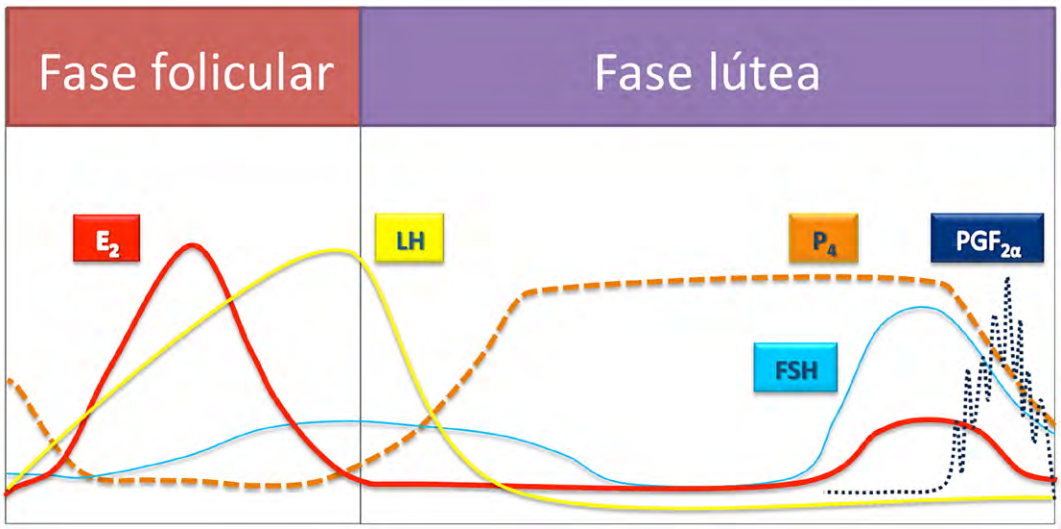


Imagen 7.14: endocrinología del ciclo estral de la yegua (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

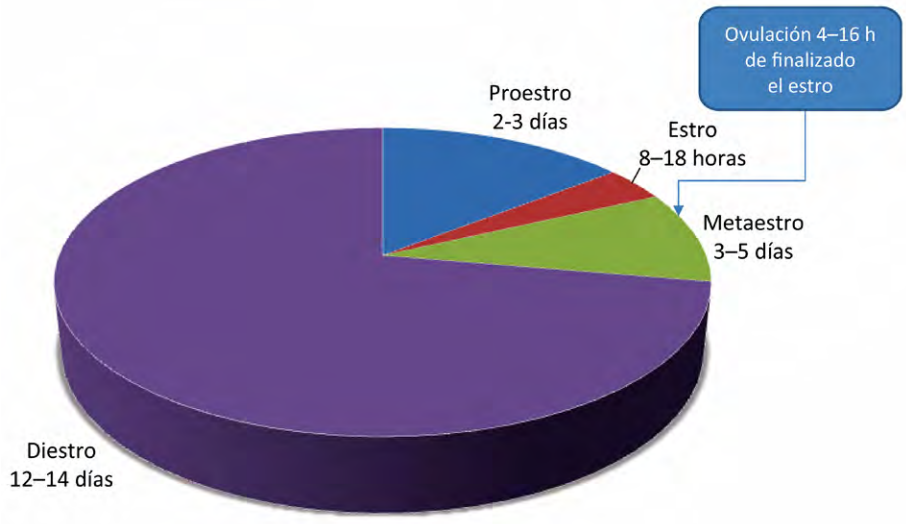


Imagen 7.15: duración de las etapas del ciclo estral de la vaca (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).



Imagen 7.16: secreción vulvar sanguinolenta en vaca en la etapa de metaestro (Cortesía del Dr. Joel Hernández Cerón).

Desarrollo Folicular

Si bien el desarrollo folicular que conduce a una ovulación ocurre en la fase folicular del ciclo estral y juega un papel esencial en el control del ciclo, durante la fase lútea también hay desarrollo folicular, pero los folículos no pueden llevar a cabo su maduración final y la ovulación; incluso en animales prepúberes y en animales en anestro hay crecimiento folicular. Es por ello que se considera que el desarrollo folicular es un proceso constante y dinámico.

Las hembras tienen desde el nacimiento un número determinado de folículos y ovocitos, que en forma general sobrepasa considerablemente la cantidad de ovocitos que serán ovulados durante toda su vida. Aproximadamente el 90 % de los folículos ováricos iniciarán su crecimiento pero no llegarán a ovular y sufrirán regresión, hecho conocido como atresia folicular. Se calcula que la atresia ocurre en cualquier momento del desarrollo, pero es más frecuente en los estadios de dependencia a las gonadotropinas.

La razón por la que se desarrollan oleadas foliculares durante la fase lútea, que culminan en atresia es que la progesterona producida por el cuerpo lúteo inhibe la frecuencia de pulsos de LH. Así, los folículos dominantes no obtienen el suficiente aporte de dicha hormona para concluir su crecimiento y ovular, causándose su regresión. Cuando los folículos sufren atresia cesa la producción de estradiol e inhibina, por lo que la secreción de FSH se reanuda dando inicio a un nuevo reclutamiento folicular. Al final del diestro, cuando las concentraciones de progesterona comienzan a disminuir por efecto de la luteólisis, los estrógenos foliculares estimulan la secreción de LH, que proporciona el soporte suficiente para que se continúe el crecimiento y la madura-

ción de los folículos, hasta que se desencadena la ovulación (la información detallada del mecanismo que controla el desarrollo folicular debe revisarse en el capítulo 3).

Ovulación

La ovulación ocurre gracias a un proceso de remodelación, adelgazamiento y ruptura de la pared folicular a nivel del estigma, que es un área de tejido desprovista de vasculatura, la cual se forma en la superficie del folículo ovulatorio (imagen 7.17). En las especies domésticas el folículo puede desarrollarse y ovular en cualquier parte de la superficie del ovario, a excepción de los equinos en los que debido a la conformación anatómica característica del ovario de esta especie, la ovulación se lleva a cabo siempre a nivel de la fosa de ovulación.

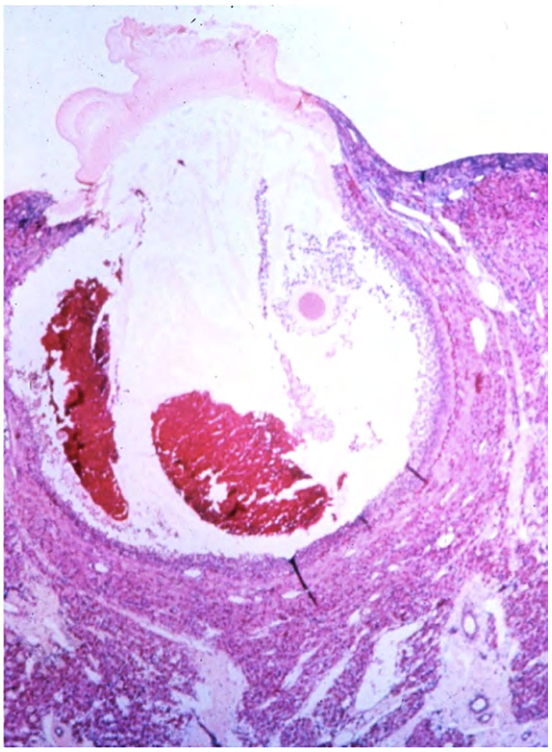


Imagen 7.17: ruptura del estigma folicular durante el proceso de ovulación (Cortesía de los doctores Michael F. Smith y Alan Garverick, Universidad de San Luis Missouri, EUA).

El pico de LH que precede a la ovulación estimula la síntesis y liberación local de PGE_2 y $PGF_2\alpha$, así como el inicio de la producción de progesterona por las células foliculares.

Junto con el pico preovulatorio de LH ocurre un aumento en la cantidad de líquido folicular, gracias al incremento en la permeabilidad vascular de la teca –acción estimulada conjuntamente con la PGE_2– y al aumento del aporte sanguíneo durante el periodo preovulatorio; sin embargo, la presión intrafolicular no aumenta, debido a que la pared del folículo se distiende.

La ovulación se inicia con un debilitamiento de la pared folicular, porque la $PGF_2\alpha$ causa la liberación de enzimas lisosomales de las células de la granulosa del folículo preovulatorio. El aumento local de progesterona da lugar a que las células de la teca interna sinteticen colagenasa, enzima que escinde las cadenas del colágeno del tejido conjuntivo debilitando la túnica albugínea que constituye la pared folicular.

Al debilitarse la pared forma el estigma –proyección avascular– en la zona apical, lo cual es indicativo de que se aproxima la ovulación. El estigma es el sitio por el cual se rompe el folículo, permitiendo la liberación del ovocito, que sale rodeado por las células de la corona radiada y acompañado por el líquido que contiene el antro folicular.

Cuerpo Lúteo

Después de la ovulación, las células que permanecen en la cavidad folicular desarrollan un CL, el cual se considera como una glándula temporal; su función esencial es la producción hormonal y únicamente se encuentra presente durante el diestro, la gestación y en algunas patologías como la piometra.

La luteinización, o formación del CL, está mediada principalmente por la LH; sin embargo, también participan otras hormonas, como la hormona del crecimiento (GH). De este modo, se ha visto que el tratamiento con GH en animales hipofisectomizados restablece la función normal del CL; mientras que en especies como los roedores y los caninos la formación del CL es inducida y mantenida por la prolactina, hormona que no participa para este fin en el caso de los rumiantes. Durante la luteinización los remanentes de las células de la granulosa se diferencian en células lúteas grandes, que son capaces de secretar progesterona en forma continua (basal), y poseen gránulos secretores responsables de la producción y liberación de oxitocina y de relaxina, esta última durante la gestación de algunas especies. Mientras que las células de la teca forman las células lúteas pequeñas, las cuales no secretan oxitocina y producen progesterona en respuesta a LH (tónica). El cuerpo lúteo esta, finalmente, conformado por células lúteas grandes y pequeñas, por fibroblastos, células mioides, células endoteliales y células inmunes.

Otro factor importante para el proceso de luteinización es la formación de una red vascular, que es indispensable para incrementar el flujo sanguíneo al CL. Dicha formación vascular esta mediada principalmente por dos factores, el factor de crecimiento de fibroblastos (FGF), que en la etapa inicial del desarrollo lúteo estimula la proliferación de las células endoteliales por acción de la LH, y el factor de crecimiento endoteliovascular (VEGF) que promueve la invasión de las células endoteliales a la capa de células de la granulosa y la organización y mantenimiento de la microvasculatura del CL.

La luteolisis es un proceso esencial para reanudar la ciclicidad de las hembras. Sucede al final del diestro cuando no ocurre la fertilización y consiste en la desintegración funcional y estructural del CL. La primera se refiere a la caída en las concentraciones de progesterona mientras que la segunda abarca la regresión anatómica de la estructura lútea y recuperación del tamaño normal del ovario. La desintegración funcional, con la consecuente caída en las concentraciones de progesterona se presenta antes de que se observe la regresión estructural.

En el caso de que ocurra una gestación, la vida del CL se prolonga, ya que existen mecanismos que lo rescatan de su regresión (estos mecanismos pueden revisarse en el capítulo 10).

Durante el diestro la progesterona producida por el CL bloquea en un inicio la acción del estradiol y de la oxitocina. Para esto último, causa una reducción en el número de receptores endometriales a oxitocina, mediante la modificación de su estructura. De esta manera no es posible que se establezca la retroalimentación positiva entre la oxitocina y la $PGF_2\alpha$, que en última instancia será la responsable de la luteólisis. Sin embargo, conforme progresa el diestro la progesterona agota a sus propios receptores, de modo que hacia el final de esta etapa pierde la capacidad de inhibir a los receptores de oxitocina. El estradiol activa, entonces, al centro generador de pulsos de oxito-

cina en el hipotálamo y comienza a inducir en el endometrio tanto la formación de sus propios receptores como la de los de oxitocina. La oxitocina y el estradiol actúan conjuntamente para aumentar la actividad y la concentración de las enzimas que participan en la síntesis de $PGF_2\alpha$: la fosfolipasa A (enzima encargada de liberar ácido araquidónico de los fosfolípidos de la membrana celular) y la prostaglandina sintetasa (enzima responsable de transformar el ácido araquidónico en prostaglandina). De este modo, la oxitocina hipotalámica, liberada de forma pulsátil por la neurohipófisis, estimula inicialmente la síntesis y secreción de $PGF_2\alpha$ por el endometrio.

La $PGF_2\alpha$ posee receptores en las células grandes del CL, los cuales incrementan su número al progresar el ciclo estral. Así, cuando la $PGF_2\alpha$ endometrial llega al ovario provoca la liberación de oxitocina lútea, desencadenándose un mecanismo de retroalimentación positiva local, que al actuar sobre el endometrio incrementa la secreción de $PGF_2\alpha$. Este circuito continúa hasta que se alcanza una frecuencia de pulsos de $PGF_2\alpha$ de aproximadamente cinco pulsos en 24 h, frecuencia que es capaz de desencadenar la luteólisis. En el equino el CL no produce oxitocina; sin embargo las células endometriales sí, por lo que la secreción de $PGF_2\alpha$ depende del estímulo de la oxitocina que proviene de esta última fuente y de la hipófisis. Cabe señalar que el CL debe alcanzar determinado grado de madurez para que pueda ser receptivo a la acción de la $PGF_2\alpha$. Lo anterior se logra al formar receptores a $PGF_2\alpha$ y al desarrollar la capacidad de expresar prostaglandina sintetasa, de modo que el CL requiere producir $PGF_2\alpha$ en forma autócrina para lograr su lisis.

En el proceso de la luteólisis estructural también intervienen las células endoteliales y las células inmunes, propias del CL. Las células endoteliales secretan la proteína quimiotáctica de monocitos-1 (MCP-1), para reclutar macrófagos que migran a través del epitelio vascular que ha sido sensibilizado por la $PGF_2\alpha$. Los macrófagos activados secretan el factor de necrosis tumoral alfa (TNFα) que actúa en las células del cuerpo lúteo causando la apoptosis celular.

La $PGF_2\alpha$ también participa en la luteólisis funcional, al inhibir la síntesis de progesterona mediante la reducción en la síntesis y fosforilación de la proteína encargada del transporte de colesterol hacia el interior de la mitocondria (StAR). Adicionalmente, la $PGF_2\alpha$ induce la producción de endotelina-1 (ET1) por las células endoteliales que se encuentran en el cuerpo lúteo, y ambas contribuyen a la reducción en la síntesis de progesterona.

Factores que Afectan el Ciclo Estral

La presentación de los ciclos estrales puede verse afectada por factores ambientales y factores propios del individuo, los cuales se mencionan a continuación.

Fotoperiodo

El fotoperiodo está determinado por la cantidad de horas luz a lo largo del año, y se considera uno de los factores ambientales más constantes y repetibles. La cantidad diaria de horas luz tiene mayor efecto en especies estacionales para determinar el inicio de la actividad reproductiva. Sin embargo, en especies poliéstricas continuas también pueden

observarse variaciones anuales en la ciclicidad, ejemplo de ello es la marcada estacionalidad en los nacimientos de búfalos y ganado cebú. De igual modo, la época en la que una becerra o un lechón hembra nacen afecta la edad en la que alcanzan la pubertad, y la explicación para ello es el fotoperiodo al que están expuestas impacta su desarrollo. Así, se ha observado que una mayor cantidad de horas luz al día (suplementación de cuatro horas por día durante alrededor de dos meses) puede adelantar el inicio de la pubertad en novillas.

Amamantamiento

En especies como los porcinos y los bovinos productores de carne, el anestro posparto se mantiene por el estímulo que ejercen las crías sobre la madre al momento del amamantamiento (**imagen 7.18**). En la acción del amamantamiento se piensa que participa el reconocimiento filial, donde interviene la vista, el olfato y la audición. Lo cierto es que la participación de los estímulos táctiles es cuestionable, ya que se han hecho estudios en los que la denervación de la glándula mamaría no adelantó el reinicio de la ciclicidad en las madres que estaban amamantando a sus crías.

El mecanismo mediante el cual el amamantamiento afecta la actividad reproductiva se relaciona a un aumento de la sensibilidad del hipotálamo hacia el efecto inhibitorio del estradiol. En ello intervienen factores como los opioides (endorfinas, encefalinas y dinorfinas) y glucocorticoides.



Imagen 7.18: A la izquierda: cerda amamantando a sus lechones; a la derecha: vaca de carne con su cría al pie (Departamento de Reproducción, UNAM).

Nutrición

La función reproductiva depende de que exista un consumo de energía superior al requerido para mantener las funciones fisiológicas esenciales del organismo y las funciones de producción, como son la termorregulación, la locomoción, el crecimiento, el mantenimiento celular o la lactación. Se considera que el efecto de la nutrición sobre la actividad reproductiva es mayor en hembras que en machos, debido a una mayor demanda energética requerida por las primeras para poder llevar a término una gestación (**imagen 7.19**).

Cuando el consumo de energía es insuficiente, la función reproductiva se bloquea para no comprometer a las funciones vitales. De este modo, animales prepúberes que durante su crecimiento han sufrido deficiencias nutricionales presentan un retraso en el inicio de su actividad reproductiva. Existen, pues, señales metabólicas a nivel del sistema nervioso central, como el IGF-I y la leptina, que indican al organismo el grado de desarrollo somático del individuo.

Animales adultos que ya han iniciado su actividad reproductiva también pueden ser afectados por la nutrición, de modo que su ciclicidad se puede interrumpir por pérdidas del peso corporal iguales o superiores al 20 %. De manera similar, el reinicio de la actividad ovárica posparto se retrasa cuando las hembras están sometidas a dietas pobres.



Imagen 7.19: comparación de condiciones corporales en vacas de leche. A la izquierda: vaca con una adecuada condición corporal, que se encuentra ciclando normalmente. A la derecha: vaca con pobre una condición corporal, y que por lo tanto se encuentra en anestro (Cortesía del Dr. Joel Hernández Cerón).

Las deficiencias nutricionales de energía y proteína no afectan directamente los niveles circulantes de FSH en animales intactos, pero el efecto de la desnutrición puede estar enmascarado por la retroalimentación negativa de las hormonas ováricas sobre la secreción de FSH, ya que los animales ovariectomizados con una buena condición corporal tienen mayores concentraciones de FSH que los de condición corporal pobre. En contraste, la secreción de LH es altamente sensible a deficiencias nutricionales y a cambios en la condición corporal. El diámetro del folículo dominante se reduce cuando los animales están perdiendo peso, lo que se correlaciona con una disminución en la producción de estradiol, lo cual disminuye la secreción de LH y en consecuencia se previene la maduración folicular terminal y la ovulación, con lo que los animales caen en anestro. En el posparto, la ciclicidad se recupera cuando las concentraciones basal y media de LH, así como su frecuencia de secreción, se incrementan al superarse el nadir del balance energético (éste último se alcanza cuando el aporte energético está en el punto mínimo y se encuentra excedido por los requerimientos de mantenimiento del organismo).

Efectos independientes de gonadotropinas

La importancia de las gonadotropinas en el crecimiento y maduración folicular ya ha sido revisado en este capítulo; hay que mencionar, asimismo, que además de las gonadotropinas existen otros factores que pueden intervenir en la regulación del desarrollo folicular y de la ciclicidad. Un ejemplo de lo anterior es el *flushing*: manejo nutricional que consiste en el suplemento de una fuente de energía de rápida absorción, en el cual el aumento en el número de folículos en desarrollo inicialmente tiene un control independiente al del eje hipotálamo-hipófisis-gonadal, y está mediado por factores que participan en el control del metabolismo energético del animal, que están íntimamente relacionados con los cambios nutricionales. Entre dichos factores se encuentran la insulina, el factor de crecimiento parecido a la insulina tipo I (IGF-I) y la hormona de crecimiento (GH). La IGF-I es secretada principalmente por el hígado en respuesta a la estimulación de la GH y se piensa que regula gran parte de las acciones de la misma, de modo que cuando se administra GH, las concentraciones de insulina e IGF-I se incrementan y se observa un aumento en el número de folículos ováricos en cerdos, bovinos, caprinos y ovinos. El IGF-I, asimismo, modula la secreción de la GH por un efecto de retroalimentación negativa, por lo que en el posparto temprano, cuando el animal está en balance energético negativo, las concentraciones de insulina e IGF-I descienden, mientras que las de GH aumentan. La insulina y el IGF-I estimulan la proliferación y esteroidogénesis de las células de la granulosa y la teca en el folículo.

Otro de los factores que afecta la manifestación de la actividad reproductiva es la cantidad de grasa corporal. Para profundizar al respecto deberá consultarse el **capítulo 6** (pubertad y estacionalidad reproductiva).

Factores sociales

Existen diferentes interacciones sociales que son capaces de modificar el inicio de la actividad reproductiva durante el periodo de transición hacia la pubertad o hacia la temporada reproductiva, o de sincronizar la manifestación de los ciclos estrales.

Entre los factores sociales el efecto hembra-hembra ha sido bien documentado en pequeños rumiantes, donde la introducción de hembras ciclando a un grupo de hembras en anestro estacional adelanta la estación reproductiva induciendo y sincronizando la ovulación. Cuando cerdas prepúberes, contrariamente, se alojan en grupos pequeños de dos o tres animales, el inicio de la pubertad se retrasa si se compara con individuos que son albergados en grupos más grandes.

A la bioestimulación de las hembras mediante el contacto con un macho se le conoce como efecto macho (**imagen 7.20**). Se ha determinado que inmediatamente después de la introducción del macho se inicia el desarrollo y maduración folicular como una respuesta a un incremento en la secreción LH. El efecto macho se encuentra explicado en el **capítulo 8.**

Estrés

En diversos estudios se ha demostrado que el estrés puede bloquear la ciclicidad, debido a un incremento en las concentraciones de corticosteroides u opioides que causan una reducción en la respuesta de la pituitaria a la GnRH. Se consideran como condiciones estresantes un inadecuado alojamiento, un ambiente social adverso y las deficiencias en el manejo.



Imagen 7.20: efecto macho en cerdas (Departamento de Reproducción, UNAM).

Referencias

- Armstrong D, Campbell B, Gaverick H, Gong J, Gutierrez C, Nicholas B, *et al.* Mechanisms regulating follicular development and selection of the dominant follicle. Reproduction. 2003; 61: p. 71-90.
- Aurich C. Reproductive cycles of horses. Animal Reproduction Science. 2011; 124: p. 220-228.
- Baby T, Bartlewski P, Giffin J. Reproductive cycles in sheep. Animal Reproduction Science. 2011; 124(1): p. 259-268.
- Barros C, Sartori R. Reproductive cycles in Bos indicus cattle. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 244-50.
- Beltman M, Crowe M, Diskin M, Forde N, Lonergan P, Roche J. Oestrus cycles in Bos taurus cattle. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 163-169.
- Braden T, Cermak D, Manns J, Nett T, Niswender G. Pituitary receptors of GnRH and estradiol, and pituitary content of gonadotropins in beef cows. Changes during the estrous cycle. Domestic Animal Endocrinology. 1987; 4(2): p. 123-132.
- Concannon P. Reproductive cycles of the domestic bitch. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 200-10.
- Fatet A, Leboeuf B, Pellicer-Rubio M. Reproductive cycles of goats. Animal Reproduction Science. 2011; 124: p. 211-219.
- Feldman E, Nelson R. Endocrinología y Reproducción en Perros y Gatos. 2a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2000.
- Foster D, Kronenberg H, Larsen P, Wilson J. Williams Textbook of Endocrinology. 9th ed. Philadelphia: Saunders Co; 1998.
- Friedman A, Levy N, Meidan R, Milvae R, Weiss S. Intraovarian Regulation of Luteolysis. Journal of Reproduction and Fertility Supplement. 1999; 54: p. 217-228.
- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3rd ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.

- Guraya S, Sangha G, Sharma R. Biology of the corpus luteum in small ruminants. Smal Ruminant Research. 2002; 43(1): p. 53-64.
- Hafez B, Hafez E. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2002.
- Hernández C. Fisiología Clínica de la Reproducción de bovinos lecheros. 1a ed. México; 2012.
- Jennes L, Smith M. Neural signals tha regulate GnRH neurones directly during the oestrus cycle. Reproduction. 2001; 122(1): p. 1-10.
- Juengel J, McIntush E, Niswender G, Silva P, Rollyson M. Mechanisms controlling the function and life span of the corpus luteum. Physiological Reviews. 2000; 80(1): p. 1-29.
- Kemp B, Langendijk P, Soede N. Reproductive cycles in pigs. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 251-8.
- King GJ. Reproduction in domestic animals. In Neimann-Sorensen A, Tribe D, editors. World Animal Science. Netherlands: Elsevier; 1993.
- Kotwica J, Kowalik M, Rekawiecki R, Slonina D. Regulation of progesterone synthesis and action in the bovine corpus luteum. Journal of Physiology and Pharmacology. 2008.
- Litwack G, Norman A. Hormones. 2nd ed. San Diego: Academic Press; 1997.
- Martin N, Nash J, Patterson D, Smith M, Thomas J. Control of estrous and ovulation in beef heifers. Veterinary Clinics of North America. 2013; 29(3): p. 591-617.
- Redmer D, Reynolds L. Growth and development of the corpus luteum. Journal of Reproduction and Fertilify. 199; 54: p. 181-191.
- Rekawiecki R, Kotwica J, Kowalik M, Slonina D. Regulation of progesterone synthesis and action in the bovine corpus luteum. Journal of Physiology and Pharmacology. 2008; 59(9): p. 75-89.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.

Capítulo 8

Comportamiento sexual

Lucía Rangel

Capítulo 8
Comportamiento sexual

Lucía Rangel

Introducción

El comportamiento sexual característico de hembras y machos se debe por una parte al ambiente endócrino del organismo y, por otra, a una influencia del aprendizaje obtenido a lo largo de la vida. Este comportamiento es indispensable para lograr la cópula en un momento apropiado, con la finalidad de lograr una fertilización que culmine con la gestación. Conocer las características de la conducta reproductiva de las diferentes especies domésticas es de gran utilidad para poder determinar el momento óptimo de servicio en las hembras, así como para evaluar la capacidad reproductiva de los machos; también sirve para poder detectar algunas alteraciones que modifican el comportamiento sexual normal.

En el caso de las hembras, la conducta sexual distintiva está limitada a la etapa del ciclo estral conocida como el estro, mientras que en los machos la actividad reproductiva puede ocurrir en cualquier momento.

En las hembras y los machos de las especies estacionales el comportamiento sexual se suprime o disminuye, en unas y otros respectivamente, durante las épocas de anestro.

Existen especies en las cuales ciertos cambios observables en la conducta o en los genitales son suficientes para identificar a las hembras en celo. Otras especies, sin embargo, requieren necesariamente de la presencia del macho para poder expresar su conducta estral y solamente cuando esté presente será posible establecer el momento en el que la hembra se encuentra en la etapa del estro.

Es común que cuando se habla de comportamiento sexual se le otorgue más importancia a la hembra que al macho, por ser la conducta de ella la que se encuentra limitada a periodos cortos, así como por ser la que permitirá la cópula; pero los machos tienen también una participación muy activa, ya que además de atraer y detectar a las hembras en celo, deben ser capaces de llevar a cabo la cópula en forma exitosa.

Etapas del Comportamiento Sexual

El comportamiento sexual de las hembras tiene tres finalidades: atraer al macho (atracción) mediante señales y la búsqueda activa del mismo, estimular al macho para que realice la cópula (proceptividad), lo cual logran exhibiéndose ante el mismo, y facilitar la cópula (receptividad) al permanecer inmóviles, realizar la lordosis (**imagen 8.1**) y el movimiento lateral de la cola.



Imagen 8.1: reflejo de lordosis en vaca y gata, ambas hembras se encuentran en la etapa de estro (Departamento de Reproducción, UNAM y cortesía de la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

Los machos también presentan tres etapas conductuales; en la primera buscan activamente a las hembras, realizan actividades de cortejo, se aproximan a la hembra y se estimulan sexualmente (etapa precopulatoria) (**imagen 8.2**). Una vez que han detectado a una hembra en celo, realizan la monta, que incluye movimientos pélvicos, penetración y eyaculación (etapa copulatoria). Al final, exhiben una etapa de descanso y de desinterés ante la hembra en celo, conocida como la etapa post-copulatoria o refractaria.

Estimulación Sexual

La estimulación sexual es un componente esencial para que ocurra la conducta sexual. Como parte de esta estimulación los machos y las hembras de algunas especies secretan al exterior del organismo unas sustancias volátiles conocidas como feromonas, las cuales ejercen su acción en otros individuos de su misma especie. Estas substancias son detectadas por el órgano vomeronasal (**imagen 8.3**), también conocido como órgano de Jacobson; que se ubica en el hueso vómer, entre la nariz y el

techo de la boca; el cual posee dos conductos nasopalatinos cuyas aberturas se localizan por detrás del labio superior. La superficie de estos conductos y del órgano está cubierta por un epitelio con neuronas bipolares sensitivas que captan a las feromonas y mandan la información, a través de un estímulo nervioso, al bulbo olfatorio accesorio y al hipotálamo. Para facilitar la entrada de las feromonas al órgano vomeronasal, los machos de los rumiantes y equinos, así como algunas hembras, realizan el signo de *flehmen* (**imagen 8.4**), que consiste en un movimiento facial en el que se eleva el labio superior para exponer la apertura de los conductos nasopalatinos.



Imagen 8.2: etapa pre-copulatoria en ovejas. El macho huele el área genital de la hembra, manotea y apoya la cabeza en el dorso de una hembra en celo, para verificar la inmovilidad (Cortesía de los M.V.Z. José Antonio Solano y Pablo Escorcia).



Imagen 8.3: olfateo de genitales (Departamento de Reproducción, UNAM).



Imagen 8.4: movimiento facial típico del signo de *flehmen* en un caprino (Dra. Lucía Rangel).

Se ha determinado que las hembras producen feromonas que secretan en la orina, así como en el moco cervical y vaginal, con la finalidad de atraer al macho y de promover su actividad sexual; estimulación conocida como el efecto hembra indirecto. Estas feromonas también pueden estimular a otras hembras, de hecho se ha visto que las hembras que se encuentran juntas sincronizan la presentación de sus estros e incluso pueden iniciar la época reproductiva en forma conjunta. A éste fenómeno se le conoce como efecto hembra-hembra o efecto hembra directo.

Los machos activos sexualmente, por su parte, también emiten feromonas, que pueden ser detectadas en la orina, en la secreción de algunas glándulas sebáceas, de las glándulas anteorbitales de los carneros y en el caso de los cerdos en la saliva (**imagen 8.5**). Dichas emisiones son andrógeno-dependientes, por lo que los machos castrados dejan de producirlas. Estas feromonas, sinérgicamente con las vocalizaciones y el comportamiento del macho, ejercen un eficiente efecto de bioestimulación conocido como el efecto macho, el cual resulta una alternativa ecológica y económica para manipular el ciclo estral de las hembras domésticas. El efecto macho ha sido utilizado con éxito para este propósito en ovinos, caprinos, porcinos, y en menor grado en bovinos.

Con el efecto macho es posible causar un incremento en la frecuencia de secreción de los pulsos de LH, que acelera el inicio de la actividad reproductiva de las hembras durante las épocas de anestro prepuberal, estacional o posparto; también prolonga la época reproductiva en hembras estacionales. Hace no más de una década se consideraba que este efecto solamente funcionaba en las épocas de transición hacia la época reproductiva, o hacia el anestro; ahora sabemos que los machos pueden estimular a las hembras aun durante

el anestro profundo, lo cual sucede siempre y cuando estén estimulados y presenten un comportamiento sexual suficiente para interactuar con las hembras. Es importante tener en cuenta que cuando los hembras ya han iniciado su actividad reproductiva, el efecto macho puede utilizarse también para sincronizar la presentación de los celos y la ovulación.

El efecto macho es más eficiente cuando es un estímulo novedoso, ya que la introducción de un macho desconocido, o con el que las hembras no han tenido contacto previo, es suficiente para causar la ciclidad sin importar que se encuentren en convivencia con otro macho; este detalle es importante ya que anteriormente se consideraba que las hembras debían permanecer completamente aisladas de todo macho por periodos mínimos de dos semanas.

Se ha encontrado, incluso, que cada vez que las hembras son expuestas a un nuevo macho, se desencadena un incremento en la frecuencia de pulsos de LH, con la consecuente ovulación, a pesar de que la exposición al macho no sea permanente o constante. Se ha sugerido que la presencia intermitente de machos, un par de horas cada 12 h, es suficiente para estimular a las hembras. En borregas se ha descrito que la ovulación ocurre entre las 50 y 56 h siguientes al primer contacto con el macho, con un rango de 30 a 72 h, tiempo que puede duplicarse cuando se trata de animales prepúberes.

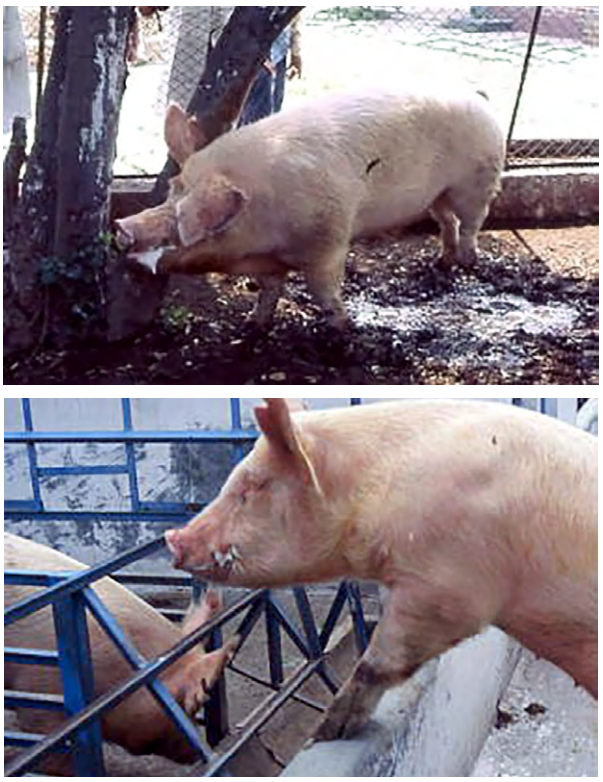


Imagen 8.5: salivación en sementales porcinos, con la cual se estimula a las hembras (Departamento de Reproducción, UNAM).

Definición del Estro

La palabra estro proviene del griego *oistros*, que significa exaltación o deseo desenfrenado y se refiere al comportamiento errático y nervioso que adoptan las vacas cuando son picadas por el tábano o mosca de establo (familia *Oestridae*).

El estro es una fase reproductiva que forma parte del ciclo estral de las hembras de todos los mamíferos domésticos. Constituye la etapa más fácil de reconocer dentro de dicho ciclo, debido a que se observan cambios característicos en el comportamiento, los ovarios y los genitales internos y externos.

Características del Estro

Si se considera al estro a partir de las características conductuales de las hembras, es la única etapa del ciclo estral en la cual la hembra manifiesta interés por el macho, aceptando la monta y la cópula; por esta razón se define como el periodo de receptividad sexual. Los sinónimos usados con más frecuencia son el celo y el calor.

Si el enfoque de estudio de esta etapa es el de los cambios que ocurren en el útero, el estro caracteriza a la fase proliferativa, ya que los estrógenos se encuentran elevados, lo cual promueve la proliferación tanto del endometrio como de las glándulas endometriales. En los genitales ocurren, asimismo, modificaciones encaminadas a atraer al macho y a favorecer la cópula, entre otras son la hiperemia y el edema vulvar, y la secreción de moco cervical y vaginal (**Imagen 8.6**).



Imagen 8.6: moco cristalino y fluido, característico de vacas en estro (Departamento de Reproducción, UNAM).

Desde el punto de vista de los procesos ováricos, el estro es una etapa que se clasifica dentro de la fase folicular del ciclo estral, es decir, cuando ocurre el desarrollo folicular. Los eventos endócrinos correspondientes pueden ser consultados en el **capítulo 5** (endocrinología de la reproducción). Es necesario puntualizar que en la mayoría de las especies domésticas la conducta estral ocurre cuando las concentraciones de estradiol están elevadas. La excepción puede apreciarse en la perra, cuyos niveles máximos de estradiol ocurren durante el proestro, de modo que cuando inicia el estro las concentraciones de esta hormona han comenzado a disminuir. Este descenso continúa a lo largo del estro, el cual culmina cuando las concentraciones de estradiol se han reducido a menos de 15 pg/ml. Esto sucede porque en esta especie el pico de LH ocurre durante la transición del proestro al estro, por lo que las concentraciones de progesterona alcanzan alrededor de un ng/ml cuando se inicia la conducta estral, y continúan incrementándose durante el estro.

Factores que Pueden Modificar la Manifestación del Estro

Es importante tener en cuenta que existen diferencias en el grado y la forma en los que ocurre la manifestación y la duración del estro en las especies animales, además de que pueden haber variaciones individuales. Contamos, aun así, con parámetros promedio que pueden utilizarse para describir este periodo en las diferentes especies. En los bovinos, por ejemplo, puede hacerse una distinción entre el ganado especializado para la producción de carne y el de leche, donde la intensidad con la que se manifiesta el estro es menor en el primer grupo, en particular, cuando se trata de ganado de tipo cebú. En estudios genéticos en bovinos, por otro lado, se ha considerado que la intensidad de la expresión de la conducta sexual, es una característica heredable (h^2=0.21).

Existe, de modo adicional, una gran diversidad de factores ambientales y sociales que pueden modificar la presentación de ciclos estrales y la manifestación de la conducta de estro.

Fotoperiodo

El principal regulador de la estacionalidad reproductiva es el fotoperiodo; que es el estímulo más repetible y constante. La influencia del cambio en las horas luz en la actividad reproductiva y por lo tanto en la presentación del estro está determinada en gran medida por la localización geográfica, y es mayor conforme aumenta la distancia del ecuador. El fotoperiodo afecta sobre todo a las especies que sólo presentan estros durante una época del año, concidas como poliéstricas estacionales. En estas especies el fotoperiodo también puede modificar el momento del inicio de la pubertad.

Nutrición

Una deficiencia nutricional puede acortar la época de apareamiento e incluso suspenderla si la desnutrición es severa. En ganado de carne también se puede retrasar el reinicio de la actividad reproductiva posparto o la pubertad cuando el aporte nutricional es inadecuado.

Aspectos sociales

El hacinamiento puede retrasar el inicio de la pubertad en animales jóvenes o provocar la ausencia de ciclos estrales en adultos. También deben tenerse en cuenta los efectos hembra y macho como estimulatorios de la ciclicidad.

Jerarquía

Ésta ha sido bien estudiada en perros cuyas jaurías presentan un rango jerárquico muy bien establecido, en el cual a los machos subordinados no se les permite montar a las hembras dominantes. Este comportamiento puede observarse aún en perros domésticos en los que una perra dominante no permite ser montada fácilmente aunque se encuentre en estro. Del mismo modo, en bovinos, principalmente cebuinos, las vacas más dominantes no aceptan que otras hembras las monten.

Tipo de alojamiento

Mientras más intensivo es el alojamiento hay menor manifestación de la conducta sexual, ya que hay menor espacio para que los animales interactúen entre sí. Es menos frecuente observar las manifestaciones del estro si el sitio en el que están ubicados los animales es muy grande y tienen que caminar largas extensiones para encontrar a un animal con el cual puedan relacionarse.

Problemas en miembros

Existen anomalías, sobre todo en los miembros posteriores, que evitan que la hembra manifieste una conducta homosexual o acepte la monta, porque le ocasiona dolor tanto al montar, como al ser montada.

Duración del Estro y su Relación con el Momento de la Ovulación

Se ha establecido que el pico de LH puede ser un buen predictor del momento de la ovulación ya que existe una alta correlación entre el tiempo transcurrido del pico de LH y la ovulación.

En el **cuadro 8.1** se pueden ver los periodos de duración del estro y el tiempo en el que ocurren el pico de LH y la ovulación en las diferentes especies domésticas.

Cuadro 8.1

Momento de la ovulación en las diferentes especies domésticas y su relación con el pico de LH.

ESPECIE	DURACIÓN DEL ESTRO	OVULACIÓN	PICO DE LH A OVULACIÓN (HORAS)
Bovina	18 h (8 a 18 h)	10 h (4 a 16 h) de finalizado el estro	28 (24 a 32)
Ovina	24 a 36 h	18 a 24 h de iniciado el estro	24 a 26
Caprina	36 h (24 a 48 h)	30 a 35 h de iniciado el estro	28
Porcina	48 a 72 h	24 a 48 h de iniciado en estro	40
Equina	7 d (2 a 12 d)	1 a 2 d antes de finalizar el estro	---
Canina	9 d (3 a 20 d)	2 a 3 d de iniciado el estro (puede variar)	48 a 60
Felina	7 d (3 a 16 d)	Inducida por la cópula 26 a 28 h después	24

Donde d = días; h = horas; --- = no se presenta; ( ) = rango.

Cabe mencionar que en los equinos el incremento en las concentraciones de LH ocurre en forma gradual; no se aprecia un pico preovulatorio agudo como en el resto de las especies ya que, el nivel máximo de dicha hormona se alcanza uno a dos días después de que ha ocurrido la ovulación. Sin embargo, debe entenderse que al momento de la ovulación las concentraciones de LH son lo suficientemente elevadas para desencadenarla, como ocurre en cualquier otra especie.

La gata presenta también una particularidad con respecto a la ovulación, ya que en esta especie es un hecho inducido por la cópula, que estimula la liberación de LH, dos a cuatro horas después. Se ha descrito sin embargo, que en ocasiones el pico de LH producto de una sola cópula puede ser insuficiente para inducir un nivel adecuado de LH, causando la ovulación únicamente en aproximadamente el 50% de las hembras. Se ha encontrado, por otro lado, que entre un 30 y un 40% de las hembras pueden ovular espontáneamente. Además de los felinos, otras especies con ovulación inducida son los lepóridos (por ejemplo, la coneja y la liebre), los camélidos (por ejemplo la llama, la alpaca, la vicuña y el camello hembra) y los mustélidos (por ejemplo el mink, el hurón y el armiño).

Mecanismos para Atraer al Macho

Los mecanismos de las hembras para atraer al macho pueden dividirse en dos tipos, por un lado, los cambios en los genitales externos, que a su vez son consecuencia de los procesos endócrinos y de las modificaciones de los genitales internos. Los cambios en la conducta, por el otro lado, que a su vez se dividen en dos tipos: la de cortejo y la de apareamiento.

Cambios en los genitales

Es importante observar que en las hembras todas las adaptaciones de los genitales están mediadas por las altas concentraciones de estrógenos, sin embargo, es interesante notar que los efectos pueden variar de una especie a otra. Un patrón típico es que el útero se encuentre turgente, ya que los estrógenos promueven la contracción muscular, el aumento de la irrigación y la proliferación de las glándulas endometriales; en las yeguas, de manera contraria, los estrógenos causan que el útero se encuentre con edema y sin tono mientras que el cérvix se aprecie relajado, hallazgos que son importantes de considerar cuando se realiza la palpación rectal y la ultrasonografía. La imagen ultrasonográfica del útero de la yegua tiene la apariencia de una "rueda de carreta", por las líneas concéntricas hipoecoicas que denotan líquido entre los pliegues del tejido (**imagen 8.7**). En los carnívoros el útero también se encuentra con edema durante el estro.

Otro efecto promovido por los estrógenos es la producción de un moco cervical cristalino y con cierta viscosidad, el cual, aun cuando se presenta en todos los animales, es más abundante y característico en las vacas y, después, en las cerdas. El moco tiene la finalidad de favorecer el paso de los espermatozoides al útero, así como de retener a aquellos que no son viables para que sean fagocitados o eliminados junto con las secreciones vaginales.

La secreción del cérvix está compuesta por glicoproteínas; se reconocen dos tipos principales: la sialomucina, que forma parte de un moco poco viscoso producido en las áreas basales de las criptas cervicales y la sulfomucina que es un moco de mayor viscosidad, producto de las células apicales.

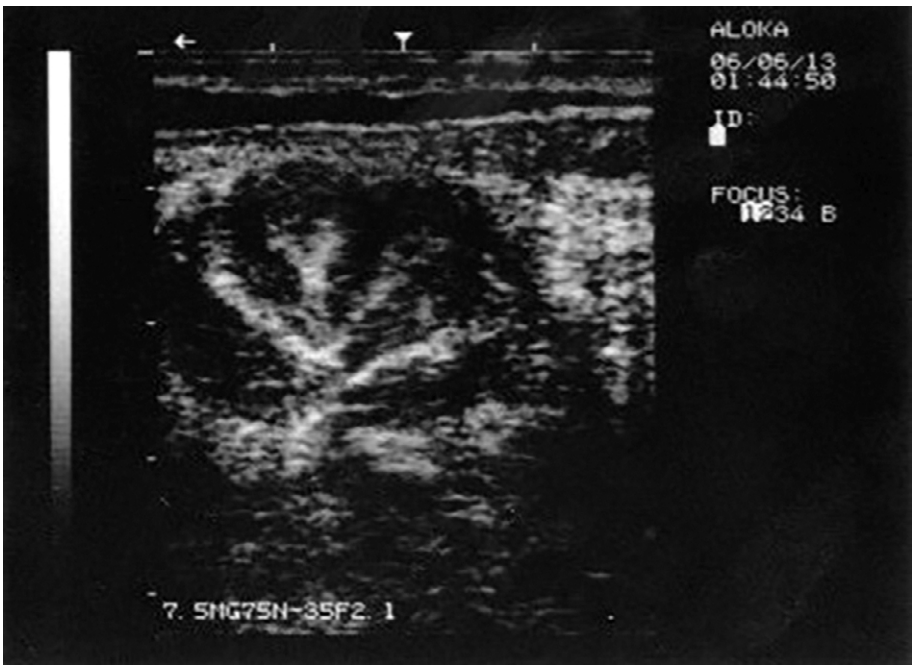


Imagen 8.7: imagen ultrasonográfica de un corte transversal del útero de una yegua en estro; se aprecia un edema de grado 3, que ocasiona la típica imagen de "rueda de carreta" (Cortesía de la Dra. Ana Myriam Boeta).

En el caso de la perra se puede presentar una secreción sanguinolenta a través de la vulva (**imagen 8.8**), que se debe a una diapedesis ocasionada por la alta permeabilidad vascular en respuesta a los estrógenos. La mayoría de las hembras presentan dicha secreción durante el proestro y sólo alrededor del 70 % continuarán con ella en el estro. Una proporción muy pequeña de perras puede incluso seguir con secreción serosanguinolenta durante el inicio del diestro. Debe considerarse que cuando se informa la ausencia de sangrado en las perras; se puede deber, realmente, a falta de observación del mismo ya que puede ser escaso, o pasar inadvertido si la perra se lame con frecuencia, si el color del pelo es obscuro o es muy largo, o si se encuentra en áreas extensas dónde es difícil observar la secreción.

El grado de hiperemia y edema vulvar varía en las diferentes especies, siendo muy evidente en las cerdas (**imagen 8.9**). Por el contrario, las gatas no tienen receptores a estradiol en los labios vulvares, por lo cual no manifiestan ni edema ni hiperemia vulvar. La marcada hinchazón y agrandamiento de la vulva en la perra son característicos desde la etapa de proestro, debido a las particularidades hormonales de su ciclo.

En el **cuadro 8.2** se muestran los cambios más comunes que ocurren en los genitales de las diferentes especies de mamíferos domésticos.



Imagen 8.8: apariencia vulvar en perras. A la izquierda: edema e hiperemia. A la derecha: secreción vulvar sanguinolenta (Cortesía del M.P.A. Rafael Paz Benito).

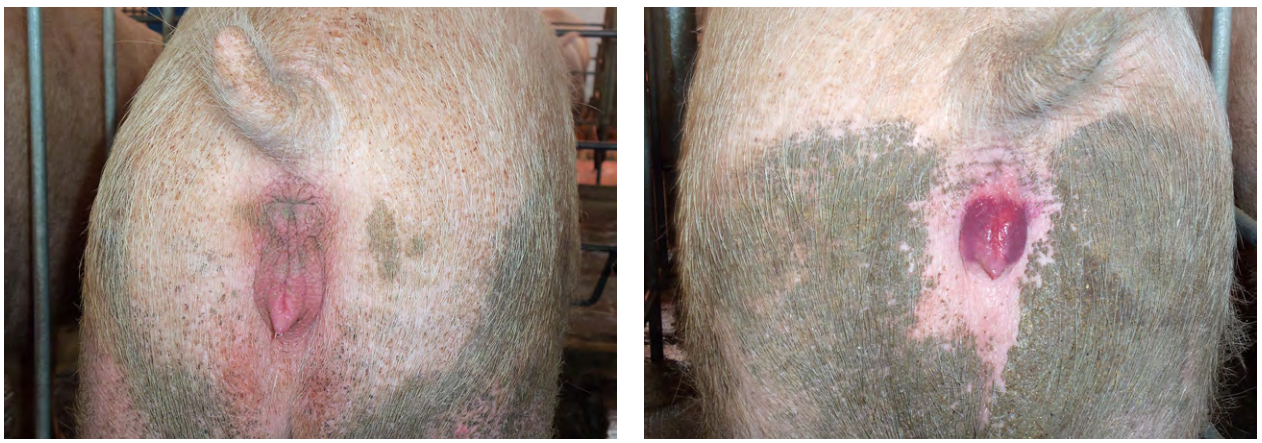


Imagen 8.9: apariencia vulvar en cerdas. A la izquierda: vulva normal. A la derecha: hiperemia y edema típicos de la etapa de estro (Cortesía del M.P.A. Rafael Paz Benito).

Cuadro 8.2

Cambios característicos en los genitales internos y externos, que ocurren durante el estro en las diferentes especies domésticas.

ESPECIE	GENITALES EXTERNOS	GENITALES INTERNOS
Bovina	Secreción copiosa de moco cristalino. Edema e hiperemia vulvar poco aparente.	Turgencia uterina.
Ovina	Secreción de moco poco abundante. No hay signos muy evidentes.	Turgencia uterina.
Caprina	Secreción de moco poco abundante. No hay signos muy evidentes.	Turgencia uterina.
Porcina	Secreción de moco poco abundante. Hiperemia y edema vulvar muy aparente.	Turgencia uterina.
Equina	No hay signos evidentes.	Útero flácido y edematoso. Cérvix suave y relajado.
Canina	Puede haber secreción sanguinolenta. Tumefacción vulvar muy aparente, labios más blandos y alargados.	Útero edematoso.
Felina	No hay signos muy evidentes.	Turgencia uterina.

Cambios conductuales

Se ha demostrado que la conducta sexual en hembras está determinada por la secreción de estrógenos, principalmente de 17β-estradiol, los cuales viajan por el torrente sanguíneo como una señal humoral y llegan al sistema nervioso central a nivel del hipotálamo, que posee un grupo de células entre el quiasma óptico y el área preóptica anterior, denominado centro sexual. Estas neuronas son las responsables de transformar el estímulo humoral en un estímulo nervioso, que a su vez induce la conducta sexual. En especies como los ovinos, y en menor grado los bovinos, se ha observado que para que ocurra la manifestación de la conducta estral, el cerebro requiere una previa exposición a progesterona que lo sensibiliza a la acción de los estrógenos, la cual está dada por las concentraciones del ciclo anterior. Es por ello que se ha visto que la primera ovulación de la época reproductiva o de la pubertad (en el caso de los bovinos la primera ovulación posparto), se lleva a cabo sin manifestación de estro. Es hasta la segunda ovulación cuando se observará una conducta de celo normal. A esta condición se le conoce como ovulación silenciosa o estro silencioso, y es indetectable para el trabajador, el productor y el médico veterinario.

Debido a que en las hembras el comportamiento sexual está limitado a un periodo corto de horas o días, mientras que en los machos hay pocas variaciones en su conducta sexual, en apariencia es ella quien inicia el compor-

tamiento de cortejo. Al parecer, lo anterior es debido a que en los machos el patrón de secreción de la testosterona es constante y sólo presenta ligeras disminuciones fuera de la temporada reproductiva en las especies estacionales. En los machos, la testosterona es transformada a nivel cerebral en estradiol para producir el comportamiento reproductivo.

Durante la etapa de estro existen manifestaciones conductuales comunes a todas las especies, como son las siguientes:

- Aumento general de la actividad física, que se ve reflejado en el incremento de la locomoción y que está encaminada a la búsqueda del macho.
- Inquietud y movimiento al menor estímulo.
- Disminución de la ingesta.
- Disminución de la producción láctea.
- Ligero aumento de la temperatura corporal.
- Micción frecuente en presencia del macho: ésto es muy importante, ya que en la orina están presentes las feromonas responsables de la atracción del macho.
- Vocalizaciones más frecuentes, en algunos casos típicas de la especie.
- Atracción del macho.

En el **cuadro 8.3** se muestran las características conductuales más comunes de las hembras de las diferentes especies de mamíferos domésticos.

Cuadro 8.3

Conductas características durante el estro en las diferentes especies domésticas.

ESPECIE	CONDUCTA
Bovina	Montas entre hembras (conducta homosexual u homotipia). Topeteos antes de las montas (**imagen 7.10**). Aumento de vocalizaciones.
Ovina	Movimiento rápido de la cola. Puede haber conducta homosexual. Cabeza echada hacia atrás en busca del macho.
Caprina	Característico movimiento de la cola, denominado banderilleo. Puede haber conducta homosexual. Cabeza echada hacia atrás en busca del macho.
Porcina	Gruñido característico (gruñido de estro). Escenifican falsas peleas. Poca conducta homosexual. Orejas levantadas y dirigidas hacia atrás.
Equina	Disminuye su agresividad ante el macho. Las yeguas no presentan conducta de homotipia, pero las burras sí. Muestra ante el macho el área genital, evierte el clítoris, y realiza el espejeo (contracciones rítmicas de los labios vulvares).
Canina	Reflejos contráctiles en la vulva y levantamiento de la cola, haciéndola a un lado, ante la presencia del macho. Lamidos frecuentes de la región vulvar.
Felina	Inquietud y deseo de vagar. Ronroneos y maullidos característicos. Se revuelca. Se frota contra objetos inanimados.

La conducta homosexual en la hembra ha sido estudiada ampliamente en bovinos (**Imagen 8.10**), ya que es uno de los signos más evidentes e importantes de la manifestación del estro; se presenta en cerca de un 70 % de los animales, y su expresión está muy influenciada por la jerarquía social del hato. Hay que tener en cuenta que los animales que están en estro requieren interactuar entre sí para expresar esta conducta, observándose una mayor actividad cuando hay alrededor de 20 hembras en estro. También se sabe que el tipo de instalaciones es esencial para la manifestación de la conducta homosexual, ya que los animales que se encuentran en potrero montan más que aquellos alojados en instalaciones de tipo intensivo, ésto resulta aún más evidente cuando el suelo de estas últimas es resbaloso. Las montas entre las hembras se observan con más frecuencia durante la noche, ocurriendo cerca de un 70 % de las montas entre las siete de la tarde y las siete de la mañana, lo cual se ha explicado por el hecho de que durante estas horas los animales no son sometidos a ningún manejo rutinario, como es el ordeño, la alimentación o el limpiado de las instalaciones, aunado a ello, se cree que los animales prefieren realizar las montas durante los periodos más frescos del día, sobre todo si la explotación se encuentra en el trópico.

En el ganado productor de carne se sugiere que tanto la hembra que monta, como la que es montada, se encuentran en estro; a diferencia del ganado de leche, en el cual se considera que el animal que monta está próximo a entrar en celo, mientras que el que se deja montar está en franco celo.



Imagen 8.10: comportamiento sexual en bovinos. A la izquierda: topeteo. A la derecha: conducta homosexual (Dra. Lucía Rangel).

En el caso de las perras debe tenerse en cuenta que la conducta homosexual se asocia con la jerarquía y la dominancia, pero no se relaciona con la manifestación de la conducta estral. Adicionalmente, algunas hembras muy dominantes no se quedan inmóviles frente al macho, ni permiten la monta por parte del mismo aun cuando se encuentren en estro.

En la yegua una característica del celo es la realización del espejeo, que consiste en la abertura y cierre de los labios vulvares de manera rítmica, generalmente acompañada por la eversión del clítoris (**imagen 8.11**). Esto último ocurre siempre durante la micción, pero en este caso la hembra lo realiza en presencia del macho, aun cuando no esté orinando.

Una vez que la hembra en celo se encuentra frente a un macho exhibe la conducta de receptividad; la actitud de la hembra es pasiva y se caracteriza en todas las especies por inmovilidad ante la monta del macho, lo cual se considera como el signo definitivo del estro.

En general la hembra adopta, además, una postura distintiva que se conoce como lordosis, ya que arquea el dorso hacia abajo, al mismo tiempo eleva la cola y la ladea, levantando también los labios vulvares para favorecer la cópula. Lo anterior es muy típico de los rumiantes, la perra y la gata. En la yegua, al contrario, la postura ante la cópula implica curvear la columna hacia arriba (xifosis) y bajar la grupa o inclinar la pelvis.



Imagen 8.11: signos realizados por yeguas en celo. A la izquierda: espejeo. A la derecha: eversión del clítoris (Departamento de Reproducción, UNAM).

Conducta Sexual en los Machos

La conducta sexual del macho es muy importante ya que se estima que el macho dominante puede ser responsable de hasta el 80 % de los nacimientos en un hato. Un factor que debe considerarse es la libido, que ha sido definida como la "disposición y entusiasmo" de un macho para tratar de montar y servir a una hembra. En el caso de los bovinos se estima que alrededor del 21% de los machos en los que se evalúa la libido no son aptos para reproducirse. Lo anterior se vuelve aún más crítico cuando se tiene en cuenta que la libido deficiente es heredable y repetible, además de que se asocia con pubertad tardía en las hijas.

En los machos las montas sin penetración y eyaculación durante la fase de cortejo (conocidas como falsas montas) son muy importantes para estimular el deseo sexual y para incrementar la cantidad y calidad del semen que posteriormente será eyaculado durante la cópula (**imagen 8.12**). En el caso de los toros se conoce que un macho monta en promedio seis veces a una hembra antes de lograr la primera cópula, aunque el número de falsas montas se reduce en las eyaculaciones subsecuentes.

En el **cuadro 8.4** se enlistan las conductas típicas de los machos de las especies de mamíferos domésticos durante el cortejo, la detección de las hembras en celo y la cópula.



Imagen 8.12: comportamiento de un verraco ante una hembra en celo. A la izquierda: olfateo de flancos y salivación del macho. A la derecha: erección y desenvaine del pene (Departamento de Reproducción, UNAM).

Cuadro 8.4

Conductas características durante el cortejo y la cópula en los machos de las diferentes especies domésticas.

ESPECIE	CONDUCTA PRECOPULATORIA	CONDUCTA COPULATORIA
Bovina	Signo de *flehmen*. Olfatea y lame vulva. Topeteos. Frota cuello o barbilla contra la hembra Intenta montas.	Brinco o golpe de riñón. Eyaculación rápida: 1 a 3 seg pospenetración.
Ovina	Signo de *flehmen*. Empujan y manotean a la hembra. Vocalizaciones. Intentos de montas. Topeteos. Se sostiene con los miembros anteriores a la cadera de la hembra (**imagen 8.13**).	Brinco o golpe de riñón. Eyaculación rápida: 1 a 2 seg pospenetración.
Caprina	Olfatea orina de la hembra y realiza el signo de *flehmen*. Se orina la barbas y el pecho. Manotea el piso alrededor de la hembra. Balidos roncos. Mete y saca la lengua de la boca. Huele y topetea área genital. Se sostiene con los miembros anteriores a la cadera de la hembra.	Brinco o golpe de riñón. Eyaculación rápida: 1 a 2 seg pospenetración.
Porcina	Olfateo de flancos y genitales (**imagen 8.12**). Intentos de monta. Contacto naso-nasal o naso-genital. Gruñidos suaves. Rechina dientes y mueve mandíbula lateralmente. Salivación y micción rítmica. Trata de morder suavemente orejas y cabeza de la hembra.	Erección después de la monta. Contracciones testiculares muy aparentes durante la eyaculación. Eyaculación lenta: 5 a 20 min pospenetración.
Equina	Vocalizaciones. Signo de *flehmen*. Muerde el cuello de la hembra.	Bandereo, movimiento lateral de la cola durante la eyaculación. Movimientos de fricción. Eyaculación media: 20 a 60 seg pospenetración.
Canina	Intentos de monta. Juego.	El macho se voltea y quedan abotonados durante la eyaculación. Eyaculación lenta: 10 a 30 min, pero puede durar hasta 50 min pospenetración.
Felina	Muerde el cuello de la hembra.	La hembra realiza el "bufido postcoital" cuando el gato desmonta.



Imagen 8.13: monta en ovinos. Se muestra como el macho se sostiene con los miembros anteriores en la cadera de la hembra. En estas imágenes el macho está detectando el celo, por lo que está provisto de un mandil para impedir la penetración (Cortesía de los M.V.Z. José Antonio Solano y Pablo Escorcia).

Después de haber realizado un servicio exitoso –una monta acompañada de eyaculación en el interior del aparato reproductor de la hembra–, los machos presentan la etapa poscopulatoria, también conocida como el periodo refractario, en la cual muestran desinterés por la hembra a la que acaban de servir. Esta etapa tiene una duración variable entre los individuos, pero se ha visto que éstos pueden reanudar la actividad precopulatoria y copulatoria más rápidamente si se les presenta una hembra diferente, fenómeno conocido como el "efecto *coolidge*". Los machos, por lo general, son capaces de realizar más de una cópula por día antes de alcanzar la saciedad sexual. El número de cópulas varía entre especies e individuos, así, los porcinos y los equinos realizan tres montas en promedio, mientras que los pequeños rumiantes pueden efectuar 10 y los bovinos hasta 20. Una vez que el macho se ha saciado puede dejar de montar durante uno o más días, aun cuando haya estímulos suficientes para inducir la conducta sexual.

Detección de Estros

Una adecuada detección de estros es fundamental para lograr un buen manejo reproductivo y productivo de los animales del hato, debido a que es esencial determinar el momento óptimo para la monta o inseminación artificial, que consecuentemente logra buenos índices de fertilidad. La falla en la detección de estros –que se considera una de las principales causas de pérdidas económicas en las explotaciones pecuarias–, ocurre como resultado de la baja eficiencia, así como de la precisión, de los métodos empleados. El **cuadro 8.5** resume las consecuencias de la falla en la detección del celo en vacas.

Cuadro 8.5

Consecuencias de fallas en la eficiencia y en la precisión de las pruebas empleadas para el diagnóstico de celos en bovinos.

FALLAS	EFICIENCIA (VACAS NO DETECTADAS)	PRECISIÓN (VACAS MAL DETECTADAS)
Se incrementa	Número de hembras vacías. Número de días abiertos. Intervalo entre partos.	Número de servicios por concepción. Número de dosis de semen.
Se disminuye	Número de crías por año. Producción láctea o cárnica.	Fertilidad por servicio.

Para poder implementar un programa de detección de calores es necesario contar con algunos requisitos indispensables como son:

- La identificación de los animales que debe realizarse en forma clara y de modo que el observador pueda distinguirla fácilmente.
- Los registros reproductivos permiten estimar la etapa del ciclo estral en la que se encuentran los animales y ayudan a discernir a aquellos animales que sabemos están próximos a entrar en celo de los que recientemente han sido inseminados o se encuentran gestantes.
- Un personal calificado debe observar a los animales en celo; esta labor no puede encomendarse a cualquier persona; debe realizarla alguien que conozca bien los signos de estro de la especie y que sea capaz de considerarlos en conjunto; debe reconocer, asimismo, la evidencia de la manifestación de la conducta sexual cuando el animal estuvo fuera de su campo visual.

Otro punto importante en los programas de detección de celos es la elección del método para el diagnóstico de los mismos, el cual debe ser acorde a aspectos como las características conductuales de la especie, la disponibilidad y facilidad para su uso, los costos, entre otros.

A continuación, se describen algunos de los métodos existentes para la detección de calores.

Detección visual

Este tipo de detección se basa en la observación a distancias cortas y largas por parte del personal de la unidad de producción, en busca de los cambios genitales y conductuales de las hembras; es muy usado en el caso de los bovinos. Se ha estudiado que la eficiencia en la detección visual de los estros se incrementa paralelamente con el número de observaciones llevadas a cabo por día. Es decir que si la observación se realiza sólo durante las actividades rutinarias de la explotación, la eficiencia será del 50 %; si se realizan dos observaciones con 12 h de diferencia, la eficiencia se incrementa a un 70 %; cuando se efectúan tres observaciones por día a intervalos de ocho horas, la eficiencia alcanza un 90 % y cuando

la detección visual se hace en forma constante la eficiencia en la detección de estros llega a ser de un 98 a un 100 %.

En el caso de los bovinos la detección visual se basa, entre otros aspectos, en la observación de la conducta homosexual, la salida de moco cristalino por la vulva, así como las marcas de montas (grupa y costados sucios, dirección del pelo en el sacro a contrasentido); inquietud, búsqueda del macho, inapetencia y segregación.

Debe tenerse en cuenta que no todas las especies animales son susceptibles de ser detectadas por este método, pues hay especies en las cuales no existen cambios evidentes en los genitales y su comportamiento no denota ningún signo característico y contundente de que se encuentran en estro, tal es el caso de los ovinos, caprinos y equinos; en los que es necesario someterlos a la presencia de un macho para poder saber adecuadamente su estado reproductivo.

Prueba de cabalgue

Esta prueba se utiliza específicamente en las cerdas y consiste en observar la reacción ante la presión que una persona ejerce sobre la grupa y la columna del animal, considerando que aquellas hembras que se encuentran en estro permanecen estáticas, mientras que las que no lo están se mueven (**imagen 8.14**). La eficiencia de esta prueba puede variar de manera considerable si la hembra es o no sometida a algún estímulo propio del macho. Significa que cuando la prueba es realizada sólo por el experimentador sin ningún contacto con el macho, la eficiencia es de alrededor del 48 %, mientras que, si la realizamos de modo que la hembra pueda oler y escuchar al macho, la eficiencia puede alcanzar un 90 %. Si la cerda además ve y toca al macho, el porcentaje de eficiencia puede incrementarse siete y tres porciento más, respectivamente; mientras que resulta un 100 % de eficiencia cuando se aloja e interactua con el macho.





Imagen 8.14: inmovilidad durante la prueba de cabalgue en cerdas (Departamento de Reproducción, UNAM).

Es importante considerar que si bien la prueba de cabalgue se utiliza particularmente en las cerdas, las hembras en celo de casi todas las especies muestran una reacción de inmovilización cuando se les presiona la grupa; asimismo, mueven la cola hacia un lado y pueden levantar la vulva.

Machos celadores

El macho es el más eficiente para distinguir a las hembras de su especie en celo, porque es capaz de detectar cosas imperceptibles para los humanos. El uso de machos celadores se basa en introducir a un macho con las hembras y observar la respuesta de todo el grupo. Aquellas hembras que permiten ser montadas por el macho y permanecen inmóviles se consideran en celo. El "celado" o "recelado" se puede llevar a cabo dos veces al día, con intervalos de 12 h de diferencia.

Para recelar es esencial contar con machos enteros que posean una buena libido, sin embargo, no debe utilizarse a los buenos sementales para este fin, ya que pueden llegar a ser lastimados por una hembra que no se encuentra en el momento óptimo o pueden agotarse y rehusar la monta cuando se requiera su uso como reproductores.

En los equinos ésta es la técnica diagnóstica más usada y se conoce como "tiseado", ya que al macho celador se le denomina como *teaser* (término que proviene del inglés) y se debe efectuar a diario o cada tercer día durante el periodo esperado del celo; en esta especie, las hembras pueden ser muy agresivas así que es común utilizar una barrera protectora entre el macho y la hembra (**imagen 8.15**).

Cuando se utilizan machos celadores, es de interés evitar que se lleve a cabo una cópula fértil con las hembras que están recelando, por lo que se han desarrollado diversas estrategias, en su mayoría quirúrgicas, de modo que los machos usados pueden ser:

- Provistos con un mandil (**imagen 8.16**)
- Vasectomizados
- Epididectomizados
- Desviados del pene
- Con fijación de la "S" peneana
- Con obliteración del orificio prepucial
- Castrados y con un tratamiento de andrógenos

Hembras

En muchas unidades de producción se prefiere el uso de hembras –con ciertas características específicas– al de machos para la detección de celos, ya que su manejo es más sencillo y seguro, su mantenimiento es menor y además no se tiene el riesgo de que ocurra la penetración que puede ser una fuente de transmisión de enfermedades. Pueden utilizarse por ejemplo hembras androgenizadas, ya sea tratadas exógenamente, o las que presenten pseudohermafroditismo o freemartinismo.

Palpación rectal

Es un método muy útil en el caso de los bovinos y los equinos, ya que puede determinarse el estado reproductivo en el que se encuentra el animal de acuerdo a las estructuras ováricas presentes, a la tonicidad del tejido uterino y al tipo de descarga vaginal que se observe.

En esta técnica, la precisión y la eficiencia dependen de la experiencia del palpador, así como de la correcta lotificación de los animales que le son pasados a revisión.



Imagen 8.15: tiseado en equinos (Departamento de Reproducción, UNAM).



Imagen 8.16: macho con mandil, realizando el diagnóstico de celo en ovinos (Cortesía de la p.M.V.Z. Carolina Cruz Sánchez).

Ultrasonografía

Con el uso del ultrasonido de tiempo real y bajo el mismo principio de la palpación rectal, se puede determinar el momento del ciclo estral; su confiabilidad es mayor cuando se compara con la palpación, ya que los resultados son menos subjetivos.

Medición de cambios fisiológicos

Toda hembra en estro presenta cambios ligeros en los siguientes aspectos:

- Su temperatura se eleva.
- La frecuencia cardiaca se aumenta.
- La producción láctea disminuye.

Estos cambios, si son medidos en forma repetida, son útiles para determinar el momento del estro.

Cuando las concentraciones de progesterona en sangre se encuentran por debajo de un ng/ml, nos indica que ha terminado la fase lútea de ese animal y que por lo tanto está próximo a presentar estro o bien que acaba de tenerlo. En el caso de las perras la medición de progesterona ha sido muy valiosa para determinar el momento del inicio del estro, pero su interpretación es justamente inversa a la del resto de las especies, cuando se llega a un nivel de un ng/ml, sabemos que está próxima a iniciar la receptividad sexual.

La citología vaginal exfoliativa se efectúa, sobre todo, en perras y tiene como principio determinar el tipo de células presentes en un frotis vaginal, de acuerdo a su morfología y número. Su fundamento es que las capas celulares de la mucosa vaginal se multiplican conforme se incrementa el nivel de estrógenos, causando que las células de la superficie, que se encuentran hacia el lumen se mueran y adquieran la apariencia de hojuelas. Durante la fase estral entre un 80 y un 100 % de las células observadas son superficiales y cornificadas o escamosas. La confiabilidad del método es muy alta pero se requiere realizar muestras seriadas, ya que el patrón celular es cíclico y una muestra aislada no siempre indica la etapa del ciclo reproductivo con precisión.

Una herramienta útil en los equinos es observar la tonicidad y la coloración del cérvix y de la vagina por medio de un vaginoscopio. Las modificaciones que se observan son consecuencia de los estrógenos y la apariencia en los animales en estro es de una estructura hiperémica, edematosa y con secreciones. También es eficaz su uso en cabras.

El incremento de la actividad física se puede medir con un podómetro, que es un detector electrónico que se coloca en las patas y mide la actividad motora de las hembras; transmite la señal a un computadora que registra y grafica los datos. Hay que recordar que los animales en celo presentan una movilidad aumentada. En forma general se considera que una hembra en celo camina al menos el doble que aquellas que no lo están.

La viscosidad del moco cervical se puede medir con el estrón, que es un dispositivo usado en bovinos y cuyo fundamento es medir la resistencia eléctrica en el fluido vaginal o impedancia, que se encuentra disminuida durante el proestro y el estro. Para aumentar la eficiencia de esta herramienta es necesario efectuar mediciones repetidas y llevar registros individuales.

Junto a los métodos descritos aquí, se han desarrollado ayudas para hacer más eficiente la detección de calores, entre las que se encuentran:

Detectores de monta

Estos aparatos son muy diversos, la mayoría se colocan en la línea media de la espalda de la hembra, justo frente al inicio de la cola, pero también pueden colocarse en el pecho o la barbilla del macho celador. Su función es la de dejar una marca distinguible o registrar una monta en el animal que está en celo. Entre ellos se encuentran los siguientes.

La pintura con crayones en el dorso, a la altura de la grupa, es común usarla para que al momento de que una vaca es montada por otra se difumine o despinte la marca, indicando que la hembra se encuentra en celo (**imagen 8.17**).

El arnés marcador se le coloca al animal celador en la barbilla (*"Chin ball"* **imagen 8.18**) o en el pecho, para que al momento de montar a una hembra receptiva le pinte el dorso dejando una señal fácilmente identificable.



Imagen 8.17: vacas con pintura de crayón en el dorso, empleada para el diagnóstico de celo. A la izquierda: vaca que no ha sido montada. A la derecha: vaca que ya fue montada, en la que se aprecia difuminada la marca de crayón (Dra. Lucía Rangel).



Imagen 8.18: uso de arnés marcador para diagnóstico de celo. A la izquierda: macho con arnés marcador en barbilla. A la derecha: marca en dorso realizada por la monta de un macho provisto con un arnés marcador (Departamento de Reproducción, UNAM).

Los parches de pintura denominados parches de "kamar" (**Imagen 8.19**), se colocan en la grupa de la hembra y cuando es montada por otro animal, el peso hace que rompa el contenedor y se libere una pintura que podemos observar fácilmente.

El *heat watch* es un dispositivo electrónico que se adhiere a la grupa de la hembra y registra el momento en el que es montada (**Imagen 8.20**), al ser presionado por el peso sostenido por algunos segundos, emitiendo una señal que es recibida en una computadora. Se ha indicado que la precisión en la detección de estros con este método es muy alta, pudiendo llegar a ser hasta de un 96 %.



Imagen 8.19: parches de Kamar, para la detección de montas en vacas (Dra. Lucía Rangel).



Imagen 8.20: *Heat watch*, dispositivo electrónico para la detección de montas. A la izquierda, acercamiento al dispositivo. A la derecha, vacas en las que se muestra la ubicación del dispositivo en la grupa (Cortesía del Dr. Joel Hernández Cerón).

Referencias

- Angulo M, Rodríguez E, Valencia J, Zarco L. Female to female stimulation of ovarian activity in the ewe. Animal Reproduction Science. 1995; 39(4): p. 251-258.
- Aurich C. Reproductive cycles of horses. Animal Reproduction Science. 2011; 124: p. 220-228.
- Baby T, Giffin J, Bartlewski P. Reproductive cycles in sheep. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 259-68.
- Barros C, Sartori R. Reproductive cycles in Bos indicus cattle. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 244-50.
- Beltman M, Crowe M, Diskin M, Forde N, Lonergan P, Roche J. Oestrus cycles in Bos taurus cattle. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 163-169.
- Boeta M, Zarco L. Reproducción Equina. 2a ed. D.F.: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM; 2000.
- Bryant M, Rosa H. Review. The "ram effect" as a way of modifyng the reproductive activity in the ewe. Small Ruminant Research. 2002; 45.
- Concannon P. Reproductive cycles of the domestic bitch. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 200-10.
- Cupps P. Reproduction in Domestic Animals. 2nd ed. California: Academic Press; 1991.
- Fatet A, Leboeuf B, Pellicer-Rubio M. Reproductive cycles of goats. Animal Reproduction Science. 2011; 124: p. 211-219.
- Feldman E, Nelson R. Canine and Feline Endocrinology and Reproduction. 3rd ed. Philadelphia: Saunders Co.; 2003.
- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Galindo F, Orihuela A, editores. Etología Aplicada D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México; 2004.

- Hafez B, Hafez E. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2002.
- Hanzen C, Hunter R, López-Gatius F, Roelofs J, van Ferdenburg F. Review. When is a cow in estrus? Clinical and practical aspects. Theriogenology. 2010; 74(3): p. 327-344.
- Kemp B, Langendijk P, Soede N. Reproductive cycles in pigs. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 251-8.
- Manteca X. Etología Clínica del Perro y del Gato. 2nd ed. Barcelona: Multimédica; 2002.
- Neill J, editor. Knobill and Neill´s Physiology of Reproduction. 3rd ed. St. Louis: Academic Press; 2006.
- Ptaszunska M, editora. Compendium of Animal Reproduction. 9th ed. Netherlands: Publisher Intervet International; 2006.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.
- Slater P. Sex Hormones and Behaviour London: Edward Arnold Publishers; 1978.
- Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology Philadelphia: Saunders Company; 1997.

9

Capítulo 9



Transporte de gametos, fertilización y segmentación

Javier Valencia

Capítulo 9
Transporte de gametos, fertilización y segmentación

Javier Valencia

Introducción

La fertilización o fecundación es el proceso por el cual los gametos masculino y femenino se fusionan para crear a un nuevo individuo. Su éxito depende de la culminación adecuada de los diferentes procesos que deben sufrir los gametos durante su maduración y recorrido; del transporte oportuno de los mismos en el tracto reproductivo de la hembra, así como de una serie de adaptaciones de los órganos genitales internos de la madre. La segmentación se refiere a las primeras divisiones celulares del embrión.

Transporte del Ovocito

El ovocito que es liberado en la ovulación, y que se encuentra cubierto por las células del cúmulo (**imagen 9.1**), es capturado por la fimbria del infundíbulo al adherirse a los cilios. Este proceso es altamente efectivo, incluso en especies politocas, por ejemplo en la cerda, donde los oviductos capturan entre el 95 y el 100 % de los ovocitos que son ovulados. Las contracciones de las capas musculares del oviducto y el movimiento intenso de los cilios de la mucosa ocasionan que las secreciones fluyan en dirección al útero, transportando así al complejo cúmulo-ovocito.

Éste transporte es relativamente rápido hasta llegar a la unión del ámpula con el istmo –que es considerado el sitio de la fertilización– a partir del cual se vuelve lento. Debido a que la hembra se encuentra en estro, el proceso está bajo el control endócrino del estradiol. En las hembras domésticas, a diferencia del humano, el transporte a lo largo del oviducto es sumamente eficiente pues los embriones pasan al útero sin dificultad, de manera que las preñeces ectópicas (tubáricas o en cavidad) son casi inexistentes. La yegua con frecuencia retiene por largo tiempo a los ovocitos no fertilizados en el oviducto, probablemente debido a que no secretan sustancias –como la prostaglandina E– que pudieran favorecer su paso, como se propone que ocurre con los embriones. La **imagen 9.2** muestra un ovocito con las estructuras que lo componen.

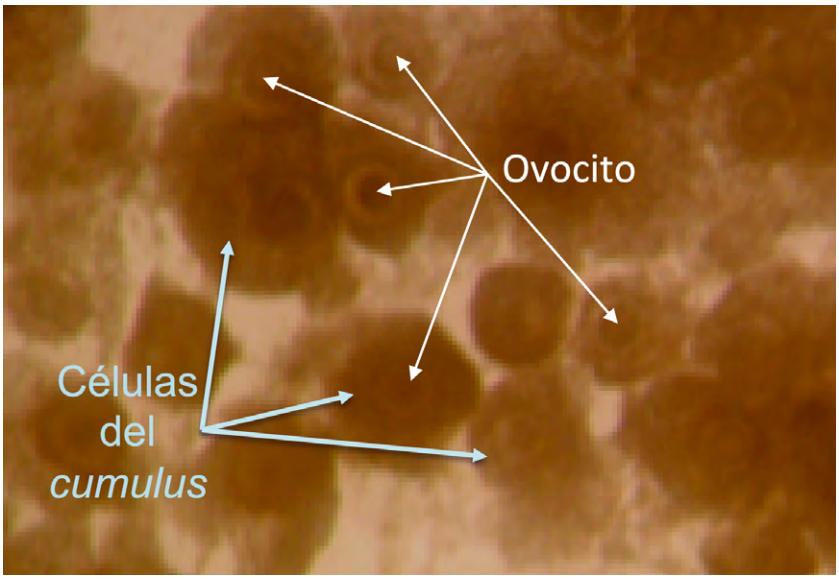


Imagen 9.1: ovocitos de bovino madurados *in vitro*. Nótense las células del *cumulus* (o corona radiada) que los rodean (Cortesía de la Dra. Lucía Rangel).

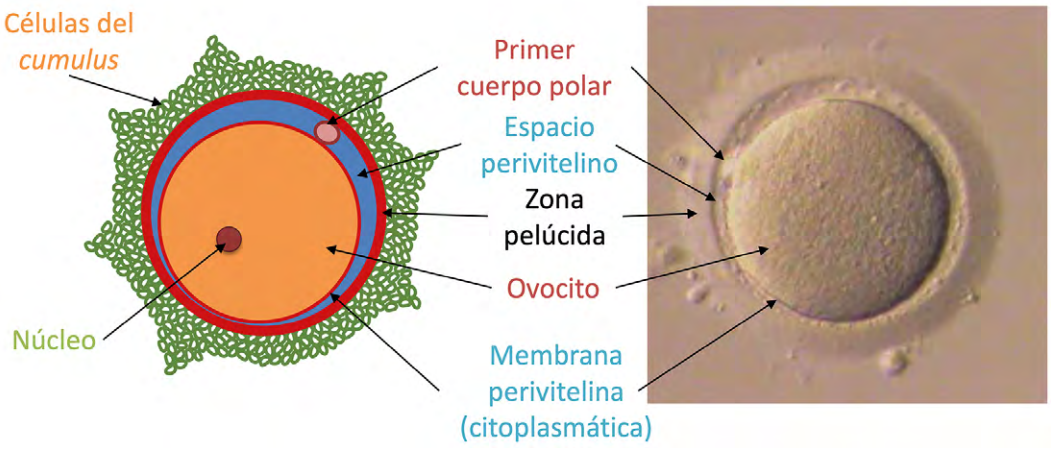


Imagen 9.2: estructuras de un ovocito de oveja que se encuentra en etapa de ovocito secundario, después de la ovulación (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

Transporte Espermático

Para que los espermatozoides sean capaces de fertilizar al ovocito, deberán sufrir una serie de cambios bioquímicos y morfológicos a su paso por el aparato reproductor, tanto masculino como femenino.

Una vez producidos en la pared del túbulo seminífero, los espermatozoides son liberados hacia la luz tubular y transportados pasivamente hacia una estructura ramificada conocida como la red testicular (*rete testis*). Desde aquí son conducidos hasta el epidídimo

pasando a través de 10 a 20 conductos eferentes localizados en el polo superior del testículo. El epidídimo se divide en tres secciones denominadas cabeza, cuerpo y cola; se constituye por un solo conducto muy largo y tortuoso que se continúa con el conducto deferente. Al final desemboca en las ampollas seminales, el ducto eyaculatorio y la uretra. Las funciones del epidídimo son las de maduración, transporte y almacenamiento de los espermatozoides. El transporte a través del epidídimo es lento, de aproximadamente 10 días en el toro, y sigue siendo pasivo. Los espermatozoides tomados de la cabeza del epidídimo son todavía inmaduros e incapaces de fertilizar, mientras que los almacenados en la cola son completamente maduros. Durante el tránsito por el epidídimo los espermatozoides adquieren motilidad y el potencial para fertilizar, el acrosoma es remodelado y la gota citoplasmática migra por el flagelo y es liberada. Cuando un macho eyacula muy frecuentemente es posible observar espermatozoides con gota citoplasmática en el semen, ya que no hay tiempo suficiente para que completen su maduración.

Los espermatozoides son expulsados fuera del organismo durante la cópula, la masturbación o en emisiones espontáneas. En la eyaculación, los espermatozoides que se encuentran suspendidos en los fluidos del testículo y del epidídimo, se mezclan al llegar a la uretra con las secreciones de las glándulas accesorias para formar el semen. Estas secreciones, denominadas plasma seminal, proporcionan sustancias para mantener el metabolismo energético de las células espermáticas, e integran a sus membranas elementos que impiden una capacitación prematura.

Durante la cópula, el semen se deposita en la vagina o en el útero, variando entre las especies (**cuadro 9.1**). En la monta natural generalmente el servicio ocurre en el momento propicio, ya que está definido por la fase del ciclo estral en la que la hembra es receptiva al macho. Sin embargo, en la inseminación artificial, es el hombre quien deberá determinar el momento óptimo, y para ello es importante considerar la vida media de los gametos, la cual es muy corta en el caso de los ovocitos (**cuadro 9.1**).

Cuadro 9.1

Sitio de depósito del semen, volumen del eyaculado y vida media de los gametos.

ESPECIE	SITIO DE DEPÓSITO	VOLUMEN (ML)	VELOCIDAD DE EYACULACIÓN	VIDA MEDIA OVOCITO (H)	VIDA MEDIA ESPERMATOZOIDE
Ovinos	intravaginal	1	1 - 2 seg	16 - 24	30 - 48 h
Bovinos	intravaginal	2	1 - 3 seg	8	30 - 48 h
Caninos	intravaginal	2 - 30 (10 promedio)	6 - 45 min	48 - 72	9 - 11 d
Equinos	intrauterina	50 - 200	20 - 60 seg	6 - 8	72 - 120 h
Porcinos	intrauterina	200 - 400	5 - 20 min	8 - 10	24 - 48 h
Humano	intravaginal	3			5 - 6 d

La vida fértil del óvulo es muy corta, de ahí que el momento del servicio es de gran importancia para obtener altos índices de fertilización.

Independientemente del sitio en el que los espermatozoides sean depositados en el aparato reproductor femenino, serán expuestos a las secreciones genitales y sufrirán una serie de cambios en su trayecto hasta el sitio de fertilización antes de penetrar al ovocito. En las especies en las que el semen se deposita en la vagina craneal, una parte del mismo penetra a través del cérvix, mientras que otra es eliminada del aparato genital femenino, en poco tiempo, por flujo retrógrado. El medio vaginal no es adecuado e inmoviliza a los espermatozoides en breve tiempo, por lo que deberán entrar al útero donde el ambiente es más propicio.

El transporte espermático en la hembra es el resultado de la alta contractibilidad, el movimiento ciliar y el fluido del aparato genital durante el estro, el cual está bajo control endócrino y del sistema nervioso. Este transporte es favorecido por las características especiales del moco estral, cuyas moléculas forman una especie de canales que facilitan el paso de los espermatozoides. Por el contrario, durante la fase lútea su transporte se ve dificultado.

Además del medio vaginal, el cérvix también actúa como barrera para limitar el paso de los espermatozoides, disminuyendo así la posibilidad de poliespermia. Funciona, asimismo, como un filtro que selecciona a los espermatozoides aptos de los que no lo son, ya que sólo los primeros poseen una motilidad vigorosa que les permite atravesar por el moco altamente hidratado. En el bovino se considera al cérvix como un reservorio espermático. Cuando han franqueado el cérvix, los espermatozoides siguen su desplazamiento tanto por movimiento propio como por las contracciones uterinas y tubáricas. En las especies en las que el sitio de depósito del semen es intrauterino, la principal barrera que enfrentan los espermatozoides es la unión útero-tubárica. La unión entre el útero y el oviducto –istmo del oviducto– funge como el reservorio funcional de los espermatozoides en las especies domésticas.

Pocos minutos después de la cópula, es posible encontrar a algunos espermatozoides en el oviducto, lo que se conoce como fase de transporte rápido. Sin embargo, estos espermatozoides no son los que participan en el proceso de fertilización y se ha visto que incluso pueden presentar anormalidades. Existe un segundo tipo de transporte denominado fase sostenida, el cual consiste en la migración prolongada de los espermatozoides hacia las partes más craneales del aparato genital femenino, que conducen a la colonización del reservorio funcional y en la liberación paulatina de los espermatozoides desde los reservorios espermáticos, incluyendo a este último. El reservorio del istmo provee a los espermatozoides de un ambiente propicio, al protegerlos de la fagocitosis y prolongar su viabilidad. Aquí, los espermatozoides permanecen adheridos a la superficie de las células ciliadas del epitelio hasta que termina su capacitación, después de la cual se liberan al modificar su patrón de motilidad flagelar, fenómeno conocido como hipermotilidad, y migran en oleadas hacia el sitio de la fertilización.

De los millones de espermatozoides del eyaculado, sólo unos miles alcanzarán el istmo del oviducto y un número sumamente pequeño se encontrará en las inmediaciones del ovocito en el momento de la fertilización.

Capacitación Espermática y Reacción Acrosomal

La capacitación es un proceso gradual y esencial para la fertilización. Los espermatozoides deben pasar cierto tiempo de "incubación" en el aparato genital femenino y presentar una serie de cambios antes de ser capaces de fecundar al ovocito. La capacitación de los espermatozoides inicia al entrar en contacto con las secreciones del aparato genital femenino y termina en el istmo del oviducto. Durante ese recorrido la superficie de la cabeza del espermatozoide se modifica ya que algunas moléculas como el colesterol son removidas de la membrana plasmática, aumentando su fluidez y alterando sus propiedades bioquímicas. Entre otras cosas, esta reorganización de los lípidos facilita la entrada de calcio extracelular por los canales iónicos y ocasiona que la membrana se desestabilice, haciéndola más fusogénica. También se eliminan otros factores –conocidos genéricamente como factores decapacitantes– que exponen receptores membranales indispensables para que se lleve a cabo la unión entre el espermatozoide y el ovocito durante la fertilización.

Los espermatozoides capacitados muestran un patrón de hipermotilidad y una mayor actividad metabólica, características que deben obtener para ser capaces de penetrar las capas del ovocito. La capacitación es necesaria para que ocurra la reacción acrosomal.

La reacción acrosomal o acrosómica (RA) es un fenómeno de exocitosis que se desencadena por la unión entre proteínas de la zona pelúcida del ovocito, y receptores localizados en la membrana del espermatozoide (**imagen 9.3**). Involucra la fusión de la membrana plasmática del espermatozoide con la membrana externa de su acrosoma; se forman así pequeñas vesículas, para liberar el contenido acrosomal de enzimas hidrolíticas, como la hialuronidasa y la acrosina, facilitando la penetración de la zona pelúcida. La adhesión del espermatozoide a la zona pelúcida es específica de especie y depende de las glicoproteínas presentes en la zona pelúcida de los ovocitos maduros; la cabeza del espermatozoide se une a dichas glicoproteínas mediante receptores específicos y atraviesa en dirección oblicua la zona pelúcida hasta llegar al espacio perivitelino. En los mamíferos, particularmente en los roedores y en los humanos, algunas de estas glicoprotéinas se conocen como ZP1, ZP2 y ZP3; se piensa que la unión de la membrana espermática a ésta última proteína es lo que desencadena la reacción acrosomal.

Fusión de membranas

Una vez que el esperatozoide ha entrado al espacio perivitelino, las vellosidades del ovocito entran en contacto con la membrana presente en la sección ecuatorial de la cabeza del espermatozoide, que tiene proteínas fusogénicas específicas. Así, se une a la membrana plasmática del ovocito, fusionándose y permitiendo la entrada del núcleo espermático al citoplasma (**imagen 9.4**).

Consecuencias de la Penetración

Bloqueo de la poliespermia

La fusión de las membranas de los gametos en la penetración permite la entrada de la fosfolipasa C zeta (PLCζ) –factor soluble proveniente del espermatozoide– que desencadena la liberación y oscilaciones de Ca^{++} a partir del retículo endoplásmico. Esto a su vez provoca la migración y fusión de los gránulos corticales,

con la consecuente liberación de enzimas, que cambian tanto la estructura de la zona pelúcida (por ejemplo la inactivación de ZP3), como de la membrana vitelina. De ese modo se impide que otros espermatozoides las penetren, evitando la poliespermia (imagen 9.5).

Activación del ovocito y formación de pronúcleos

En la mayoría de las hembras domésticas, con excepción de la perra, el ovocito se encuentra suspendido en la metafase (II) de la segunda meiosis al momento de la ovulación. La entrada de la PLCζ del espermatozoide al citoplasma del ovocito, y la consecuente liberación de Ca^{++}, ocasiona que este último se active, termine la segunda división meiótica y expulse el segundo cuerpo polar. Más adelante, el material nuclear del ovocito se reorganiza para formar el pronúcleo femenino. Mientras tanto, la membrana nuclear del espermatozoide se disuelve, la cromatina se descondensa, se sustituyen las protaminas por histonas, y se forma una nueva membrana nuclear, dando lugar al pronúcleo masculino.

Singamia

Una vez formados los pronúcleos femenino y masculino, migran al centro del ovocito, se acercan, sus membranas se dispersan y se asocian los cromosomas paternos y maternos, con lo cual se recupera la condición diploide y se da origen al cigoto (imagen 9.5).

Desarrollo Embrionario

Pocas horas después de la fertilización se produce la primera división del cigoto en dos, luego en cuatro, ocho, 16 y 32 células, denominadas blastómeros. Estas divisiones mitóticas se conocen como divisiones de segmentación (imagen 10.1), ya que se realizan sin aumento del citoplasma, de manera que con cada división los blastómeros se van haciendo más pequeños. En un principio las divisiones ocurren de forma sincrónica para todos los blastómeros, pero posteriormente se pierde dicha sincronía. A partir de las 16 células el embrión se llama mórula, y se aprecia como una masa celular compacta. La compactación se debe a la formación de proteínas de unión entre los blastómeros. El embrión acumula líquido en su interior, formando una cavidad denominada blastocele. Este proceso se conoce como blastulación; el embrión ahora se nombra blastocisto. En esta etapa es posible diferenciar dos poblaciones de células embrionarias: la masa celular interna, embrioblasto o botón embrionario –que dará origen al embrión–, y la masa celular externa, células superficiales o trofoblasto, del cual se originarán la mayoría de las membranas fetales. Al continuar la multiplicación de las células y la acumulación de líquido, el blastocisto aumenta de tamaño, convirtiéndose en blastocisto expandido. La zona pelúcida se va adelgazando y, finalmente, el embrión eclosiona; es decir, es liberado de la zona pelúcida

Fertilizaciones Atípicas

Poliespermia

Es la penetración del óvulo por dos o más espermatozoides. Esta condición es letal en los mamíferos, ya que el número cromosómico de ese cigoto es mayor de 2n. El envejecimiento del óvulo de la cerda, como consecuencia del servicio tardío, favorece la presentación de poliespermia. En aves, sin embargo, la penetración de más de un espermatozoide es normal, aunque solamente se formará un pronucleo masculino, el cual se fusionará con el femenino.

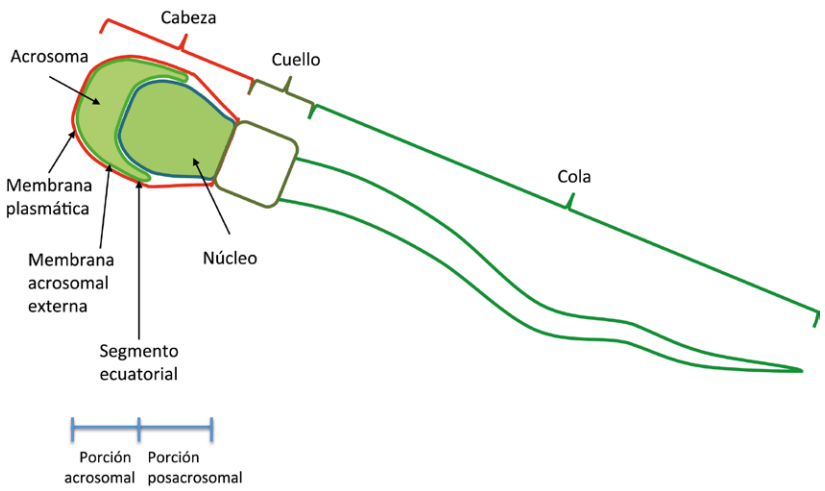


Imagen 9.3: partes del espermatozoide (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

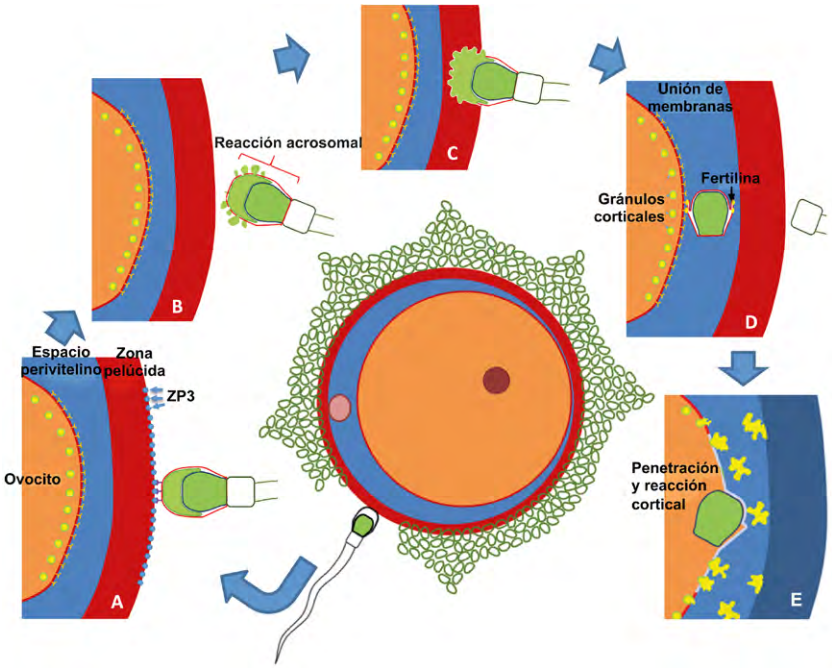


Imagen 9.4: sucesos que ocurren durante la fertilización. **A,** después de pasar a través de las células del cumulus, el espermatozoide entra en contacto con la zona pelúcida, donde receptores de la membrana plasmática reconocen a las proteínas de la zona pelúcida; **B,** se desencadena, entonces, la reacción acrosomal; **C,** para que el espermatozoide penetre la zona pelúcida. **D,** al atravesar la zona pelúcida y entrar al espacio perivitelino, la cabeza del espermatozoide se pone en contacto con la membrana vitelina; ambas membranas se fusionan gracias al reconocimiento de proteínas fusogénicas que están en el segmento ecuatorial. **E,** ocurre entonces que el núcleo del espermatozoide penetra al citoplasma del ovocito; una de las consecuencias de la fusión de la membrana de la cabeza del espermatozoide con el ovocito es la reacción cortical, en la que los gránulos corticales del ovocito liberan su contenido hacia el espacio perivitelino, lo que deriva en la alteración de la estructura de la zona pelúcida y de la membrana vitelina para bloquear la poliespermia (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

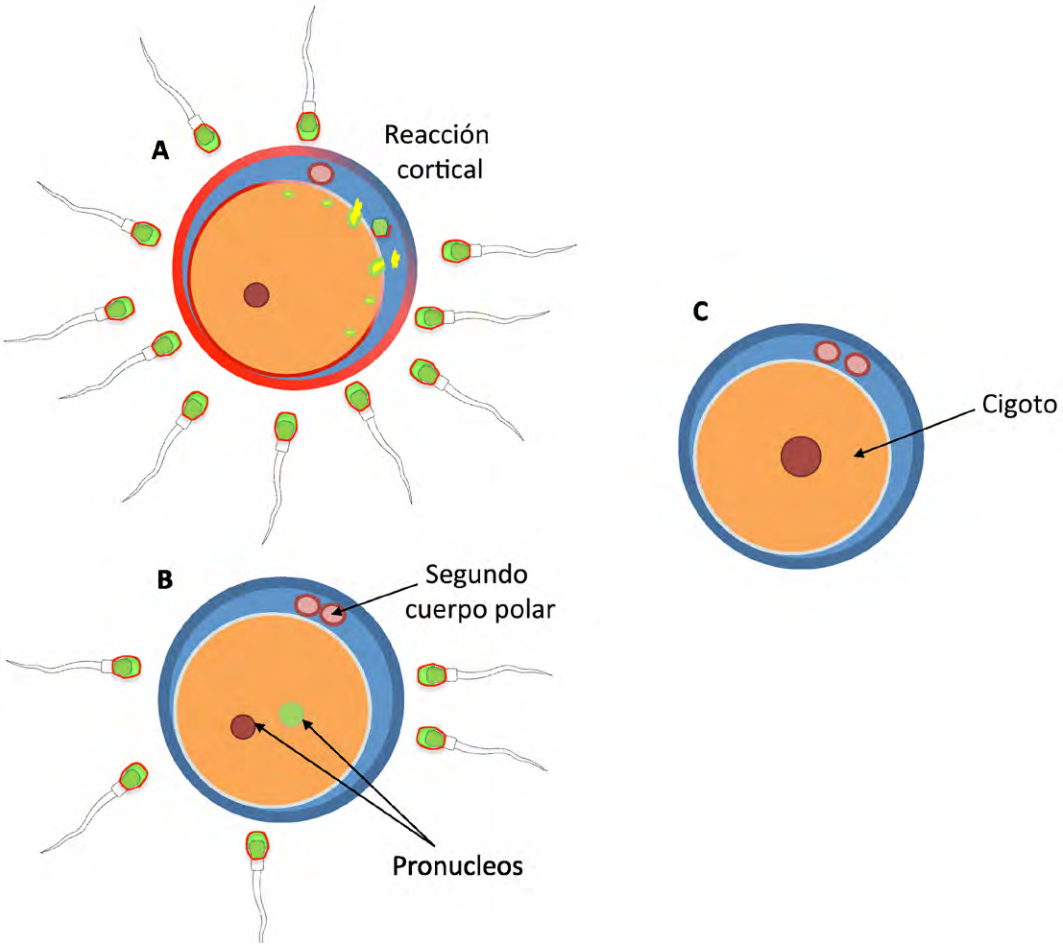


Imagen 9.5: los gránulos corticales que se encuentran en la periferia del citoplasma, debajo la superficie de la membrana del ovocito, migran y se fusionan con la misma, liberando su contenido al espacio perivitelino inmediatamente después de la penetración del espermatozoide. **A**, en consecuencia, tanto la membrana vitelina como la zona pelúcida se modifican, impidiendo la entrada de más espermatozoides, lo que evita la poliespermia. **B**, el ovocito reanuda, entonces, su segunda división meiótica, que ocasiona la expulsión del segundo corpúsculo polar, y en la formación de los pronúcleos femenino y masculino. **C**, a continuación, los pronúcleos migran, sus membranas se disuelven y los cromosomas de ambos se condensan y se unen. Se completa así la singamia y formando al cigoto (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

Ginogénesis

Es el desarrollo de un embrión a partir de un óvulo normal fecundado por un espermatozoide; pero sin la fusión de los cromosomas masculinos con los de la hembra. La función del espermatozoide, en este caso, es la de activar al ovocito para que inicie su desarrollo, pero no hay fusión con el núcleo del espermatozoide. Ocurre en plantas, en nematodos y en algunos peces, por ejemplo en el Molly amazónico, especie en la que los ovocitos de las hembras son activados por machos de otra especie relacionada.

Partenogénesis

Consiste en el desarrollo del embrión sin la participación del espermatozoide. Ocurre en algunos insectos, el zángano por ejemplo es partenogenético. También puede presentarse en pavos, cuyos embriones son machos y generalmente mueren antes de eclosionar.

Gemelos

Existen dos tipos de gemelos: Idénticos o monocigóticos y no idénticos o dicigóticos

Idénticos o monocigóticos

Se originan del mismo cigoto, por lo que tienen el mismo genotipo y un fenotipo similar, y por lo tanto son del mismo sexo. En el laboratorio es posible generarlos al seccionar una mórula en dos o más partes, por medio de un micromanipulador. Debido a que tienen el mismo genotipo, los productos resultantes son clones.

No idénticos o dicigóticos

Provienen de la fertilización de dos óvulos distintos por dos espermatozoides diferentes. Tienen, por lo tanto, diferente genotipo y fenotipo, e incluso pueden ser de diferente sexo.

Referencias

- Alberts B. 2008. Sexual reproduction: meiosis, germ cells, and fertilization. En: Alberts B., et al. (eds), Molecular Biology of the Cell. 5th ed. New York: Garland Science.
- Austin CR, Short RV. 1972. Reproduction in mammals. 1 Germ cells and fertilization. Londres: Cambridge University Press.
- Bazer FW, Geisert RD, Zavy MT. 1993. Fertilization, cleavage and implantation. En: Reproduction in farm animals. Hafez ESE (ed), Philadelphia, Pennsylvania, USA: Lea and Febiger.
- Bosch P, Wright RW Jr. 2005. The oviductal sperm reservoir in domestic animals. Archivos de Medicina Veterinaria, 37:95-104. DOI: 10.4067/S0301-732X2005000200002
- Croxatto HB. 2002. Physiology of gamete and embryo transport through the fallopian tube. Reproductive Biomedicine Online, 4:1160-1166.
- Juárez MML, Valencia J. 2010. Transporte de gametos y fertilización. En: Galina C y Valencia J (eds), Reproducción de animales domésticos. 2a ed. D.F., México: Limusa.
- Hunter RHF. 2005. The fallopian tubes in domestic mammals: how vital is their physiological activity. Reproduction, Nutrition, Development, 45:281-290.
- Hunter RHF, Rodriguez-Martinez H. 2004. Capacitation of mammalian spermatozoa in vivo, with a specific focus on events in the Fallopian tubes. Molecular Reproduction and development, 67:243-250.

- Kölle S, Reese S, Kummer W. 2010. New aspects of gamete transport, fertilization, and embryonic development in the oviduct gained by means of live cell imaging. Theriogenology, 73:786-795.
- Olivera M, Ruiz T, Tarazona A, Giraldo C. 2006. El espermatozoide, desde la eyaculación hasta la fertilización. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 19:426-436.
- Senger PL. 2003. Pathways to pregnancy and parturition. 2nd ed. Pullman, Washington, USA: Current Conceptions, Inc.
- Rodriguez-Martinez H. 2007. Role of the oviduct in sperm capacitation. Theriogenology. 68S:S138-S146.
- Saavedra LMD. 2009. Estudio de la composición de los gránulos corticales y del oolema de ovocitos porcinos y bovinos madurados y fecundados in vitro. España: Universidad de Murcia.
- Suarez SS. 1998. The oviductal sperm reservoir in mammals: mechanism of formation. Biology of Reproduction, 58:1105-1107.

10

Capítulo 10



Establecimiento de la gestación

Juan H. Hernández Medrano

Capítulo 10
Establecimiento de la gestación

Juan H. Hernández Medrano

Introducción

El establecimiento de la gestación en los animales domésticos incluye tres etapas fundamentales: el reconocimiento de la gestación, la implantación y la placentación.

Dentro de la fisiología de la reproducción en los mamíferos, la implantación y la placentación constituyen procesos esenciales en la nutrición del embrión y del feto, y por lo tanto para su desarrollo; debido a ello, son etapas críticas para la producción animal ya que tienen un efecto directo sobre la eficiencia reproductiva. En los bovinos lecheros por ejemplo, se estima una tasa de fertilización cercana al 95%, aunque sólo el 55% de estos cigotos se desarrollan y llegan al parto, lo cual representa una pérdida de gestaciones cercana al 35%. Entre un 70 y un 80% de las muertes embrionarias ocurren durante las tres semanas siguientes a la ovulación, lo que coincide con el periodo en el que se establecen los procesos de implantación y placentación ya mencionados.

El desarrollo embrionario temprano depende de la sincronía de eventos entre el oviducto-útero y el embrión. Se ha determinado que la presencia del embrión puede modificar las secreciones oviductales y uterinas durante las fases tempranas de desarrollo. El ambiente endócrino materno –la predominancia de progesterona– modula también las características de las secreciones oviductales y uterinas para asegurar la sobrevivencia embrionaria en caso de que la fertilización haya sido exitosa. Si esto último ocurre, entonces el embrión deberá indicarle a la madre su existencia para que se mantengan las condiciones adecuadas en su desarrollo.

Como se mencionó antes, el embrión en su transcurso por el oviducto requiere de ciertas secreciones para poder sobrevivir y desarrollarse, sin embargo, gracias a la fertilización *in vitro*, se ha desestimado la importancia de las secreciones oviductales, ya que se ha observado que un embrión es capaz de desarrollarse en condiciones de laboratorio fuera del aparato reproductor materno durante sus etapas iniciales, y logra establecer una gestación normal que llega a término tras su reintroducción al útero. En etapas más tardías de desarrollo el embrión necesita necesariamente del medio uterino para sobrevivir y continuar su crecimiento. En el bovino, por ejemplo, el embrión sólo es capaz de elongarse estando dentro del útero, lo que indica la presencia de factores específicos necesarios para que el embrión se desarrolle de manera normal. Un medio endócrino en el que predomina la progesterona materna durante la gestación induce la secreción

del histiotrofo –o leche uterina– que permite la nutrición y la supervivencia del embrión antes de implantarse y de formar la placenta, a través de la cual luego obtendrá la mayoría del aporte y el intercambio necesarios para continuar su desarrollo intrauterino.

Segmentación y Desarrollo Embrionario Temprano

El desarrollo embrionario temprano, conocido como periodo de preimplantación, es esencial; incluye procesos de división y diferenciación celular que se llevan a cabo al principio con una elevada sincronización para garantizar el correcto desarrollo del individuo dentro del útero. Esta fase involucra el paso del cigoto (unicelular), a embrión (multicelular) y hasta concepto (cuando se distingue al embrión con sus membranas extraembrionarias). El desarrollo temprano es la etapa más dinámica y vulnerable en la formación de un individuo. Investigaciones recientes han demostrado que alteraciones en esta etapa pueden modificar características productivas o reproductivas durante la vida adulta. Es por ello que es necesario conocer las etapas fisiológicamente normales involucradas en este proceso (**imagen 10.1**). En fases más tardías de desarrollo, el embrión se convertirá en feto con todos los sistemas y tejidos diferenciados observados en un animal adulto.

Después de la fertilización (**capítulo 9**), el cigoto resultante es capaz de dar origen a un nuevo organismo completo, por lo que se le considera como una célula totipotencial. El desarrollo embrionario comienza y se logra gracias a una serie de divisiones mitóticas conocidas como segmentación (cleavage, en inglés). La primera división mitótica da origen a dos células hijas idénticas (**imagen 10.1**), y ocurre alrededor de las 20 a las 30 h después de la fertilización, con divisiones subsecuentes cada 12 a 24 h, dependiendo de la especie. Las células resultantes de estas divisiones se conocen como blastómeros. La orientación de la división inicial que da origen a los dos primeros blastómeros, parece estar guiada por la posición de los cuerpos polares.

Las divisiones iniciales de las células embrionarias son sincrónicas, sin embargo, conforme avanza el desarrollo se vuelven asincrónicas. Así pues, la división mitótica inicial da origen a un embrión de dos células (dos blastómeros), la segunda a un embrión de cuatro células, la tercera a uno de ocho células y la cuarta a uno de 16 células. Estas divisiones se llevan a cabo sin el aumento del volumen del citoplasma, con el objeto de que se restablezca una proporción celular más acorde a la de las células somáticas, ya que el ovocito es la célula más grande del organismo (un ovocito mide entre 100 y 150 µm del ovocito, mientras que una célula somática mide de 10 a 20 µm); asimismo porque el embrión aún está contenido dentro de la zona pelúcida (**imagen 10.1**).

Uno de los puntos críticos durante el desarrollo embrionario temprano es la activación del genoma embrionario. Durante las etapas iniciales después de la fertilización, las proteínas y ARNs "heredados" del ovocito son responsables del metabolismo y desarrollo inicial del embrión. No es sino hasta la etapa de cuatro (ratones) u ocho blastómeros (especies domésticas y humano) en la que el em-

brión comienza a sintetizar su propio ARNm y las proteínas específicas que requiere para controlar su crecimiento y metabolismo. La calidad del ovocito que es fertilizado, en consecuencia, tiene un gran impacto sobre la sobrevivencia inicial del embrión.

Cuando el embrión alcanza un promedio de 16 a 32 células se le conoce como mórula (del latín *morus*: mora), y en esta etapa el embrión empieza a compactarse, lo cual ocurre porque comienzan a establecerse distintas uniones celulares, según la relación espacial entre los blastómeros. Las células centrales desarrollan entre ellas uniones de hendidura, conocidas también como uniones GAP, mientras que las que se encuentran en la periferia establecen uniones estrechas, dando origen a dos subpoblaciones distintivas de blastómeros: periféricos y centrales. Cabe mencionar que los blastómeros que componen a la mórula aún son células capaces de dar origen a un nuevo individuo completo, es decir, son totipotenciales.

Conforme la mórula continúa dividiéndose y creciendo, las células localizadas a la periferia comienzan a liberar sodio hacia los espacios intercelulares, creando una diferencia en la presión osmótica que es seguida por la entrada de agua al embrión. El líquido se acumula, y provoca la separación de las células, distinguiendo aún más las dos subpoblaciones celulares mencionadas (periféricas y centrales) y se forma una cavidad llena de líquido. A esta cavidad se le conoce como blastocele; con su formación el embrión entra en etapa de blastocisto (**imagen 10.1**). De la subpoblación celular de la periferia se origina al trofoblasto (trofectodermo), que formará a la mayoría de las membranas extraembrionarias, y de la sub-población central se establece la masa celular interna o embrioblasto, que dará origen al feto.

Al continuar la multiplicación y crecimiento del trofoblasto conforme se desarrolla el blastocisto, las células de la masa interna se diferencian nuevamente en dos segmentos distintos: el endodermo primitivo –o hipoblasto– y el epiblasto (**imagen 10.1**), donde se originan todos los tejidos del organismo y las células germinales primordiales (**capítulo 2**). Una vez formado, el epiblasto continúa dividiéndose y diferenciándose para dar origen a las tres placas o capas germinales conocidas como endodermo, mesodermo y ectodermo. A este proceso se le conoce como gastrulación, y durante él se diferencian en el embrión las porciones craneales, caudales, dorsales y ventrales, proceso que se conoce como polaridad del embrión, el cual guía el desarrollo de los diversos tejidos y órganos del individuo.

Conforme el blastocisto continúa creciendo y diferenciándose, se va acumulando más líquido en el blastocele, con lo que la presión interna incrementa y la zona pelúcida comienza a adelgazarse. Este hecho, junto a la acción de las proteasas producidas por el embrión, lleva a la ruptura de la zona pelúcida y a la salida del blastocisto –eclosión–, por lo que una vez liberado, al embrión se le conoce como blastocisto eclosionado. El trofoblasto embrionario entra entonces en contacto directo con el endometrio, lo cual se considera como el inicio de la implantación.

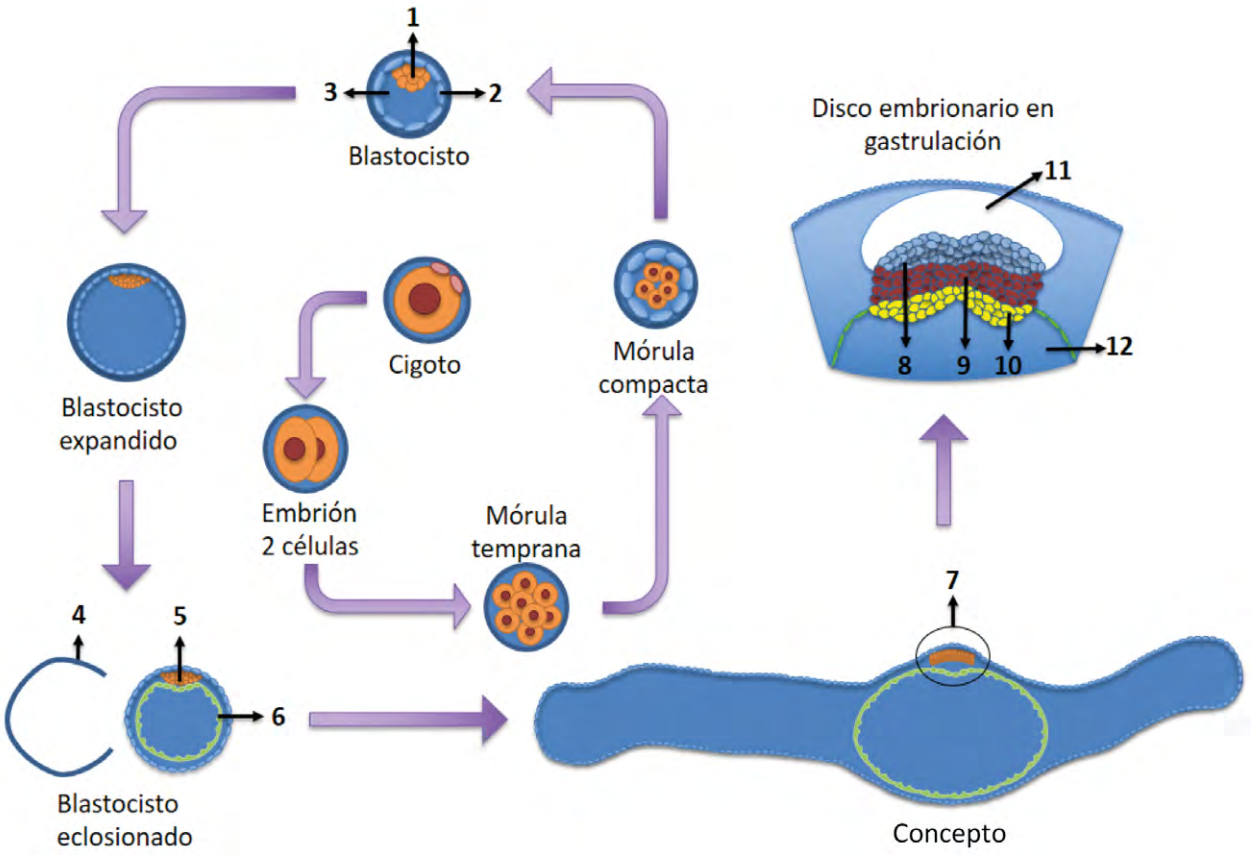


Imagen 10.1: etapas del desarrollo embrionario temprano, elongación y gastrulación en rumiantes. **1**, masa celular interna; **2**, trofoblasto; **3**, blastocele; **4**, zona pelúcida; **5**, epiblasto; **6**, hipoblasto; **7**, disco embrionario; **8**, ectodermo; **9**, mesodermo; **10**, endodermo; **11**, amnios; **12**, saco vitelino. (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano).

Implantación

El trofoblasto embrionario –también conocido como trofectodermo– da origen a la mayoría de las membranas fetales o placenta fetal. Al proceso en el cual el trofoblasto se une al endometrio materno se le conoce como implantación; para ello ocurre una serie de procesos altamente sincronizados que involucra secreciones tanto embrionarias como maternas, e interacciones físicas, durante un periodo limitado conocido como ventana de receptividad. La implantación es considerada un proceso gradual que genéricamente se divide en cinco fases, algunas de las cuales pueden superponerse parcialmente y diferir según la especie:

- Eclosión del blastocisto de la zona pelúcida
- Precontacto y orientación del blastocisto. Es el contacto inicial entre las células del trofoblasto y el epitelio endometrial, así como la orientación de la masa celular interna y el trofectodermo, misma que adquiere especial importancia en especies cuya implantación es invasiva, como en los roedores y en los primates.

- Aposición. Se refiere al posicionamiento del blastocisto en una zona determinada y de una forma específica en el útero. Comienza la interdigitación de las vellosidades coriónicas con el epitelio luminal del endometrio.
- Adhesión. Requiere de sistemas de señalización que involucran glicoproteínas de adhesión, como las integrinas, las selectinas y las galactinas, con sus ligandos, tanto en en el epitelio luminal como en el trofoectodermo.
- Invasión endometrial. Este término se relaciona al tipo de placentación y es pertinente sobre todo para aquellas especies en las que hay una fusión entre células del trofoblasto y del epitelio del endometrio durante la formación de la placenta, o en las que las células trofoblásticas penetran las capas endometriales e incluso modifican a las células del endometrio que las rodean.

Un hecho necesario en la implantación es la pérdida de receptores para la progesterona en el epitelio luminal del endometrio, y una presensibilización del mismo por los estrógenos. A pesar de parecer un efecto contradictorio, este requisito permite la desaparición de una capa de mucina y de otros compuestos proteicos, que recubren al endometrio y que actúan como una película antiadherente que inicialmente no permite la aposición y la adhesión del embrión. La desaparición de esta capa ocurre durante la ventana de receptividad, ya sea en toda la superficie del endometrio (rumiantes, cerdos y roedores) o en las zonas específicas donde se implantará el blastocisto (humano y conejo). Por esta razón, la interacción física entre el embrión y el endometrio juega un papel importante en la implantación. Una vez desaparecida la capa de glicoproteínas, es posible la aposición del trofectodermo embrionario y de las células epiteliales del endometrio, con lo que se inicia la implantación propiamente dicha a través de la intercomunicación entre ambos tejidos.

La implantación se puede considerar como la fijación del embrión al útero desde el punto de vista físico y funcional. Sin embargo, como se trata de un proceso progresivo y gradual, en el que algunas de sus fases pueden superponerse de modo parcial, no existe un consenso acerca del lapso en el que se inicia y se concluye. En la borrega, por ejemplo, se estima que ocurre entre el día 10 y el 22, mientras que en la vaca entre el día 11 y el 40 posovulación.

En las especies políticas, los blastocistos se distribuyen a lo largo de los cuernos uterinos como resultado de movimientos musculares de la pared uterina, al parecer regulados por prostaglandinas y por otros factores secretados por el útero. Por ejemplo en cerdas, los blastocistos se mueven libremente entre los cuernos, y la distribución de los embriones al implantarse es más uniforme de lo que podría esperarse si ocurriera meramente al azar. Se ha observado que la deficiencia en la producción uterina de ácido lisofosfatídico 3 (LPA3), y/o su receptor, ocasiona una falla en la distribución de los embriones en el útero. Por otro lado, no hay evidencia de que un blastocisto implantado ejerza alguna influencia inhibitoria sobre la implantación de otro blastocisto cercano a él.

Cómo se ha visto, el proceso de la implantación incluye una compleja interacción entre el embrión y el útero, y cada uno de ellos

provee de estímulos esenciales para favorecer la progresión del otro, presentándose diferencias en tiempos y particularidades dentro de las diferentes especies.

Cerda

El período de adhesión se ubica entre los días 12 y 24 después de la fertilización. Alrededor del día siete, el blastocisto ha eclosionado, por lo que el trofoblasto se encuentra en contacto directo con el epitelio uterino y comienza a proliferar con rápidez. El endodermo se forma y el blastocisto cambia de una pequeña vesícula esférica a un tubo muy alargado que llega a medir cerca de un metro en pocos días, lo que le provee de una superficie muy amplia para la absorción de nutrientes.

Perra

Los embriones migran entre ambos cuernos uterinos del día 12 al 17 después de la fertilización, distribuyéndose de manera uniforme. Estos embriones se adhieren al endometrio entre los días 16 y 18, y alcanzan su implantación final entre el día 17 y el 20 de la gestación. Cabe señalar que en los caninos el periodo de preimplantación es el más largo de las especies domésticas, lo cual ocurre debido a que la perra ovula ovocitos inmaduros (ovocitos primarios) que necesitan madurar durante dos a tres días, para formar ovocitos secundarios, antes de que la fertilización sea posible. Por ello, el cigoto canino llega a la unión útero-tubárica entre el el séptimo y el décimo día después del pico preovulatorio de LH (la ovulación ocurre en promedio dos días después del pico de LH), entrando al útero en etapa de mórula o blastocisto alrededor de los días 10 a 12 después del citado pico.

Oveja

El desarrollo temprano del blastocisto es muy similar al de la cerda. Se ha observado cierto grado de adhesión desde el día 10 de la gestación, pero la elongación del embrión es menos extensa que en cerdos e inicia entre el día 11 y el 12. Para la tercera semana el embrión ovino llega a medir hasta 30 cm de largo. El proceso de implantación se completa aproximadamente entre la cuarta y quinta semana de gestación (**imagen 10.2**).

Vaca

El curso del proceso de implantación es similar al de la borrega, pero se inicia más tarde. La zona pelúcida se pierde alrededor del día 9 a 10 (blastocisto eclosionado) y el embrión comienza a elongarse alrededor del día 12 a 14, alcanzando una longitud cercana a los 60 mm para el día 16, aunque puede haber una gran variación individual. A partir del día 33, el corion se forma y existe una adhesión inicial que incluye a dos o cuatro cotiledones, que se interdigitan rápidamente con el tejido materno de manera que el embrión empieza a nutrirse a través de ellos.

Yegua

El blastocisto alcanza un diámetro de cinco centímetros a los dos meses y prácticamente no se elonga. Entre los días seis y siete posteriores a la ovulación, el embrión comienza a recubrirse de una capa glicoproteíca que se forma entre el trofoectdodermo y la zona pelúcida y que contiene y mantiene al embrión esférico después de haber eclosionado. Esta cápsula es una estructura única en los equinos –cápsula embrionaria–, se adelgaza

en el día 18 y se pierde entre los días 21 y 23 de gestación. En la décima semana las microvellosidades del corion se interdigitan con la mucosa de la pared uterina y en la semana 14 se completa la implantación.

Especies no domésticas

En algunas especies como los marsupiales, los úrsidos, las focas, las comadrejas y algunos tipos de cérvidos, puede detenerse temporalmente el desarrollo del embrión *in utero* y posponerse su implantación, como estrategia evolutiva para favorecer el que las crías nazcan en condiciones medioambientales favorables para su supervivencia. Esta estrategia es conocida como diapausa y puede ser una condición obligada o facultativa para cada gestación, dependiendo de la especie. Los mecanismos que la desencadenan y la concluyen no están del todo explicados y son especie específicos.

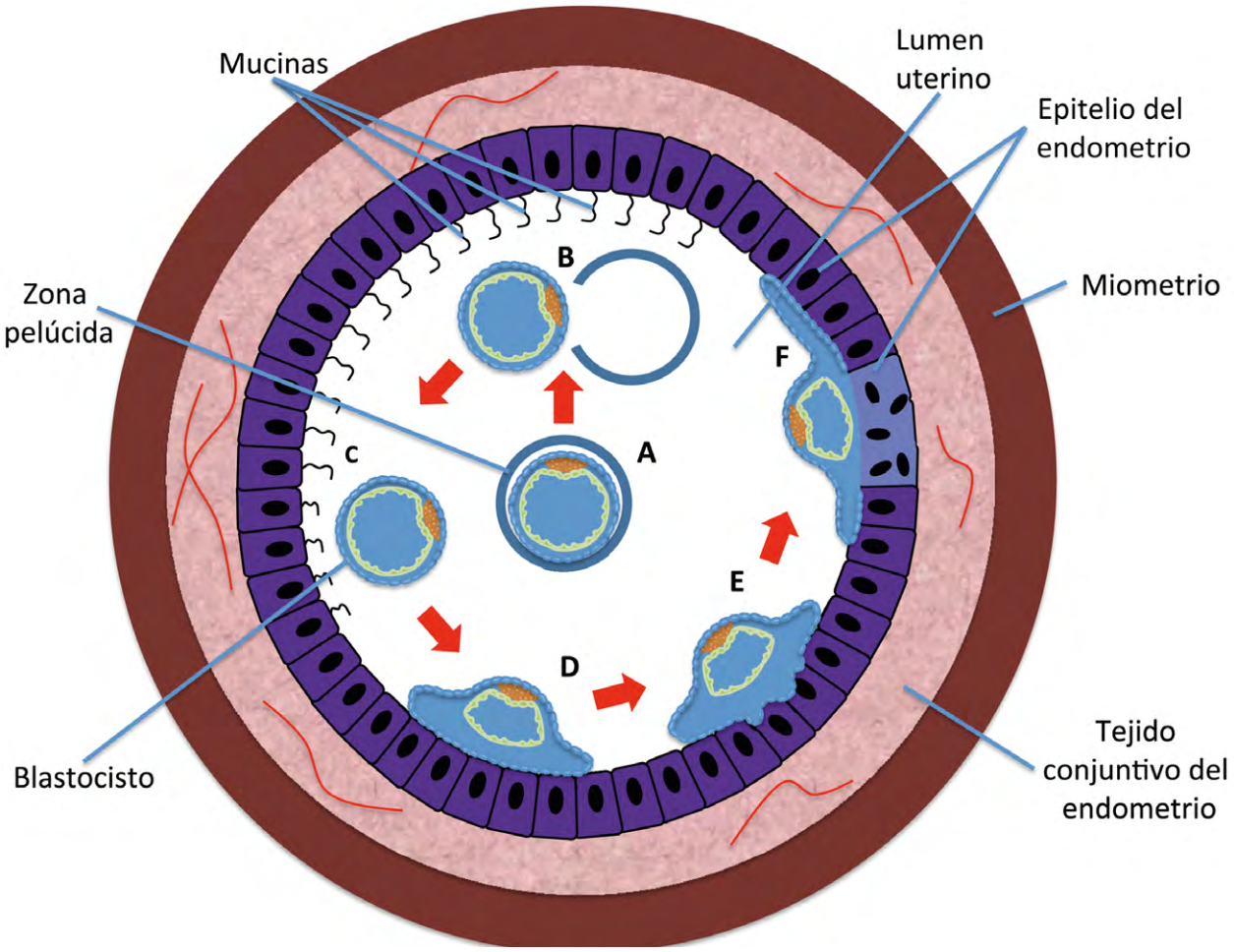


Imagen 10.2: fases de la implantación en ovinos: **A**, embrión en lumen; **B**, eclosión del blastocisto de la zona pelúcida; **C**, precontacto; **D**, aposición; **E**, adhesión; **F**, invasión endometrial (fusión endometrial) (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano).

Reconocimiento Materno de la Gestación

El establecimiento de la gestación en los mamíferos domésticos requiere de la presencia de un CL funcional que produzca progesterona en cantidades adecuadas para mantener el desarrollo embrionario temprano y permitir los cambios necesarios durante el periodo de peri-implantación.

Para que el cuerpo lúteo se mantenga y se evite que la hembra reinicie un nuevo ciclo estral, el embrión debe señalar su presencia a la madre. La señal para el reconocimiento materno de la gestación proviene entonces del embrión y puede ser de dos tipos: luteotrópica o anti-luteolítica. En la primera la(s) substancia(s) producida(s) por el embrión que actúa(n) sobre el cuerpo lúteo para mantener su funcionalidad, por ejemplo la gonadotropina corionica humana (hCG) y la prolactina en roedores. El segundo tipo de señal evita activamente la luteólisis, y es el mecanismo presente en las especies domésticas, en las que el embrión produce sustancias como el interferón tau (IFNt) en los rumiantes o los estrógenos en los cerdos.

Rumiantes

Como ya se mencionó, el IFNt es el encargado de la señalización para el reconocimiento materno de la gestación en esta especie. Es un factor producido por las células del trofoblasto del embrión, y puede detectarse a partir del día 11 a 12 en ovinos y del 14 al 15 en bovinos.

Una vez secretado, el IFNt evita la lisis del cuerpo lúteo (efecto anti-luteolítico) a través del bloqueo indirecto de la síntesis de prostaglandina F2 alfa ($PGF_2\alpha$). En el capítulo 6, Ciclo Estral, se explicó que la luteólisis requiere la presencia de receptores a oxitocina (OTR) en el endometrio, los cuales al unirse a su ligando, la oxitocina –proveniente inicialmente del hipotálamo y más tarde de origen lúteo–, estimulan la producción de $PGF_2\alpha$ y establecen una retroalimentación positiva, que culminará en la destrucción del CL. Para que puedan sintetizarse los OTR es necesaria una previa estimulación del endometrio con estradiol, que ocurre a través de la unión con sus receptores (ER-1). El mecanismo mediante el cual el IFNt evita la lisis del cuerpo lúteo es bloqueando, directa o indirectamente, la síntesis de OTR y en consecuencia la producción pulsátil de $PGF_2\alpha$.

Cerdos

En el caso de los cerdos, se considera que la señal embrionaria para el reconocimiento materno de la gestación son los estrógenos, producidos por los embriones alrededor del día 11 al 12 post-ovulación. El endometrio porcino produce la $PGF_2\alpha$ que, cuando no hay gestación, es secretada hacia la circulación uterina (secreción endócrina), desde donde es llevada hacia el CL para provocar la luteólisis. Si hay embriones en el útero produciendo suficiente estradiol, éste redirige la secreción de $PGF_2\alpha$ hacia el lumen uterino (secreción exocrina), impidiendo que sea liberada hacia la circulación y por tanto queda secuestrada evitando que llegue al cuerpo lúteo. Es importante enfatizar que la producción de $PGF_2\alpha$ no se inhibe, sino que se redirige su secreción. A este mecanismo se le conoce como la teoría endócrina-exocrina.

Cabe mencionar que para que la señal de reconocimiento materno de la gestación en la cerda sea eficiente, es necesaria la presencia

de al menos cuatro embriones, dos en cada cuerno, ya que de no ser así la luteólisis ocurre y se reinicia la actividad cíclica.

A pesar de que los estrógenos son identificados como la señal de reconocimiento materno en esta especie, el embrión porcino también produce otros factores, como la PGE_2 y el ácido lisofosfatídico, considerados necesarios para el establecimiento adecuado de la gestación. La PGE_2 ocasiona una reducción en la producción de $PGF_2\alpha$ a favor de la PGE_2 en el endometrio y favorece la contracción del miometrio para permitir la migración embrionaria. El ácido lisofosfatídico, junto con su receptor, es un factor crítico que favorece la migración intrauterina, y permite una distribución adecuada de los embriones a lo largo de los cuernos. Otras sustancias producidas por el embrión porcino son el IFN delta y el IFN gama, que no tienen acción antiluteolítica, pero pudieran intervenir en el proceso de implantación.

Equinos

En la yegua es indispensable que el embrión, todavía rodeado de su cápsula embrionaria, migre de 12 a 14 veces por día a través del útero, entre los días 12 y 14 después de la ovulación, para poder distribuir el factor de reconocimiento materno. Aunque se sabe que existe, éste último aún no se ha identificado, pero se ha establecido que es de naturaleza proteica y su principal efecto es la inhibición de la producción endometrial de $PGF_2\alpha$, mediante la reducción en la formación de receptores de oxitocina; de esta manera se evita el inicio de la señal luteolítica. Es interesante notar que en esta especie la oxitocina no es de origen lúteo sino endometrial.

Primates

A diferencia de las especies domésticas mencionadas, el mecanismo de acción de la señal de reconocimiento materno en los primates es luteotrópico. En el humano, el embrión produce la gonadotropina coriónica humana (hCG) después de iniciada la implantación (días 6 a 8). La hCG extiende la vida funcional del CL a través de su unión con los receptores lúteos para LH, estimulando por tanto la liberación de progesterona. Este efecto permite la "supervivencia" del CL por lo menos hasta el momento en el que la producción de progesterona es transferida a la placenta para llevar la gestación a término.

Carnívoros

En la perra no es necesario el reconocimiento de la gestación, ya que normalmente el cuerpo lúteo tiene una vida media mayor a la duración de la gestación. Al igual que en la yegua, la migración de los embriones a través del útero antes de la implantación puede favorecer el reconocimiento materno. De manera adicional, se ha descrito que durante el periodo de previo a la implantación (< 10 días después de la ovulación), hay un incremento en la expresión de genes relacionados con la inmunomodulación local (IFN gama, IL-4 y CD8+), que no están presentes en perras durante el diestro. La producción de IFN gama por parte del embrión canino, como en otras especies, pudiera estar involucrada en la implantación o el reconocimiento de la gestación, pero hasta el momento no se ha demostrado de manera inequívoca.

En la gata doméstica, el factor que favorece el reconocimiento materno de la gestación todavía no ha sido descrito.

Habrá que recordar que sea cual fuere el mecanismo involucrado, la producción de la señal embrionaria de reconocimiento materno de la gestación es importante, ya que la continua presencia de progesterona en la circulación materna, hace posible que ocurra el desarrollo temprano del embrión y eventualmente la implantación, con la formación del órgano temporal más importante para el desarrollo fetal: la placenta.

Placentación

En los mamíferos domésticos el proceso de implantación es gradual y prolongado, y ocurre paralelamente a procesos como la gastrulación y la formación de las membranas extraembrionarias: saco vitelino, amnios, alantoides y corion.

La formación de las membranas extraembrionarias en los mamíferos euterios, es decir aquellos que forman una placenta completa, es un proceso indispensable que permite que el embrión se adhiera o implante al endometrio materno. Las cuatro membranas extraembrionarias mencionadas se forman a partir del trofoblasto, mesodermo y endodermo embrionarios. El saco vitelino se origina a partir del endodermo primitivo, estructura que junto con el trofoblasto y el mesodermo, forman al corión y al amnios. El amnios contiene al líquido amniótico que se encuentra en contacto directo con el embrión y es la membrana más interna. El corión, por el contrario, es la membrana más externa del embrión y por tanto es la que entra en contacto directo con el endometrio uterino materno. El alantoides se origina de una evaginación del intestino primitivo y es de donde surge el sistema vascular de la placenta fetal. Conforme el embrión se desarrolla, el saco vitelino involuciona y el alantoides se llena de líquido, por lo que éste último se fusiona con el corion para formar el corioalantoides, que se vuelve la membrana más externa y por tanto la porción fetal de la placenta.

La placenta es un órgano temporal que representa una interfase a través de la cual se lleva a cabo el intercambio bidireccional de nutrientes, gases, hormonas y otras substancias entre la madre y el feto. La unidad funcional de la placenta son las vellosidades corioalantoideas, las cuales son proyecciones pequeñas del corioalantodes que se interdigitan con el endometrio uterino, y cuya superficie de absorción permite dicho intercambio.

La placenta es un órgano endócrino capaz de producir una gama de hormonas que ayudan a controlar el ambiente uterino, favorececiendo el desarrollo del feto e incluso tiene un papel importante en el momento del parto.

En las diferentes especies la placenta tiene características particulares, por lo que existen varias clasificaciones, según su posición uterina, la distribución de las vellosidades corioalantoideas y su histología.

Posición uterina

Se refiere a la posición que el concepto guarda con relación al lumen uterino (**imagen 10.3**):

- Central. El concepto al implantarse permanece en contacto con el lumen del útero. La mayoría de las especies domésticas de importancia veterinaria están dentro de esta clasificación.
- Excéntrica. El concepto penetra el endometrio materno parcialmente, pero mantiene cierto contacto con el lumen uterino. Los roedores (ratones y ratas) y la coneja tienen este tipo de placentación.

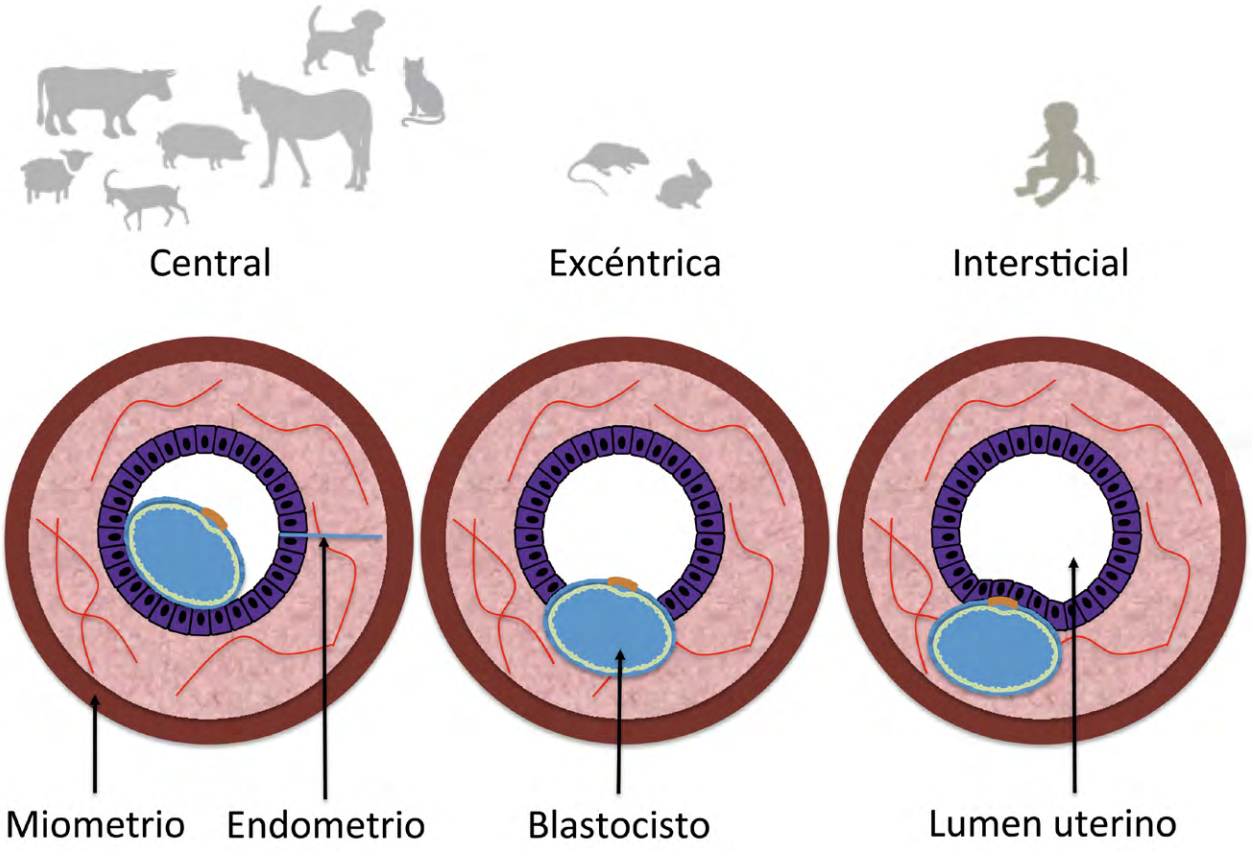


Imagen 10.3: clasificación de las placentas de acuerdo a la posición que ocupan, con respecto al lumen uterino (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

- Intersticial. El embrión invade al endometrio, pierde contacto con el lumen uterino, y al crecer el lumen uterino se oblitera. Los humanos y la mayoría de los primates muestran este tipo de placenta.

Distribución de las vellosidades

Las vellosidades que forman la interfase materno-fetal pueden estar distribuidas en distinto modo a lo largo de la superficie del corioalantoides, por lo que la placenta se puede clasificar como (**imagen 10.4**):

- Difusa. En este tipo de placenta las vellosidades se encuentran distribuidas a lo largo de toda la superficie del corion (corioalantoides) de manera uniforme. Las placentas de los cerdos y los equinos se encuentran dentro de esta clasificación, aunque en esta última especie las vellosidades forman estructuras más ramificadas, a las que se les denomina microcotiledones.
- Zonal. Esta placenta se presenta en los carnívoros domésticos, tanto caninos como

felinos. Las vellosidades que determinan la zona de intercambio de nutrientes y desechos, y de unión con el endometrio se encuentran delimitadas formando un cinturón central que rodea al feto. Se distingue asimismo una segunda región llamada paraplacenta, que se localiza a ambos costados de este cinturón, y de la que no se conoce del todo la función, aunque se sabe que juega un papel importante en el intercambio de hierro de la madre al feto. Los extremos laterales del corioalantoides en estas placentas no poseen vellosidades por lo que no se unen al endometrio.

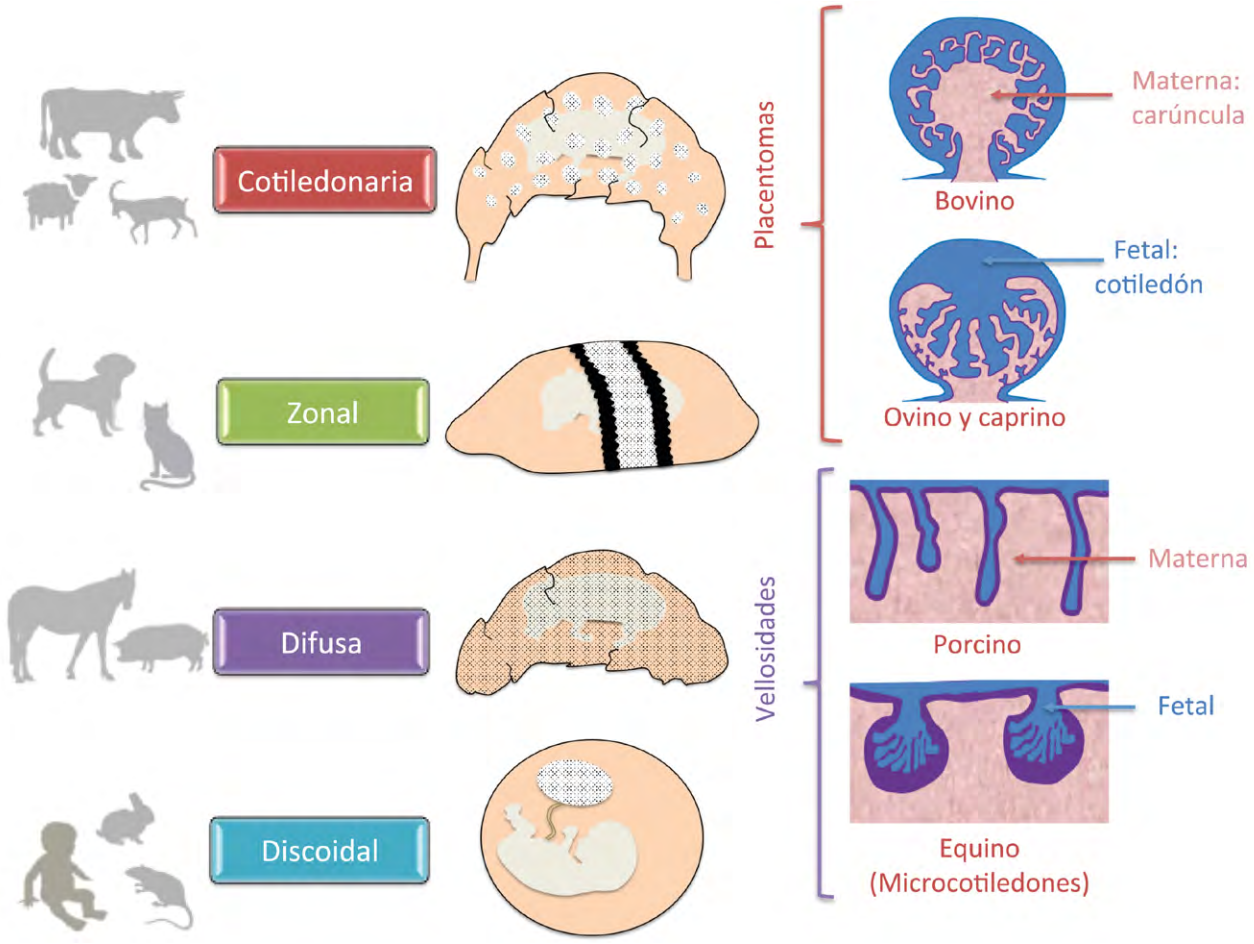


Imagen 10.4: clasificación de las placentas de acuerdo con la distribución de las vellosidades (Elaborada por M.V.Z. José Antonio Solano y Dra. Lucía Rangel).

- Cotiledonaria. Es el tipo de placentación que presentan los rumiantes (ovinos, caprinos y bovinos). Las vellosidades coriónicas en estas especies se agrupan en pequeñas zonas del corion llamadas cotiledones, que se interdigitan y fusionan parcialmente con sitios delimitados en el endometrio llamados carúnculas, formando, en conjunto, unas estructuras conocidas como placentomas. Cabe resaltar que las carúnculas carecen de glándulas endometriales, las cuales sólo están presentes en las porciones inter-carunculares del endometrio. Los placentomas por su parte están altamente vascularizados y se remodelan con el progreso de la gestación, ramificándose para aumentar la superficie de intercambio y el flujo sanguíneo al incrementarse los requerimientos del feto en crecimiento. En las zonas intercaruncu-lares la placenta se liga al endometrio por medio de sistemas de adhesión superficial que involucran glicoproteínas. Se cree que la adhesión del concepto con el endometrio (carúnculas) se establece alrededor del día 30 en ovinos y el día 40 en bovinos.
- Discoidal. En estas placentas las vellosidades se agrupan en un área circular u ovalada, formando una estructura discoidal. Este tipo de placentas se encuentran principalmente en las conejas, los roedores y los primates, incluido el humano.

Histológica

Esta clasificación considera al número de capas de tejido que conforman a la placenta y que separan la circulación materna de la fetal. El número máximo es de seis capas, tres del lado fetal (corion, tejido intersticial y endotelio del vaso sanguíneo) y tres del lado materno (epitelio endometrial, tejido intersticial y endotelio vascular) (**imagen 10.5**). La manera de distinguir y nombrar los diferentes tipos de placenta en esta clasificación es usando como prefijo a la capa materna que está en contacto con el corion fetal. Las diferentes placentas basadas en su histología son las siguientes (**imagen 10.5**):

- Epitelio-corial. Estas placentas conservan intactas las seis capas de tejido, por lo que son las que mantienen las circulaciones materna y fetal más separadas, y son consideradas por lo tanto como las más impermeables. Este tipo de placenta está presente en la cerda, la yegua y los rumiantes (**imagen 10.5 a**). Sin embargo, las placentas de los rumiantes presentan algunas características particulares que las colocan como un subgrupo y se llaman sinepitelio-corial o bien sindesmo-corial (**imagen 10.5 b**).

En la placenta de los rumiantes, algunas células del epitelio coriónico –conocidas como células binucleadas–, se fusionan con algunas células del epitelio endometrial, creando inicialmente células gigantes trinucleadas y más tarde placas o sincitios multinucleados. Estos sincitios tienen en consecuencia un origen tanto fetal como materno, que crean sitios delimitados en los que en lugar de existir intacta una capa de epitelio coriónico y otra de epitelio endometrial, se encuentra una sola capa que combina ambos orígenes. Las células gigantes binucleadas migran y cambian su número a lo largo de la gestación en forma dinámica. Este tipo celular es importante porque secreta una variedad de hormonas que serán descritas en el **capítulo 11**.

- Endotelio-corial: en este tipo de placentación el corion fetal está en contacto directo con el endotelio vascular del endometrio gracias a la erosión del epitelio y del tejido conectivo endometrial (tejido intersticial) durante la implantación (**imagen 10.5 c**). De modo que el intercambio de sustancias y desechos sólo requiere atravesar cuatro capas de tejidos. Este tipo de placenta está presente principalmente en los caninos y los felinos.

- Hemo-corial: aquí el epitelio coriónico está intacto y entra en contacto directo con la sangre materna en regiones en las que se forman reservorios de sangre –similares a pozos– (**imagen 10.5 d**). El intercambio de sustancias y desechos entre la madre y el feto es más directo debido a que sólo se necesita atravesar tres capas para llegar hasta la circulación fetal. Algunas especies de primates, incluyendo al humano, y los roedores (ratas y ratones) poseen este tipo de placentación.

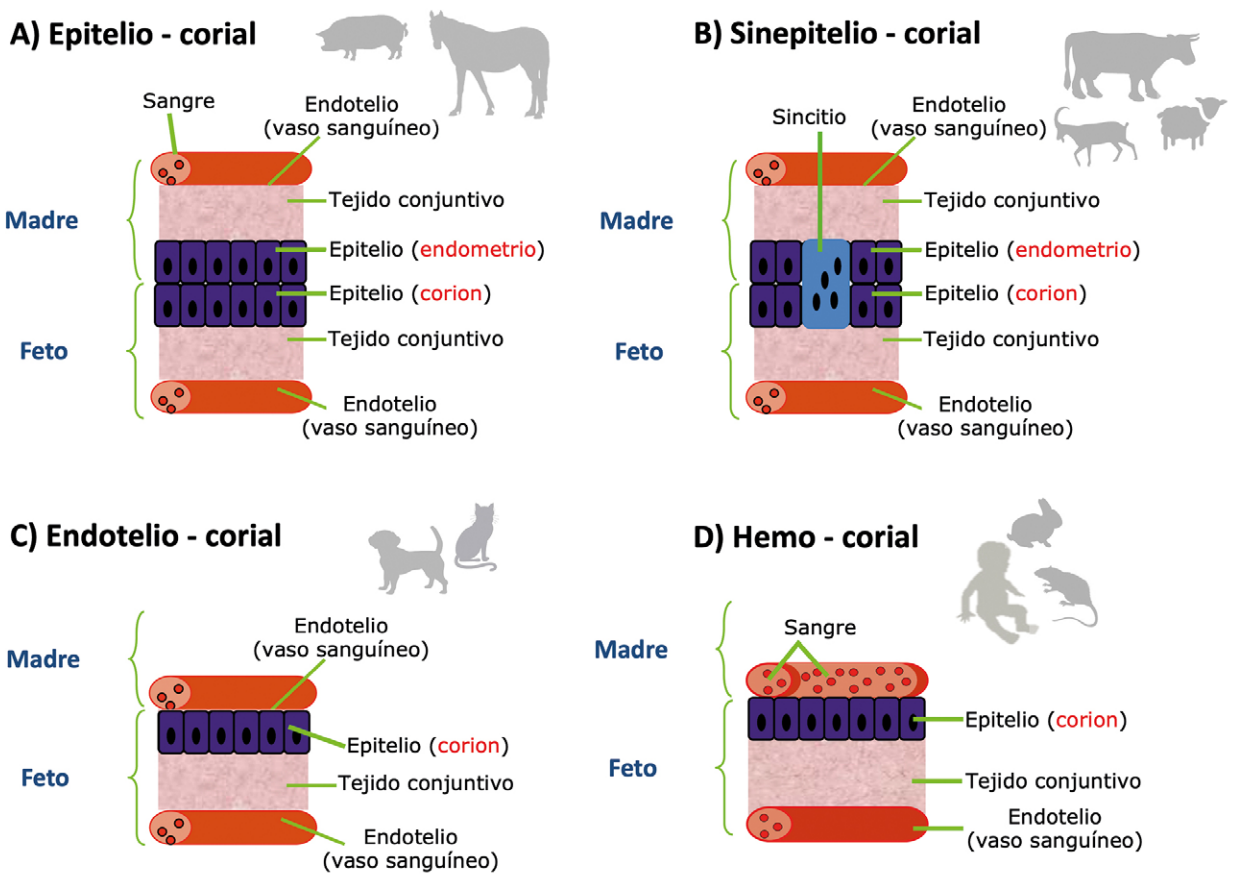


Imagen 10.5: apas histológicas, maternas y fetales, que conforman a los diferentes tipos de placentas. **Nota:** la placenta sinepitelio-corial (o sindesmo-corial) puede considerarse como un subgrupo de la placenta epitelio-corial (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano y la Dra. Lucía Rangel).

Referencias

- Ambrosio C, dos Santos Martins D, Miglino M, Leiser R, Pfarrer C, Wenceslau C. The carnivore pregnancy: the development of the embryo and fetal membranes. Theriogenology. 2006; 66(6-7): p. 1699-702.
- Bayless K, Bazer F, Burghardt R, Johnson G, Spencer T, Wu G. Novel pathways for implantation and establishment and maintenance of pregnancy in mammals. Molecular Human Reproduction. 2010; 16(3): p. 135-152.
- Bazer F, Burghardt R, Johnson G, Palmarini M, Spencer T. Pregnancy recognition and conceptus implantation in domestic ruminants: roles of progesterone, interferons and endogenous retroviruses. Reproduction in Fertility Development. 2007; 19(1): p. 65-78.
- Can A, Demir N, Sozen B. Cell fate regulation during preimplantation development: A view of adhesion-linked molecular interactions. Developmental Biology. 2014; 395(1): p. 73-83.
- Carter A. Evolution of placental function in mammals: the molecular basis of gas and nutrient transfer, hormone secretion, and immune responses. Physiological Reviews. 2012; 92(4): p. 1543-1576.
- Ferrer-Vaquer A, Hadjantonakis A. Birth defects associated with perturbations in preimplantation, gastrulation, and axis extension: form conjoined twinning to caudal dysgenesis. WIREs Developmental Biology. 2013; 2(4): p. 427-442.

- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Guillamot M. Cellular interactions during implantation in domestic ruminants. Journal of Reproduction and Fertility. 1995; 49: p. 39-51.
- Klein C, Troedsson M. Maternal recognition of pregnancy in the horse: a mystery still to be solved. Reproduction and Fertility Development. 2011; 23(8).
- Loke C, Moffet A. Immunology of placentation in eutherian mammals. Natural Reviews of Immunology. 2006; 6: p. 584-594.
- Pretzer S. Canine embryonic and fetal development: A review. Theriogenology. 2008; 70(3): p. 300-303.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.
- Verstegen J, Verstegen-Onclin K. Endocrinology of pregnancy in the dog: A review. Theriogenology. 2008; 70(3): p. 291-299.

11

Capítulo 11

Endocrinología y diagnóstico de gestación

Juan H. Hernández Medrano

Capítulo 11
Endocrinología y diagnóstico de gestación

Juan H. Hernández Medrano

Introducción

La definición práctica de gestación se refiere al periodo que transcurre entre la fertilización y el parto, durante el cual se lleva a cabo el desarrollo embrionario y fetal (**cuadro 11.1**). Sin embargo, no todas las gestaciones llegan a término, por lo que, además del parto, se puede considerar como punto final de la gestación a la muerte fetal o, aun, al aborto.

En el **cuadro 11.1** la duración de la gestación en las diferentes especies se presenta en forma de rango debido a que existe una variedad de factores que la afectan. Dentro de los más estudiados se encuentran: la raza y el sexo de la cría; el número de crías, e incluso la época del año. La influencia de ésta última adquiere principal importancia en algunas especies no domésticas (por ejemplo: úrsidos y marsupiales) en las que las hembras pueden "retrasar" la implantación, deteniendo el desarrollo embrionario hasta que las condiciones ambientales o nutricionales sean las adecuadas para incrementar la probabilidad de sobrevivencia de las crías. A esto se le conoce como diapausa.

Cuadro 11.1

Duración de la gestación en diferentes especies.

ESPECIE	DURACIÓN RANGO EN DÍAS (PROMEDIO EN MESES)	DÍA A PARTIR DEL CUAL LA PLACENTA PUEDE SOSTENER LA GESTACIÓN EN AUSENCIA DE UN CUERPO LÚTEO
Mujer	260 - 270 (9)	60 - 70
Vaca	279 - 282 (9)	180 - 240
Yegua	330 - 342 (11)	70 - 100
Oveja	144 - 151 (5)	80 - 90
Gata	58 - 67 (2)	50
Cabra	145 - 155 (5)	CL necesario
Cerda	112 - 115 (3 m 3 sem 3 d)	CL necesario
Perra	58 - 65 (2)	CL necesario
Coneja	28 - 35 (1)	CL necesario

Adaptado de Senger P., Pathways to Pregnancy and Parturition; Kiriakido, Martinez y Strauss, (1996) Placental steroid hormone synthesis: unique features and unanswered questions.

Placenta y Transporte de Nutrientes

La transferencia de nutrientes a través de la placenta se lleva a cabo por los tres mecanismos básicos conocidos: difusión simple, difusión facilitada y transporte activo.

En general, los gases y el agua son transportados de acuerdo a su gradiente de concentración por difusión simple. Es de notar que la sangre fetal tiene una mayor afinidad por el oxígeno que la materna, lo que facilita su transferencia y favorece la saturación de la sangre fetal, aun cuando haya una baja presión de oxígeno. La sangre del feto circula no solamente dentro del cuerpo del mismo, sino también en la placenta, que para el feto hace las veces de pulmones. La sangre que fluye desde el corazón hacia la placenta a través de las arterias umbilicales es sangre venosa ya que no ha sido oxigenada. Al llegar a la placenta, esta sangre venosa se distribuye por la red capilar de las vellosidades placentarias, que está en un contacto más o menos estrecho con la circulación materna uterina. El oxígeno se difunde desde los vasos sanguíneos maternos hasta los capilares de la placenta, y la sangre fetal ya oxigenada (por lo tanto sangre de tipo arterial) regresa al feto a través de la vena umbilical. Esta sangre contiene también los nutrientes que se difundieron o fueron transportados desde la sangre materna. Al ingresar al cuerpo del feto, la sangre pasa primero por el hígado y luego ingresa al corazón por la aurícula derecha, siendo derivada en su mayor parte al ventrículo izquierdo a través del foramen oval para ir a irrigar a todos los órganos del feto, ya que no es necesario su paso por los pulmones para oxigenarse.

Los nutrientes como la glucosa y los aminoácidos (aa), por otro lado, son transportados principalmente por difusión facilitada; para ello se utilizan moléculas acarreadoras. La eficiencia de este transporte depende del número de capas placentarias que se tenga que atravesar, por lo que será más rápido en las placentas hemocoriales, que en placentas epiteliocoriales o endoteliocoriales. La placenta posee además transportadores activos para algunos nutrientes como son las bombas de sodio-potasio y las de calcio, que son dependientes de energía (ATP).

Se considera que la placenta es impermeable al paso de proteínas (incluyendo hormonas proteicas como la hormona del crecimiento, la insulina, el glucagón, la TSH y la ACTH, entre otras). Sin embargo, los fetos son capaces de sintetizar las proteínas que requieren para su desarrollo y metabolismo gracias al transporte de aa desde la sangre materna. Algunas inmunoglobulinas pueden atravesar la interfase feto-placentaria en especies con placentación hemocorial o endoteliocorial, pero no en aquellas cuya placenta es epiteliocorial (o sus variantes), por lo que se considera que las crías de éstas últimas nacen sin protección de anticuerpos maternos y requieren ingerir calostro lo antes posible después del parto para garantizar su transferencia a la cría.

Similar a las proteínas, los lípidos complejos no pueden atravesar la placenta, pero el feto puede sintetizarlos a partir de triglicéridos y fosfolípidos provenientes de la madre.

Algunas hormonas de bajo peso molecular, como son los esteroides, la hormona tiroidea y las catecolaminas son capaces de cruzar la placenta con relativa facilidad.

A pesar de representar un mecanismo de protección para el feto, la placenta no necesariamente es una barrera protectora, así algu-

nos virus y bacterias son capaces de atravesar la placenta e infectar al feto, lo que puede resultar en la muerte fetal y el aborto.

La placenta como órgano endócrino

Además de las funciones antes expuestas de la placenta (arriba y en el **capítulo 10**), ésta sintetiza y secreta una gran cantidad de hormonas, tanto esteroides como proteicas, cuyas funciones incluyen modular el metabolismo materno, el desarrollo de la glándula mamaria, el comportamiento materno e incluso el desarrollo fetal, además de contribuir al mantenimiento de la gestación.

Entre las hormonas esteroides, la progesterona es fundamental para el mantenimiento de la gestación en todas las especies domésticas y el hombre. Por un lado estimula la producción del histiotrofo o leche uterina y por otro es responsable del "bloqueo progestacional" del miometrio, reduciendo la contractilidad de este tejido y por tanto favoreciendo la gestación. Durante el establecimiento de la gestación la progesterona activa la expresión de una gran cantidad de genes a nivel uterino. Los patrones de concentración de esta hormona a lo largo de la gestación varían entre especies.

En la hembra gestante la progesterona puede tener dos orígenes: el(los) cuerpo(s) lúteo(s) (CL) y la placenta. La progesterona lútea normalmente mantiene el desarrollo embrionario temprano, y durante esta etapa es la única fuente de dicha hormona. Sin embargo, en etapas más avanzadas, el CL puede no ser el único responsable de mantener la producción de progesterona, ya que la placenta la sintetiza también e incluso en algunas especies puede mantener la gestación a partir de cierto momento aún en ausencia de cuerpo lúteo (**cuadro 11.1**). Por ejemplo, en ovinos, después del día 80 la placenta produce progesterona en cantidades suficientes para sostener la gestación, por lo que una lutectomía (retiro quirúrgico del CL) después del día mencionado no provoca el aborto. También la mujer puede mantener la gestación a partir de los 60 y los 70 días en ausencia de cuerpo lúteo. Sin embargo, en estas dos especies los cuerpos lúteos se mantienen en forma natural durante toda la gestación, por lo que la progesterona placentaria normalmente suplementa a la lútea (algo así como un seguro de vida para la gestación), y solamente en caso de una pérdida del cuerpo lúteo (por ejemplo: lutectomía experimental o por una condición clínica), la progesterona placentaria tendría que hacerse cargo por completo de mantener la gestación. En el caso de la vaca, la placenta comienza a producir suficiente progesterona para mantener la gestación (en caso de una lutectomía o pérdida de función lútea) a partir de los seis a los ocho meses de gestación.

En las yeguas, la placenta asume la responsabilidad de producir progesterona para mantener la gestación a partir el tercer o cuarto mes, ya que los cuerpos lúteos dejan de funcionar entre los 90 y los 150 días posfertilización.

En el resto de las hembras domésticas (cerda, cabra, perra y coneja), la pérdida del CL ocasiona aborto en cualquier etapa de la gestación debido a que la placenta solo produce cantidades marginales de progesterona.

La placenta también produce estradiol, sin embargo, la manera en la que se sintetiza es distinta entre especies. En humanos y equinos, la placenta no es capaz de producir estrógenos *de novo* (es decir de seguir toda la vía biosinté-

tica a partir de colesterol para formarlos), por lo que se requiere de andrógenos fetales como sustrato, mismos que deben ser aromatizados en la placenta para transformarse a estrógenos. Estos andrógenos son producidos por las glándulas adrenales fetales en el humano y por las células intersticiales gonadales en el equino. En contraste, la placenta de los cerdos, ovinos y bovinos posee las enzimas necesarias para la síntesis tanto de andrógenos como de estrógenos. En los bovinos, los ovinos y los equinos se ha descrito que el principal estrógeno placentario es la estrona, la cual cumple funciones importantes para el desarrollo del feto y de la placenta. Sin embargo, el aumento en su concentración podría provocar alteraciones no deseables en el organismo de la madre, por lo que antes de pasar a la circulación materna es conjugada con sulfatos, de modo que en la sangre materna circula en forma de sulfato de estrona, que es biológicamente inactivo. Las concentraciones de sulfato de estrona en la circulación materna son utilizadas como un indicador de la función placentaria y de la viabilidad fetal en dichas especies. Cabe mencionar que en los equinos, además de la estrona y el estradiol, la placenta sintetiza dos estrógenos que son específicos de los equinos llamados equilina y equilenina.

Los estrógenos producidos por la placenta son muy importantes hacia el final de la gestación, ya que en la mayoría de las especies se observa un incremento en las concentraciones en el periodo del periparto, lo cual se debe a la activación a nivel placentario de la enzima 17α hidroxilasa, por ende, desde esta etapa, la placenta comienza a sintetizar estradiol a partir de progesterona, sin necesidad de recurrir a andrógenos fetales.

La placenta, además de los esteroides, produce diversas hormonas glicoproteicas, dentro de las que tienen particular importancia las gonadotropinas coriónicas producidas en gestaciones equinas y humanas. La principal acción de estas hormonas es el mantenimiento de la función lútea para asegurar una adecuada producción de progesterona. Estas hormonas las secretan células de origen coriónico; tienen una composición química y una actividad biológica muy similares a las de las gonadotropinas hipofisiarias (LH y FSH), por lo que se les denomina gonadotropinas coriónicas. Las subunidades α de la gonadotropina coriónica humana (hCG) y de la LH humana son idénticas, pero sus subunidades β tienen diferencias en la secuencia de aminoácidos, ya que son codificadas por genes distintos (aunque emparentados). Por esta razón, las pruebas que se adquieren comercialmente en la farmacia para el diagnóstico de gestación en humanos se basan en la identificación de la subunidad β de la hCG, con el objeto de que no se confunda con la LH que puede circular en cualquier mujer no gestante.

La hCG es producida por las células del trofoblasto a partir de los días octavo a décimo después de la fertilización, e incrementa rápidamente sus concentraciones durante el primer mes de gestación, para alcanzar niveles máximos entre los dos y los 2.5 meses de gestación. La función principal de esta hormona es la del "rescate" del CL, a través de su efecto luteotrópico, para el reconocimiento y mantenimiento de la gestación (**capítulo 10**). El hecho de que las concentraciones máximas ocurran alrededor de los 60 días de gestación, asegura que para el momento en el que éstas bajan y la producción de progesterona lútea

disminuye, la placenta ya sea capaz de producir suficiente progesterona para mantener la gestación.

En equinos se produce la gonadotropina coriónica equina (eCG), anteriormente llamada gonadotropina sérica de yegua preñada (PMSG, por sus siglas en inglés: *pregnant mare serum gonadotrophin)*, cuya secuencia de aminoácidos, en la subunidad α y en la subunidad β, es idéntica a la de las subunidades correspondientes de la LH equina. Por esta razón su mecanismo de acción en el equino es semejante a la LH. La proteína producida en la placenta, sin embargo, tiene un patrón de glicosilación (adición de carbohidratos) diferente al que ocurre en los gonadotropos hipofisarios. Como resultado, la eCG tiene más carbohidratos que la LH equina producida en la pituitaria, entre los que se distingue un alto contenido de ácido siálico. Este patrón distinto de glicosilación hace que la eCG tenga una vida media más larga y una afinidad mucho menor por el receptor de LH/eCG en los ovarios, lo que se compensa por una concentración circulante en la yegua gestante cientos de veces mayor que las concentraciones de LH. La eCG es producida por las copas endometriales, que son estructuras temporales especializadas, las cuales se forman en el útero a partir de la invasión del endometrio por células que se desprenden del cinturón coriónico del embrión y que migran hacia el endometrio a partir de los días 27 a 30 de la gestación, proliferando a medida que se establecen. Alrededor del día 38 de la gestación se completa la invasión endometrial, pero debido a su origen embrionario, desencadenan un rechazo inmunológico materno y comienzan a degenerar después del día 70; se deja de secretar eCG entre los días 90 y 120. Es por ello que las concentraciones de eCG son detectables en la circulación entre los días 35 y 120, alcanzando concentraciones máximas del día 50 al día 75 de gestación. La función de la eCG consiste en estimular el desarrollo de los folículos ováricos y causar su ovulación o luteinización, con la consecuente formación de CL secundarios y accesorios, respectivamente; que aseguran la producción de progesterona hasta los días 100 a 120 de gestación, cuando dejan de tener el soporte gonadotrópico y desaparecen (tanto los accesorios como los secundarios y el CL primario). Sin embargo, a partir de ese momento la placenta equina es capaz de producir suficiente progesterona para el mantenimiento de la gestación.

Los lactógenos placentarios (LP) son hormonas polipeptídicas cuyo mecanismo de acción es similar al de la hormona del crecimiento (somatotropina, ST) y a la prolactina (mamotropina, PRL), por lo que se les conoce también como somatomamotropinas. Los LP han sido descritos en humanos, roedores y rumiantes, sin embargo, sus funciones pueden variar entre especies. En roedores y en bovinos, estas hormonas tienen acciones predominantemente mamotrópicas (es decir como PRL), y luteotrópicas, además de que favorecen el desarrollo de las glándulas endometriales y mamarias.

En humanos y en ovinos, los LP tienen acciones tanto de ST como de PRL, estimulando el crecimiento fetal mediante modulación del metabolismo materno para asegurar la disponibilidad de nutrientes (por ejemplo: la glucosa y los aminoácidos) hacia el feto. Por lo anterior, se ha descrito que los LP pueden ser secretados tanto del lado materno como del fetal, en particular en las especies en las

que modulan el crecimiento fetal. Para poder llegar a la circulación materna, los lactógenos placentarios son producidos en rumiantes por las células binucleadas que migran a partir del trofoblasto (alrededor del día 16 de la gestación), y se fusionan con el epitelio del endometrio, acercándose a los capilares maternos.

La producción de relaxina principalmente de origen placentario, ha sido descrita en primates (incluyendo al humano), equinos, felinos, caninos, porcinos y lagomorfos (por ejemplo: los conejos). En los caninos en particular, esta hormona se usa para el diagnóstico de gestación alrededor del día 30. En otras especies, como la cerda y la rata, la relaxina es producida por los cuerpos lúteos y se relaciona también con el proceso de parto por lo que se describe más específicamente en el capítulo 12. No se ha informado la producción de relaxina placentaria u ovárica en ningún punto de la gestación bovina, por lo que no participa en el parto en esta especie. Sin embargo, el estradiol, junto con algunos factores parecidos a la relaxina, son los responsables de favorecer la relajación de los ligamentos pélvicos y el canal del parto en vacas.

Otras hormonas o factores placentarios

En la placenta de humanos y de roedores se ha descrito la presencia de factores de crecimiento parecidos a la insulina (Insulin-like Growth Factors, IGFs), específicamente el IGF-1 y el IGF-2, así como los dos tipos de receptores que existen (IGFR1 e IGFR2) y los seis tipos de proteínas que son capaces de unirse a estos dos factores de crecimiento (IGFBP-1 al -6). Este sistema actúa de manera tanto endocrina como paracrina para estimular la proliferación, diferenciación y migración celular en diversos tejidos. En los roedores, este sistema está involucrado en la modulación del desarrollo fetal, ya que la ausencia de IGF-2 retrasa el crecimiento del feto. Las alteraciones en este sistema de factores están relacionadas asimismo con fallas en la modulación del crecimiento fetal en rumiantes clonados.

Las glicoproteínas asociadas a la gestación son hormonas que se desarrollaron únicamente en los mamíferos artiodáctilos (por ejemplo: cerdos y rumiantes). Se cree que funcionan como proteínas de unión o de anclaje durante la implantación. Están involucradas además, en la modulación local de la respuesta inmune materna en esta etapa. Su importancia como método de diagnóstico de gestación será explicada más adelante.

Diagnóstico de Gestación

El diagnóstico de gestación es una parte esencial del manejo reproductivo de las hembras domésticas. En los sistemas de producción pecuaria, un diagnóstico de gestación temprano es necesario para incrementar la rentabilidad, al identificar a los animales gestantes y a los no gestantes. Esta diferenciación permite tomar decisiones sobre las hembras que deben volver a servirse –monta natural o inseminación artificial– y las que serán desechadas, haciendo más eficiente el uso de los recursos. Por otro lado, en mascotas y animales de alto valor genético o estimativo, el diagnóstico de gestación temprano permite el control reproductivo en caso de que la gestación no sea deseada o que ponga en riesgo la salud de la madre.

La incorporación del ultrasonido como una herramienta en el diagnóstico de gestación

hace posible además conocer el sexo de la cría de manera temprana, lo que facilita la planeación del manejo del hato. Esta técnica es usada principalmente en bovinos y en equinos por la facilidad de manipulación transrectal del útero.

Los métodos para el diagnóstico de gestación pueden ser agrupados en tres categorías: conductuales, clínicos y de laboratorio. La elección y relevancia de cada método puede variar según la especie, por lo que serán descritos con mayor detalle en los capítulos correspondientes. Sin embargo, a continuación se hace un pequeño resumen.

Métodos conductuales

Se refieren al "no retorno al estro" y se basa en la presunción de que una hembra servida ha quedado gestante si no ha mostrado signos de estro después de transcurrido el tiempo correspondiente a un ciclo estral. Aunque, la precisión de esta prueba es baja debido a que se necesita una adecuada detección de celos, lo cual puede ser muy variable a nivel de campo. De hecho, cerca del 50% de los estros en las vacas lecheras de alta producción no se detectan. Por otro lado, en ocasiones las hembras no retornan al estro por la presencia de un CL persistente en ausencia de gestación, ya sea por una falla en la luteólisis o por una pérdida embrionaria temprana. En el caso de hembras estacionales, asimismo, si el servicio ocurre hacia el final de la época reproductiva, la ausencia de estro no necesariamente indica que la hembra esté gestante, sino que pudo haberse iniciado el anestro estacional. Más aún, existe un pequeño porcentaje de vacas –cerca del siete porciento– que muestran signos de estro estando gestantes, lo que implica que este método es poco eficiente como diagnóstico de gestación.

Métodos clínicos

La palpación transrectal es uno de los métodos de elección y el más usado para el diagnóstico de gestación en bovinos y en equinos, ya que en estas especies es un método fácil, rápido y económico.

En la vaca, la palpación transrectal es uno de los métodos más precisos y, dependiendo de la experiencia del palpador, se puede usar para el diagnóstico temprano desde los 30 o 35 días de gestación. En esta edad gestacional, se busca palpar la vesícula amniótica o el deslizamiento de las membranas fetales entre los dedos índice y pulgar. Algunos estudios informan pérdidas embrionarias como resultado de una palpación temprana incorrecta, sin embargo, si el método es llevado a cabo de manera adecuada y con cuidado, no representa ningún problema. Una desventaja de este método es que no aporta información acerca de la viabilidad fetal durante etapas tempranas, por lo que una proporción de las hembras diagnosticadas como gestantes en el día 35 podrían estar en vías de perder la gestación por muerte del embrión. Por esta razón es conveniente confirmar el diagnóstico entre los 60 y los 90 días de la gestación. Las estructuras palpables de acuerdo a la edad de gestación se presentan en el **cuadro 11.2**.

La palpación transrectal puede llevarse a cabo también en cerdos, pero depende del tamaño de la hembra y del tamaño de la mano y del brazo del palpador.

Cuadro 11.2

Estructuras palpables en bovinos y equinos de acuerdo a la edad de gestación.

BOVINO

EDAD DE GESTACIÓN DÍAS (MESES)	CÉRVIX	ÚTERO	CUERNOS UTERINOS	MEMBRANAS FETALES	VESÍCULA AMNIÓTICA (DIÁMETRO)	CUERPO LÚTEO	PLACENTOMAS	FETO (SIMILITUD DE TAMAÑO)
30 a 45 (1 - 1.5)	En cavidad pélvica		Asimetría	Deslizamiento	7 - 15 mm	Ipsilateral al cuerno gestante		
45 a 60 (1.5 - 2)			Asimetría más evidente	Deslizamiento	35 - 75 mm Tamaño de huevo			
60 a 90 (2 - 3)	Límite del piso de la pelvis	En entrada de la cavidad abdominal	Caído en cavidad abdominal, difícil retracción		> 90 mm Tamaño de toronja			Ratón (60 d)
90 a 120 (3 - 4)	En entrada de la cavidad abdominal	Alargado, lleno de líquido	Frémito de la arteria uterina del cuerno gestante				Palpables	Rata (90 d)
120 a 150 (4 - 5)	Dentro de cavidad abdominal	Dentro de cavidad abdominal, difícil palpación					Palpables	Gato pequeño (120 d)
150 a 180 (5 - 6)	Difícil retracción	En cavidad abdominal ventral	Frémito de arteria uterina evidente				Palpables	Gato grande (150 d)
180 a 210 (6 - 7)			Frémito de arteria uterina evidente				Grandes	Perro Beagle (180 d)

EQUINO

EDAD DE GESTACIÓN DÍAS (MESES)	CÉRVIX	ÚTERO	VESÍCULA AMNIÓTICA (SIMILITUD DE TAMAÑO)	FETO
16 (0,5)	Alargado y firme	Tono incrementado		
20			30 a 40 mm	
28 (1)			35 a 75 mm Huevo	
35			Limón	
42 (1.5)			Naranja	
50			Toronja	
60 (2)		Aumenta de tamaño y comienza desplazamiento a cavidad abdominal	Melón	
60 a 100 (2 - 3.5)				Tamaño semejante a una sandía (80 d)
120 a 150 (4 - 5)				Fácilmente palpable
150 a 210 (5 - 7)				No se puede palpar por encontrarse en cavidad abdominal

El uso de la ultrasonografía para el diagnóstico de gestación, principalmente el de modo B, ha ganado popularidad, ya que es uno de los mejores métodos que pueden aplicarse a todas las especies domésticas. El ultrasonido se basa en el uso de ondas de sonido de alta frecuencia emitidas por cristales especiales (piezoeléctricos) capaces de alcanzar frecuencias de ultrasonido de uno a 10 MHz. Estos cristales se encuentran alineados en un transductor, que además de emitir el sonido, es capaz de captar las ondas que se reflejan (es decir el eco) completa o parcialmente, dependiendo de la densidad de los tejidos que encuentran a su paso. Las ondas reflejadas llegan entonces al transductor que transforma este eco (sonido) en energía mecánica; ésta es convertida a su vez en energía eléctrica, de manera proporcional a la intensidad del eco (es decir a qué tanto sonido se reflejó), y es ajustada de acuerdo a la distancia que viajó el sonido y por lo tanto al tiempo que tardó en regresar. El convertidor dentro del equipo de ultrasonido, transforma la energía eléctrica en una imagen con condensación y brillo variables y proporcionales a la densidad del tejido, generando una imagen que va desde el blanco para estructuras sólidas (reflejo casi total del sonido, imágenes hiperecoicas) hasta el negro para estructuras llenas de líquido (sin eco, imágenes anecoicas), pasando por toda la gama de grises (imágenes ecogénicas). Debido a este uso del eco, al ultrasonido también se le conoce como ecografía.

Existen distintos tipos de transductores que generan diferentes imágenes; de acuerdo a la disposición de sus cristales. Sin embargo, los más usados en medicina veterinaria son los transductores lineales (con frecuencias que van de cinco a siete MHz) y los sectoriales (con frecuencias de uno a cuatro MHz). En general, la frecuencia de los transductores se traduce en un balance entre la profundidad y el detalle de la imagen; es decir, a menor frecuencia se alcanzará mayor profundidad, pero se obtendrá un menor detalle y viceversa.

Para bovinos y equinos se emplea la ultrasonografía transrectal usando un transductor lineal; se considera que el ultrasonido transrectal en estas especies es una extensión de la palpación transrectal, por lo que es necesario tener cierta experiencia en palpación transrectal para realizar un diagnóstico adecuado. En el bovino, el diagnóstico temprano por ultrasonografía se realiza generalmente entre los días 25 y 30 de la gestación, aunque la vesícula embrionaria puede observarse desde los 18 a 22 días (**cuadro 11.3**). En el equino, la vesícula embrionaria puede detectarse desde los días nueve o 10, siendo aconsejable realizar el diagnóstico antes del día 16 con el objeto de estar a tiempo para eliminar a un embrión en caso de gestaciones gemelares. La edad de la gestación en esta especie puede calcularse con precisión entre los días 10 y 45, tomando en cuenta el diámetro y apariencia de la vesícula embrionaria (**cuadro 11.3**). En bovinos y en equinos es recomendable confirmar la gestación algunas semanas después del primer diagnóstico, con el objeto de detectar pérdidas embrionarias y fetales.

En especies más pequeñas, que no permiten el uso del ultrasonido con palpación transrectal (ovinos, caprinos, porcinos, caninos y felinos), se emplea por lo general el ultrasonido transabdominal con un transductor sectorial o lineal. En ovinos y caprinos, el transductor se coloca delante de la ubre y se realiza un mo-

vimiento en "W" para abarcar toda la región ocupada por el útero. Puede realizarse con el animal parado (transductor sectorial) o en posición ventral o lateral (transductor lineal). En estas especies, el diagnóstico de gestación con transductor transabdominal se puede llevar a cabo con precisión desde los días 40 a 50 de gestación. Sin embargo, es posible hacer un diagnóstico más temprano, desde el día 25, utilizando ultrasonografía transrectal con un transductor lineal de 7.5 MHz que es adaptado para permitir su manipulación desde el exterior del animal (**cuadro 11.3**). Cabe mencionar que cuando se toma la última opción es indispensable proceder de manera cuidadosa, evitando movimientos bruscos o forzados, ya que existe el riesgo de ocasionar daño a la mucosa rectal e incluso la perforación, en casos extremos.

En los porcinos, se emplean transductores sectoriales (de 3.5 a cinco MHz) o instrumentos *doppler*. El transductor se sitúa en la región abdominal a la altura del segundo pezón (de caudal a craneal) dirigiéndose, de manera transversal en un ángulo de 45 °, hacia el frente del animal y hacia el lado opuesto al que está colocado. Con este método, el diagnóstico se puede realizar desde los días 25 a 30 de gestación.

En los caninos, el diagnóstico de gestación por ultrasonografía se realiza desde los días 25 a 30 por vía transabdominal, con la hembra de pie o en posición lateral.

Cuadro 11.3

Edad de la gestación (en días) en la que se aprecian las diferentes estructuras embrionarias y fetales durante el diagnóstico de gestación por ultrasonografía en las especies domésticas.

ESTRUCTURA SONOGRÁFICA	VACA	YEGUA	BORREGA / CABRA	CERDA	PERRA	GATA
Vesícula embrionaria	18 - 20	10 - 16	15 - 20	18 - 20	18 - 20	10 - 16
Latido cardiaco	24	24 - 25	21 - 23		24	16 - 18
Feto	28 - 30	20 - 22	25 - 30	25 - 30		16 - 20
Cotiledones /alantoides	35 - 40	20 - 22	40 - 50			25
Huesos / miembros visibles	57 - 60		70		42 - 50	30 - 33
Sexo fetal	57 - 60	60 - 70	60 - 90			38 - 43
Movimientos fetales	42 - 50	40 - 45		60		30 - 34

Tomado de Purohit G (2010).

La radiografía se utiliza con mayor frecuencia en perros y gatos domésticos, y no sólo es útil para el diagnóstico de gestación sino también para conocer el número de crías. Aunque no es tan preciso para detectar viabilidad fetal como el ultrasonido, sí es capaz de determinar algunas anomalías en los fetos sugerentes de muerte fetal. Dentro de las principales limitantes de este método se encuentran el costo y la exposición a la radiación de los productos.

Para que los fetos puedan ser observados por este método, es necesario que ya se hayan empezado a desarrollar las estructuras óseas, que en los caninos y felinos domésticos son visibles con precisión alrededor de los días 43 a 46 y 38 a 40 de gestación, respectivamente aunque algunas porciones del esqueleto fetal son visibles desde el día 23 a 25 de gestación. El cráneo fetal se observa claramente desde el día 45 de gestación en perros, mientras que en gatos, ocurre alrededor del día 38 al 44. Las dimensiones del cráneo o del largo de los fetos pueden usarse para estimar la edad aproximada de gestación, e incluso para detectar problemas potenciales debidos a una discrepancia entre el diámetro del cráneo fetal y el tamaño del canal del parto de la madre.

Pruebas de laboratorio

La prueba de progesterona se basa en la determinación de las concentraciones circulantes de progesterona y se emplea principalmente en bovinos. Se utiliza sobretodo para diagnósticos tempranos, ya que durante esta etapa la progesterona proviene del CL. En la vaca, concentraciones bajas de progesterona entre los días 18 y 24 (menores a un ng/ml) posinseminación indican que el animal no está gestante. Por el contrario, la detección de concentraciones altas (normalmente de dos a cuatro ng/ml) durante este periodo es sugerente de gestación pero no concluyente, especialmente si es una muestra única. Esto último puede deberse a que aún no se ha completado la luteolisis del ciclo previo, por variación individual, o a que ha ocurrido una muerte embrionaria/fetal temprana, en la que ya se haya franqueado la etapa del reconocimiento materno de la gestación, con la consecuente persistencia del CL que aún produce concentraciones elevadas de progesterona. Se menciona entonces que la medición de progesterona resulta muy eficiente para detectar animales no gestantes, ya que presenta una especificidad cercana al 98 %.

Esta prueba puede ser también empleada en ovinos, caprinos, equinos y cerdos (con concentraciones de progesterona entre 20 y 50 ng/ml como sugerentes de un diagnóstico positivo). A pesar de ello, algunos estudios mencionan que su efectividad para el diagnóstico de gestación en estas especies no es adecuada. Es importante mencionar que en caninos esta prueba no se utiliza debido a que las concentraciones circulantes de progesterona en perras gestantes y no gestantes son similares.

Existen también pruebas comerciales de ELISA (Enzimoinmunoensayo) que pueden hacerse a nivel de campo para la determinación de las concentraciones de progesterona, tanto en leche como en el plasma o suero. Sin embargo, no son muy utilizadas debido al alto costo por muestra, ya que si consideramos que para incrementar la certeza del diagnóstico es necesaria más de una muestra, el costo puede ser significativo.

Dentro de los estrógenos, como se mencionó con anterioridad, uno de los más producidos durante la gestación en diferentes

especies es el sulfato de estrona, que deriva de la unidad feto-placentaria. Por lo tanto, su presencia en sangre/suero, orina, leche e incluso heces fecales es un buen indicador de un diagnóstico de gestación positivo. Esta prueba es muy útil en especies silvestres o exóticas en las que una muestra de heces puede ser obtenida sin tener que capturar o inmovilizar al animal. A pesar de existir varios métodos de laboratorio (como el ELISA o el RIA) para la detección de sulfato de estrona en los diferentes fluidos biológicos o en heces, su uso se ha limitado porque se requiere de equipos especializados para realizarlos.

El sulfato de estrona puede ser medido en todas las especies domésticas, pero adquiere particular importancia en los equinos, en los que la medición de esteroides circulantes es principalmente una indicación de la viabilidad fetal. Como se mencionó anteriormente, en esta especie, un incremento en la concentración de estrógenos de origen feto-placentario puede detectarse con buenos resultados desde el día 100 de gestación. Existen pruebas comerciales en equinos para la medición del sulfato de estrona circulante que emplean tanto suero como orina. Sin embargo, estas pruebas son poco prácticas si el interés es realizar un diagnóstico de gestación temprano.

Las gonadotropinas coriónicas son producidas por los primates y los equinos. En los humanos, la hCG es la hormona utilizada en la mayoría de los métodos de diagnóstico rápido disponibles comercialmente, y pueden detectar gestaciones tempranas con una buena sensibilidad desde los ocho a 12 días de gestación. Debido a que pasa el filtro renal, estas pruebas caseras se hacen en orina. La hCG alcanza su concentración más alta cerca de los 60 días, pero está presente hasta por 20 semanas.

Por otro lado, la gonadotropina coriónica equina o eCG es producida exclusivamente por las copas endometriales entre los días 35 - 40 a 120 de gestación. Por esta razón, su utilidad como método de diagnóstico está circunscrito a este periodo. Sin embargo, hay que tener en cuenta que pueden presentarse falsos positivos en los casos en los que la yegua pierda la gestación después del día 40, ya que las copas endometriales ya establecidas continúan funcionando y secretando eCG durante varias semanas, aun si el feto ya no es viable. La determinación de esta hormona requiere de muestras sanguíneas, ya que no pasa el filtro renal.

Las glicoproteínas asociadas a la gestación son una familia de glicoproteínas producidas por la unidad feto-placentaria de los rumiantes principalmente, aunque también se encuentran en otros artiodáctilos. Incluye a las PAGs (pregnancy associated glycoproteins, por sus siglas en inglés), y a las proteínas específicas de la gestación (PSG, pregnancy specific glycoproteins), de las que se han aislado dos tipos en bovinos, tipo A y tipo B. Las glicoproteínas asociadas a la gestación pueden detectarse con resultados consistentes en la circulación materna alrededor del día 30 posinseminación y se mantienen en niveles elevados durante toda la gestación y hasta el día 100 posparto. La determinación de estas proteínas, como herramienta de diagnóstico de gestación, se realiza sobre todo a través de inmunoensayos (tanto RIA como ELISA), con buenos porcentajes de especificidad (80 - 90%) y de sensibilidad (92%). Cabe notar que las glicoproteínas asociadas a la gestación se miden principalmente en sangre y, aunque pueden ser determinadas también en leche, los niveles son sólo entre

un cuatro y un 16 % de la concentración encontrada en la circulación durante la gestación temprana.

El factor temprano de gestación es una proteína que ha sido detectada en diversas especies (humanos, ovinos, porcinos, equinos y bovinos) entre 24 y 48 h posfertilización y desaparece 24 a 48 h después de la muerte fetal. En apariencia es un factor liberado por el embrión para modular la respuesta inmune materna a nivel local. En la actualidad, existen pruebas disponibles comercialmente para humanos, y se menciona que es la única prueba capaz de detectar gestación antes de que ocurra la implantación. Su eficiencia para la detección de animales gestantes aún es baja, por lo que es poco usada. Además, en todas las especies existe un alto grado de mortalidad embrionaria antes de los días 10 a 15 de la gestación, por lo que un diagnóstico demasiado precoz no ofrece ninguna ventaja.

La relaxina es una hormona que puede detectarse por una prueba específica para el diagnóstico de gestación en caninos y felinos. Los niveles pueden ser determinados a partir de los días 20 a 30 en perras gestantes, mientras que no se encuentran en perras vacías. En felinos, la producción de relaxina parece iniciarse cerca de los 21 días después de la monta. Al parecer esta hormona contribuye al mantenimiento de la gestación mediante la inhibición de la motilidad uterina, ya que es producida principalmente por la placenta. Existen pruebas comerciales basadas en la técnica de ELISA disponibles para caninos y felinos. En los caninos se menciona que pueden ser usadas con una buena eficiencia desde el día 25 de la gestación.

Referencias

- Alitalo I, Bondestam S, Karkkainen M. Real-time ultrasound pregnancy diagnosis in the bitch. Reproduction of Domestic Animals. 2008; 44: p. 141-147.
- Allen W. Fetomaternal interactions and influences during equine pregnancy. Reproduction. 2001; 121(4): p. 513-527.
- Almond G, Bosu W, King G. Pregnancy diagnosis in swine: A comparison of two ultrasound instruments. Canadian Veterinary Journal. 1985; 26(7): p. 509-516.
- Antczak D, Noronha L. Maternal immune responses to trophoblast: the contribution of the horse to pregnancy immunology. American Journal of Reproductive Immunology. 2010; 64(4): p. 231-244.
- Anthony R, Kappes S, Liang R, Pratt S, Warren W. Quantification and cellular localization of ovine placental lactogen messenger ribonucleic and expression during mid and late gestation. Endocrinology. 1992; 131: p. 2859-2838.
- Ballam J, Fricke P, Kolb D, Silva E, Sterry R, Mathialagan N, et al. Accuracy of a pregnancy-associated glycoprotein ELISA to determine pregnancy status of lactating dairy cows twenty-seven days after timed artificial insemination. Journal of Dairy Science. 2007; 90(10): p. 4612-4622.
- Band M, Everts R, Everts-van der Wind A, Green C, Kumar C, Larson J, et al. Discovery of eight novel divergent homologs expressed in cattle placenta. Physiological Genomics. 2006; 25(3): p. 405-413.
- Barbato O, Beckers J, Canali C, Debenedetti A, Sousa N, Todini L. Validation of a new pregnancy-associated glycoprotein radioimmunoassay for the detection of early pregnancy in ewes. Theriogenology. 2009; 72(7): p. 993-1000.

- Barr F. Pregnancy diagnosis and assessment of fetal viability in the dog. Journal of Small Animal Practice. 2008; 29(10): p. 647-656.
- Battaglia F, Regnault T, Vrijer B. Transport and metabolism of amino acids in placenta. Endocrine. 2002; 19(1): p. 23-41.
- Beckers J, de Sousa N, Karen A, Szabados K, Szenci O, Sulon J, et al. Early pregnancy diagnosis in sheep by progesterone and pregnancy-associated glycoprotein tests. Theriogenology. 2003; 59: p. 1941-1948.
- Beckers J, Gajewski Z, Kleczkowski M, Melo de Sousa N, Olszewska M, Pawlinski B, et al. Concentration of bovine pregnancy associated glycoprotein in plasma and milk: its application for pregnancy diagnosis in cows. Journal of Physiology and Pharmacology. 2008; 59: p. 55-64.
- Bell A, Ehrhardt R, Fowden A, Hay W, Limesand S, Wooding F. Localisation of glucose transport in the ruminant placenta: implications for sequential use of transporter isoforms. Placenta. 2005; 26(8-9): p. 626-640.
- Breed M, Guard C, Smith M, Warnick L, White M. Comparison of pregnancy diagnosis in dairy cattle by use of commercial ELISA and palpation per rectum. Journal of the American Veterinary Medical Association. 2009; 235(3): p. 292-298.
- Bruss M, Harvey J, Kaneko J, editores. Biochemistry of Domestic Animals. 6th ed. California: Academic Press; 2005.
- Buff S, Crevat D, Fontbonne A, López P, Rauer M. Circulating relaxin concentrations in pregnant and nonpregnant bitches: evaluation of a new enzyme immunoassay for determination of pregnancy. Journal of Reproduction and Fertility. 2001; 57: p. 187-191.
- Carter A. Evolution of factors affecting placental oxygen transfer. Placenta. 2009; 30(A): p. S19-S25.
- Carter A. Evolution of placental function in mammals: the molecular basis of gas and nutrient transfer, hormone secretion, and immune responses. Physiology Reviews. 2012; 92(4): p. 1543-1576.

- Carter A, Enders A. Comparative aspects of trophoblast development and placentation. Reproduction Biology and Endocrinology. 2004; 2: p. 46.
- Cassy S, Devinoy E, Kann G, Lacroix M, Servely J, Vidaud M. Expression of growth hormone and its receptor in the placenta and feto-maternal environment during early pregnancy in sheep. Endocrinology. 1999; 140(12): p. 5587-5597.
- Christians C, Romano J. Early pregnancy diagnosis by transrectal ultrasonography in ewes. Small Ruminant Research. 2008; 77(1): p. 51-57.
- Clay C, Farmerie T, Nilson J, Sharp D, Sherman G, Threadgill D, *et al*. A single gene encodes beta-subunits of equine luteinizing hormone and chorionic gonadotropin. Endocrinology. 1992; 6(6): p. 951-959.
- Curran S, Ginther O, Pierson R. Ultrasonographic appearance of the bovine conceptus from days 20 through 60. Journal of the American Veterinary Medical Association. 1986; 189(10): p. 1295-1302.
- Doring B, Greven K, Hoffman B, Kowalewski M, Ozalp G, Schuler G. Placental steroids in cattle: Hormones, placental growth factors or by-products of trophoblast giant cell differentiation? Experimental and Clinical Endocrinology & Diabetes. 2008; 116(7): p. 429-236.
- Enders A, Liu I. Trophoblast-uterine interactions during equine chorionic girdle cell maturation, migration, transformation. The American Journal of Anatomy. 1991; 192(4): p. 366-381.
- Forsyth I, Wallis M. Growth hormone and prolactin-molecular and functional evolution. Journal of Mammary Gland Biology and Neoplasia. 2002; 7: p. 291-312.
- Freeman M, Kanycsa B, Lerant A, Nagy G. Prolactin: structure, function, and regulation of secretion. Physiology Reviews. 2000; 80: p. 1523-1631.
- Hamon M, Heap R, Monaghan S, Morgan G, Wooding F. Functional specialization in the ruminant placenta: evidence for two populations of fetal binucleate cells of different selective synthetic capacity. Placenta. 1996; 17(1): p. 75-86.

- Hay WJ. Placental-fetal glucose exchange and fetal glucose metabolism. Transactions of the American Clinical and Climatological Association. 2006; 117: p. 321-339.
- Kiriakidou M, Martínez F, Strauss-III J. Placental steroid hormone synthesis: unique features and unanswered questions. Biology of Reproduction. 1996; 54(2): p. 303-311.
- Klein C, Troedsson M. Maternal recognition of pregnancy in the horse: a mystery still to be solved. Reproduction and Fertility Development. 2011; 23(8).
- Noakes D. Pregnancy and its Diagnosis. Veterinary Reproduction and Obstetrics Arthur G, Noakes D, Pearson H, Parkinson T, editores. Philadelphia: Saunders Co.; 1999.
- Purohit G. Methods of pregnancy diagnosis in the domestic animals: The current status. Webmed Central Reproduction. 2010; 1(12).
- Pycock J. Pregnancy diagnosis in the mare. In McKinnon A, Pycock J, Samper J, editors. Current Therapy in Equine Reproduction. Philadelphia: Saunders Co; 2007.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.
- Soares M. The prolactin and growth hormone families: pregnancy-specific hormones/cytokines at the maternal-fetal interface. Reproductive biology and endocrinology. 2004; 2: p. 51.

12

Capítulo 12



Parto

Antonio I. Porras Almeraya

Capítulo 12
Parto

Antonio I. Porras Almeraya

Introducción

El parto es el proceso fisiológico por el cual el útero expulsa el feto(s) y su(s) placenta(s) al completarse el periodo de gestación; para ello es necesario que el miometrio pase de ser un tejido en reposo, estado fundamental para el mantenimiento de la gestación, a uno que se contrae en forma coordinada y activa.

La preparación para el parto comprende diversos procesos que incluyen; la maduración del feto (anatómica y fisiológicamente) para permitirle sobrevivir fuera de la madre, la preparación del canal materno o de parto (pelvis, cérvix, vagina y vulva) para facilitar el paso del feto y sus membranas, la activación del miometrio para lograr la expulsión del feto y sus membranas desde el útero hacia el exterior, y el estímulo de la glándula mamaria para proveerle leche al neonato. En este capítulo se revisan las etapas que comprenden el proceso del parto, es decir al mecanismo neuroendócrino que lo desencadena, así como las características del mismo en cada especie doméstica, lo que permitirá reconocer en qué casos ocurre un parto anormal o distócico para poder proceder a su resolución.

Etapas del Parto

Se piensa que el o los fetos son los responsables de iniciar el parto, al desencadenar una compleja cascada de eventos neuroendócrinos, que promueven las contracciones del miometrio y la dilatación del cérvix (primera etapa del parto), y que prosiguen con la expulsión del(de los) feto(s) (segunda etapa del parto) y la expulsión de la(s) placenta(s) (tercera etapa del parto). A continuación se describe cada una de las etapas del parto.

Primera etapa: "dilatación del cérvix e inicio de las contracciones del miometrio"

A esta etapa también se le denomina etapa de preparación. Se refiere al tiempo necesario para la colocación y presentación del feto en el canal materno, así como la dilatación del cérvix. En esta etapa el feto se posiciona en el canal materno gracias al comienzo de las contracciones coordinadas del miometrio, que al principio son suaves, pero que irán incrementando su fuerza. Al contraerse, el útero empuja además al feto y a sus membranas hacia el cérvix, provocando presión que favorece su dilatación (**IMAGEN 12.1**).



Imagen 12.1: vaca en fase de preparación del parto, en la que se puede distinguir la presencia del amnios que envuelve al producto a la salida de la vulva (Departamento de Reproducción, UNAM).

Segunda etapa: "expulsión del feto"

Esta etapa también se conoce como de labor. La expulsión exitosa de cada feto requiere de fuertes contracciones del miometrio y de los músculos abdominales de la madre. Una vez que se ubica en el canal materno, las contracciones del miometrio provocan que el feto entre en estados transitorios de hipoxia. En respuesta, el feto incrementa sus movimientos, lo que estimula contracciones adicionales del miometrio, que se van haciendo más fuertes, estableciéndose un sistema de retroalimentación positiva. De esta manera, las contracciones coordinadas de los músculos del abdomen (pujo) y del miometrio, asociadas con un canal materno preparado, permiten la expulsión del feto (**imagen 12.2**).

Tercera etapa: "expulsión de las membranas fetales"

En la mayoría de las especies la expulsión de las membranas fetales ocurre después de la expulsión del feto (**imagen 12.3**). Aunque en las especies politocas (es decir aquellas que paren varias crías, como la cerda, la perra y la gata) o con gestaciones gemelares (oveja, cabra), resulta difícil separar la segunda y la tercera etapas del parto, porque pueden salir varios productos y después las placentas correspondientes.



Imagen 12.2: la segunda etapa del parto se caracteriza por la expulsión del producto (Departamento de Reproducción, UNAM).



Imagen 12.3: expulsión de la placenta (Departamento de Reproducción, UNAM).

La duración del parto es variable en las diferentes especies domésticas (cuadro 12.1). Una extensión del parto más allá de los límites considerados como normales revela la posibilidad de un parto anormal o distócico, lo que puede acarrear serias dificultades tanto para cada feto, como para la madre.

Endocrinología del Parto

Los conocimientos acerca de la endócrinología del parto se han generado en un número limitado de especies, entre las que destacan los ovinos, los primates y los ratones; se observan variaciones importantes entre las mismas, lo cual indica que no es un mecanismo fisiológico simple y único. A continuación se presenta, a partir de la interpretación de la literatura actual, el modelo ovino que describe los eventos endócrinos que desencadenan al parto.

Teoría fetal del inicio del parto

El feto desencadena el proceso del parto, a través de la maduración gradual que experimenta en el eje hipotálamo-hipófisis-glándulas adrenales hacia el final de la gestación. Del mismo modo, se propone que la maduración de otros órganos fetales, así como de algunas membranas placentarias y del tejido uterino, forma parte de un conjunto de relojes biológicos que participan en desencadenar el parto.

Cuadro 12.1

Duración aproximada de las diferentes etapas del parto en varias especies domésticas.

ESPECIE	ETAPA I INICIO DE LAS CONTRACCIONES UTERINAS Y DILATACIÓN CERVICAL (HORAS)	ETAPA II EXPULSIÓN DEL(OS) FETO(S) (MINUTOS U HORAS)	ETAPA III EXPULSIÓN DE LAS MEMBRANAS FETALES (HORAS)
Vaca	2 a 6	2 a 4 h	6 a 12
Oveja (Hafez, 1989)	2 a 6	30 a 120 min	5 a 8
Cabra	2 a 12	1 a 3 h	1
Yegua (Hafez, 1989)	1 a 4	12 a 30 min	1
Cerda (Hafez, 1989)	2 a 12	150 a 180 min	1 a 4
Perra	6 a 12	3 a 12 h	

Para que comience la inducción del parto, la corteza adrenal del feto, al adquirir una masa específica a medida que avanza la gestación y volverse paulatinamente más sensible a la hormona adrenocorticotrópica (ACTH), aumenta su capacidad para secretar cortisol.

El proceso de maduración del eje hipotálamo-hipófisis-glándulas adrenales es esencial para el inicio del parto, ya que al final de la gestación el hipotálamo fetal secreta a la hormona liberadora de la ACTH también llamada CRH (por sus siglas en inglés, corticotropin-releasing hormone), que a su vez desencadena la liberación de la ACTH por la adenohipófisis, la cual estimula a la corteza adrenal del feto para producir cortisol. Este incremento que acentua los niveles de cortisol fetal, que en parte podría estar regulado también por genes reloj, origina una cascada de procesos endócrinos y bioquímicos que provocan cambios a nivel de la placenta y en consecuencia en la condición endocrina de la madre.

A nivel placentario, el cortisol fetal origina un cambio en los sistemas enzimáticos, donde específicamente induce la síntesis de las enzimas 17α-hidroxilasa, C17,20-liasa y aromatasa, lo cual produce un cambio en la esteroidogénesis hacia la producción de estrógenos, a expensas de la progesterona (**Imagen 12.4**). Estos cambios se inician de 25 a 30 días antes del parto en la vaca, siete a 10 días antes en la cerda y dos a tres días antes en la oveja.

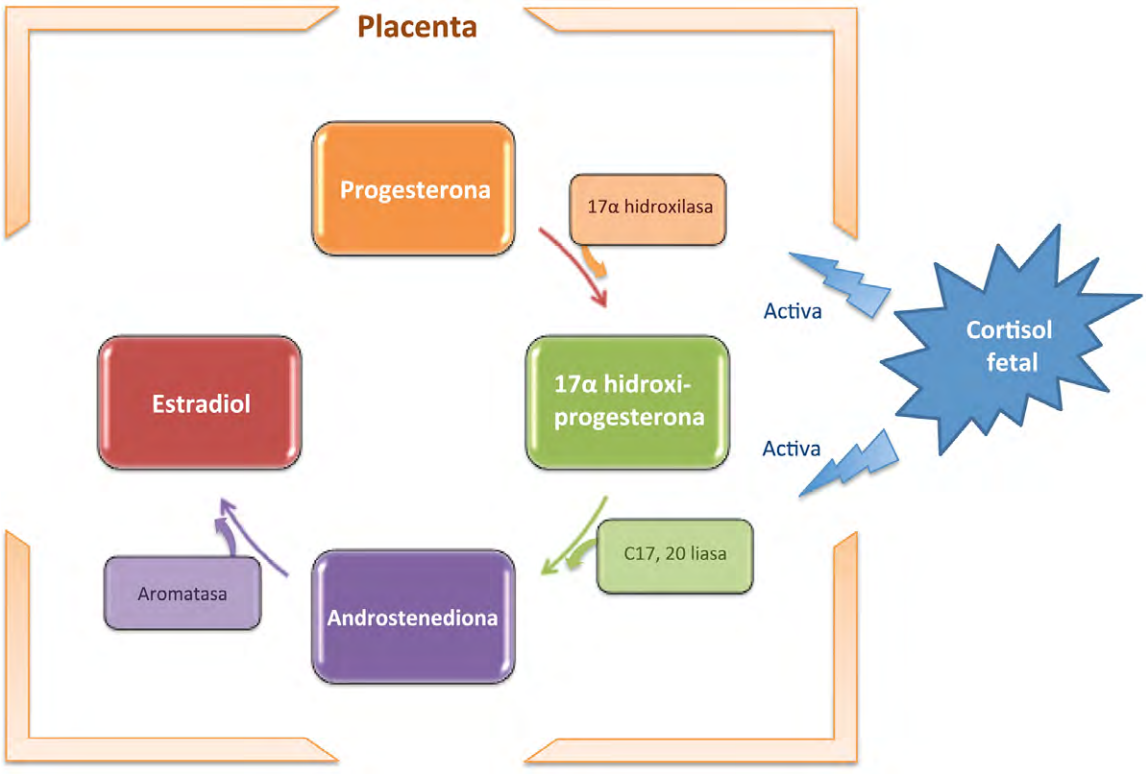


Imagen 12.4: conversión de progesterona a estradiol por los corticoides del feto. El cortisol fetal activa los sistemas enzimáticos de la placenta (específicamente a la 17α-hidroxilasa y a la C17, 20-liasa), originando un incremento en la producción de estrógenos a expensas de la progesterona (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel y el Dr. Antonio Porras).

La disminución de la progesterona permite el cese del bloqueo provocado por la misma en el miometrio, que hasta entonces se encontraba en un "estado pasivo". El aumento en la producción de estrógenos, por su parte, favorece la actividad de la musculatura uterina, al estimular la síntesis de proteínas asociadas a la contracción como son el receptor de oxitocina, los receptores de prostaglandinas y las uniones de hendidura (conocidas también como uniones GAP, que se encuentran formadas por las conexinas); estas últimas incrementan la comunicación entre las células del miometrio, para facilitar el proceso de contracción coordinada.

El aumento en el cortisol estimula también la síntesis de prostaglandina F_2 alfa ($PGF_2\alpha$) en el útero, la cual incrementa asimismo la contractilidad del miometrio. En animales domésticos y en primates, la síntesis y liberación acelerada de la $PGF_2\alpha$ inician el proceso final del parto. En ciertas especies los estrógenos son importantes para el comienzo en la liberación de la $PGF_2\alpha$, mientras que en otras, lo es la oxitocina. En la yegua, por ejemplo, la administración intravenosa de pequeñas cantidades de oxitocina cerca del final de la gestación produce una liberación masiva de la $PGF_2\alpha$ en pocos minutos y con ello se desencadena el inicio del trabajo de parto.

Los cuerpos lúteos de la cabra, la cerda y la vaca son la principal fuente de progesterona durante la gestación, su pérdida en cualquier momento (en la vaca antes del octavo mes) ocasiona la interrupción de la misma. En estas especies, la liberación de la $PGF_2\alpha$ inicia además la regresión del o de los cuerpos lúteos, que aunado a la conversión de progesterona a estradiol en la placenta, provoca una drástica caída en los niveles de progesterona de 12 a 24 h antes del parto.

Al contrario que lo descrito sobre otras especies, la yegua tiene concentraciones crecientes de progesterona (debido a la secreción de pregnenolona por las adrenales del feto entre las últimas cuatro a seis semanas de la gestación), y decrecientes de estrógenos al llegar al parto. En este caso, es la liberación masiva de la $PGF_2\alpha$ la que contrarresta el apoyo de la progesterona a la gestación, favoreciendo las contracciones uterinas.

En los primates, más que un descenso en las concentraciones de progesterona circulante al llegar al parto, se observa un bloqueo funcional de la misma a nivel uterino, el cual es probable que ocurra debido a cambios en los receptores que alteran su actividad biológica local. La elevación de estrógenos en estas especies se debe sobre todo a la aromatización en la placenta de los esteroides que provienen de las adrenales fetales.

Las contracciones uterinas al inicio del proceso de parto permiten que el feto logre su estática normal en el canal materno para el parto. A medida que el estradiol y la prostaglandina se elevan, el miometrio incrementa de manera notable su contractilidad. La $PGF_2\alpha$ tiene un efecto directo en la musculatura uterina al provocar la liberación de iones de calcio intracelular, los cuales se unen a la cinasa de miosina para iniciar el proceso de contracción muscular.

Durante la primera etapa del parto deben ocurrir la maduración y la dilatación cervical, que constituyen un proceso mediante el cual el cérvix pasa de ser una estructura cerrada durante la gestación, a ser un órgano capaz de dilatarse para permitir el paso del feto y de sus membranas. Esto requiere de una remodelación tisular intensa, que incluye edema del estroma cervical, cambios en las fibras de

colágena e invasión de neutrófilos. Diversos mediadores parecen participar en este proceso entre los que se encuentran el oxido nítrico, las interleucinas y las prostaglandinas (PGE_2 y $PGF_2\alpha$). Es importante notar que la activación de la contractilidad uterina por un lado, y el aumento en la elasticidad y la suavidad del cérvix por el otro, son acciones complementarias de las prostaglandinas.

La $PGF_2\alpha$ parece actuar en la matriz extracelular del cérvix, donde origina un incremento de los glicosaminoglicanos, los cuales afectan la agregación de las fibrillas de colágena. Es posible que la PGE_2, por su parte, actúe a través de sus propiedades vasoactivas, favoreciendo el ingreso de neutrófilos capaces de liberar colagenasa hacia el cérvix.

Otra hormona involucrada en el proceso de dilatación del canal materno es la relaxina, que puede ser producida en la placenta o en los cuerpos lúteos, dependiendo de la especie. La relaxina causa un reblandecimiento del tejido conectivo en el cérvix y promueve la elasticidad de los ligamentos pélvicos, su síntesis es estimulada por la $PGF_2\alpha$. En la **imagen 12.5** se muestran los principales eventos endócrinos que regulan el inicio del parto.

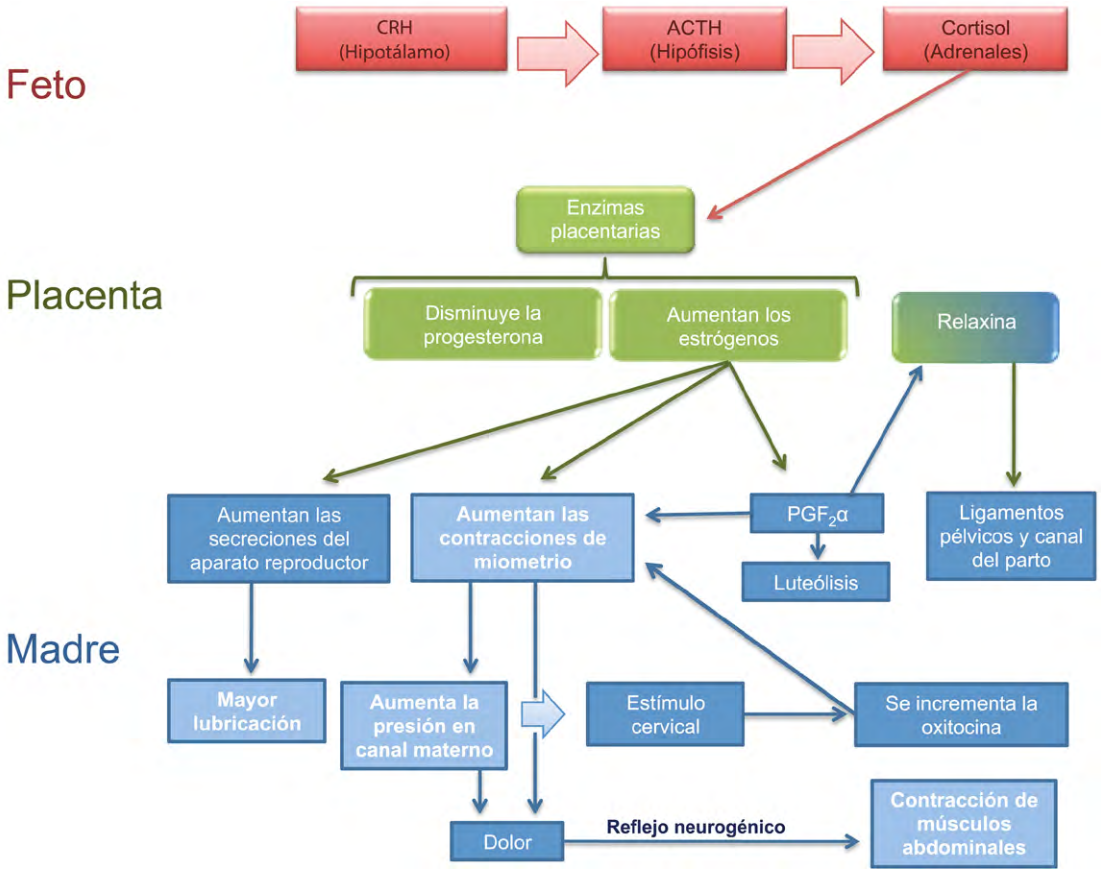


Imagen 12.5: modelo de los principales eventos endócrinos que regulan el inicio del parto (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez y el Dr. Antonio Porras).

La presión que ejerce el feto en el canal materno al incrementarse las contracciones uterinas, estimula a las neuronas sensoriales del cérvix que establecen sinapsis aferentes con la médula espinal, cuyas conexiones nerviosas subsecuentes provocan, finalmente, la liberación de oxitocina a la circulación sistémica, por las neuronas hipotalámicas. La oxitocina actúa facilitando las contracciones del miometrio iniciadas por el estradiol y la $PGF_2\alpha$. A esta respuesta neuroendócrina se le conoce como reflejo de Ferguson (**imagen 12.6**).

A medida que la presión contra el cérvix se incrementa, la fuerza de contracción de la musculatura uterina alcanza un pico y, cuando esto ocurre, el feto entra en el canal cervical y la primera etapa del parto se completa.

Durante la segunda etapa del parto, ocurre la expulsión del feto, que requiere de contracciones fuertes tanto del miometrio como de los músculos abdominales de la madre. Como se mencionó anteriormente, al entrar en el canal materno, las contracciones provocan que el feto sufra estados transitorios de hipoxia, lo que incrementa su movilidad; que a su vez estimula el incremento de las contracciones uterinas, que se van haciendo cada vez más fuertes. Una vez que estas contracciones se tornan lo suficientemente intensas, los estímulos de dolor, provenientes tanto del útero como del canal del parto, provocan reflejos neurogénicos de la médula espinal hacia los músculos abdominales, causando que se contraigan con fuerza. Las contracciones de los músculos abdominales elevan de manera importante la fuerza de pujo, que en última instancia causará la expulsión del feto.

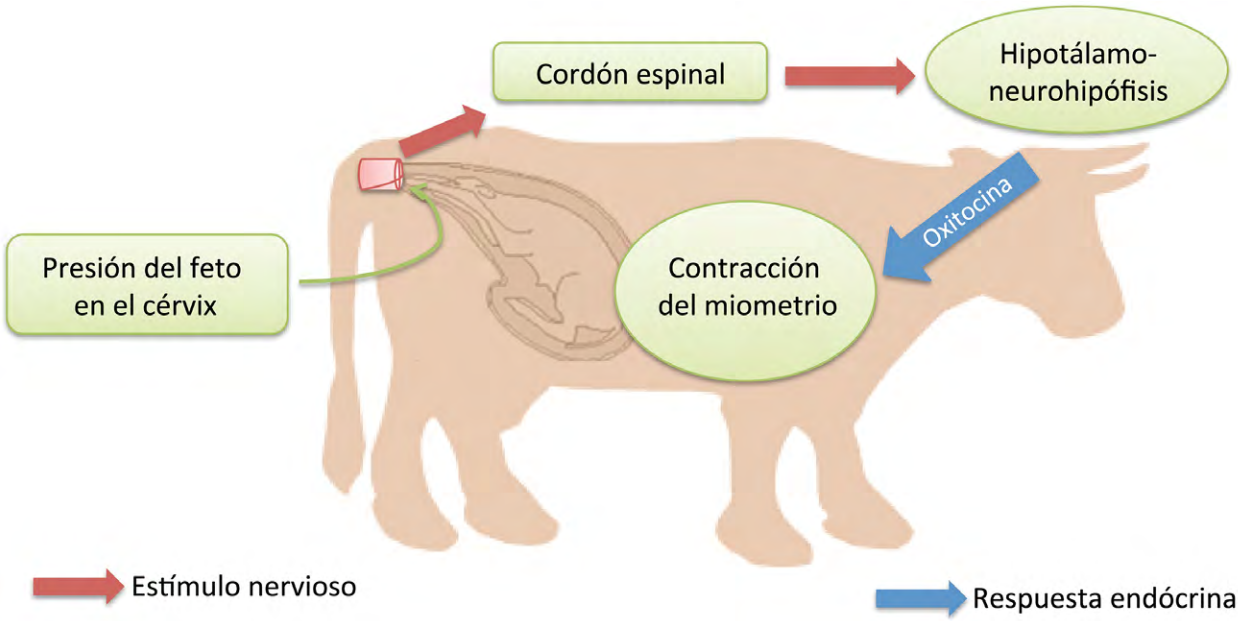


Imagen 12.6: reflejo neuroendócrino o reflejo de Ferguson, que desencadena la secreción de oxitocina durante el parto. La oxitocina causa la contracción de la musculatura uterina (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez y el Dr. Antonio Porras).

El aumento en las concentraciones de estradiol antes del parto estimula la actividad secretora del aparato reproductor, en especial del cérvix, aumentando así la producción de moco, el cual reduce la fricción en el canal materno facilitando el paso del feto. Los fluidos del amnios y el alantoides también participan en el proceso de lubricación del canal materno. Estos se liberan una vez que las contracciones uterinas se incrementan y ocasionan que los miembros torácicos y la cabeza del feto ejerzan presión sobre las membranas fetales hasta que se rompen.

En la tercera etapa del parto, finalmente, la expulsión de las membranas fetales requiere de la separación de las vellosidades coriónicas de sus criptas en el lado materno de la placenta. Esta separación se produce debido a una vasoconstricción de las arterias en las vellosidades.

Características del Parto en las Diferentes Especies

Durante las últimas semanas de la gestación, la hembra se prepara para el parto y el inicio de la lactancia. Esto permite detectar una serie de cambios físicos (aumento del volumen de la(s) glándula(s) mamaria(s), relajación de los ligamentos pélvicos), alteraciones conductuales (inquietud, inapetencia, la hembra busca aislarse) y fisiológicos (incremento de la frecuencia respiratoria, caída de la temperatura) que indican un parto inminente. A continuación se revisan los signos que indican la proximidad de un parto, así como las características del mismo, en las diferentes especies domésticas.

Vaca

En la vaca un signo evidente de la proximidad del parto es la relajación de sus ligamentos pélvicos; el cual es fácilmente detectable a la vista (lo que se denomina como "vaca quebrada"). En vaquillas el crecimiento de la ubre puede iniciar varios meses antes del parto, pero en vacas multíparas sólo es notorio hasta las últimas semanas de la gestación. Al acercarse el parto, la glándula mamaria secreta calostro de color blanco o amarillo aproximadamente de dos a cuatro días antes del parto. La vulva aumenta su tamaño y puede observarse la salida de un moco viscoso y blanquecino tres a cuatro días antes del parto. La vaca tiende a aislarse de sus compañeras de hato, sobre todo cuando está en pastoreo, se muestra inquieta y tiende a echarse y a pararse constantemente. Hay que aceptar que ninguno de estos signos es lo suficientemente específico como para permitir predecir el momento preciso en el que ocurrirá el parto.

El signo que indica el inicio de la primera etapa del parto es la relajación y la dilatación del cérvix, que prosigue hasta que forma un canal continuo junto con la vagina, llamado canal materno o del parto, en el que entra el feto. Los signos clínicos asociados con la primera etapa del parto son más evidentes en las vaquillas que en las vacas, en las que incluso pueden pasar inadvertidos; estos se asocian con malestar abdominal e incluyen un grado variable de anorexia, inquietud, arqueamiento del lomo y la extensión del rabo (**IMAGEN 12.7**). La ruptura de la membrana corioalantoidea y la liberación de su contenido marcan el

final de la primera etapa del parto. La duración aproximada de esta etapa es de seis horas, pero varía considerablemente entre animales, durando hasta 24 h, en vaquillas.

La expulsión del feto se caracteriza por las fuertes contracciones del miometrio y de los músculos del abdomen de la madre. Las contracciones del miometrio fuerzan el paso del feto hacia el canal del parto, lo que estimula el pujo materno. Poco después de la ruptura de la membrana corioalantoidea, puede observarse al saco amniótico intacto, este normalmente se rompe después, permitiendo que su contenido contribuya a lubricar el canal del parto. La vaca generalmente pare echada de costado, pocos animales completan el parto de pie (**Imagen 12.8**).



Imagen 12.7: durante las últimas semanas de la gestación la hembra se prepara para el parto y el inicio de la lactación, por lo que es posible detectar un crecimiento de la glándula mamaria y la relajación de los ligamentos pélvicos (Dr. Antonio Porras).



Imagen 12.8: vaca recién parida que frota con la nariz y lame a su cría (Dr. Antonio Porras).

La estática normal del feto al momento de su expulsión es en presentación longitudinal anterior, o posterior, en posición dorso-sacra y con actitud de los miembros y de la cabeza extendidos (**imagen 12.9**).

El desprendimiento y eliminación de la placenta normalmente ocurre alrededor de ocho horas después de la expulsión del feto, aunque puede suceder desde algunos minutos hasta 12 h después, sin que sea considerado anormal

Oveja

A medida que la oveja se aproxima al parto, aumenta el tamaño de la ubre, el abdomen y la vulva. Al inicio del parto la oveja busca apartarse del rebaño, olfatea sus descargas vaginales y bala regularmente; la mayoría de las ovejas se echan y se paran constantemente, antes de que el amnios aparezca por la vulva y se rompa. La segunda etapa del parto usualmente requiere de una hora o menos. La oveja en general pare echada en posición esternal y son obvios los signos de esfuerzo. Similar a la vaca, la presentación normal del feto es longitudinal anterior (o posterior), en posición dorso-sacra y la actitud es de cabeza y miembros anteriores extendidos. Después del parto la oveja se levanta –causando que el cordón umbilical se rompa– para comenzar a frotar y a lamer a su cría (**imagen 12.10**). Como regla general las ovejas primíparas tardan más en parir que las multíparas, y por consiguiente es más probable que requieran asistencia.

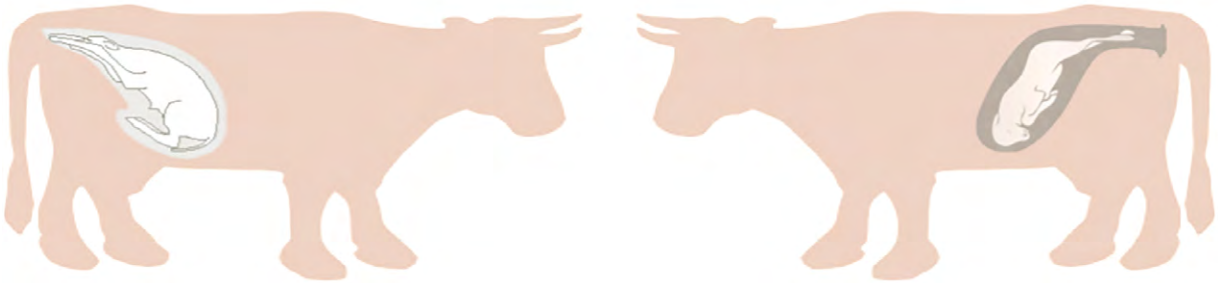


Imagen 12.9: estática normal del feto en una vaca al parto. A la izquierda, presentación longitudinal anterior, en posición dorso-sacra y en actitud de miembros y cabeza extendidos. A la derecha, también puede considerarse normal la presentación longitudinal posterior, en posición dorso-sacra y con actitud de los miembros extendidos (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).



Imagen 12.10: parto en una oveja. En la primera etapa del parto se aprecia la salida de las membranas fetales por la vulva (panel a la izquierda). La oveja está echada en posición esternal durante la expulsión del feto (panel central); después del parto la oveja se levanta y comienza a estimular a la cría al frotarla con la nariz y lamerla (panel a la derecha) (Dr. Antonio Porras).

Cabra

La cabra manifiesta diversos signos que indican la proximidad del parto, como la relajación de los ligamentos pélvicos, el aumento del tamaño del abdomen y de la vulva. En la mayoría de las cabras hay un crecimiento rápido de la ubre, aunque no es un buen indicador de un parto inminente, ya que las hembras primerizas pueden tener un desarrollo de la misma a partir del tercer o cuarto mes de la gestación, y existen cabras adultas en las que el crecimiento de la ubre se presenta justo antes del parto.

La primera etapa del parto puede durar entre dos y 12 h en las cabras primerizas y sólo algunas horas en las cabras multíparas, las cuales incluso muestran poco malestar durante este periodo. La cabra está inquieta y la mayoría de los signos son reflejo del malestar abdominal. La hembra se echa y se levanta con cierta frecuencia, puede orinar y defecar en periodos cortos. Durante esta etapa el cérvix se relaja, dilata y libera el tapón o sello cervical, que se observa en la vulva como un moco viscoso de color café amarillento. Las contracciones del útero empujan al feto, a la placenta y sus fluidos hacia el canal del parto, contribuyendo a la dilatación del cérvix. La segunda etapa del parto se inicia cuando las contracciones uterinas se acompañan de contracciones de la musculatura abdominal. Esta etapa puede tomar de una a tres horas, dependiendo del número de crías. La cabra generalmente pare echada de costado, aunque algunas hembras adultas pueden hacerlo estando de pie. La ruptura de la membrana corioalantoidea contribuye a la lubricación del canal del parto. El amnios se rompe al momento en el que el feto es expulsado. La placenta es usual que se elimine en la primera hora después de la expulsión de la cría.

Yegua

La primera etapa del parto de la yegua comienza varios días antes de que se produzca la expulsión del producto y se caracteriza por un aumento gradual de la frecuencia e intensidad de las contracciones del miometrio, así como por la dilatación del cérvix. Durante esta etapa, la yegua está intranquila; se echa y se levanta repetidamente, eleva la cola como si fuera a orinar, se mira los flancos y puede presentar signos de cólico moderado. La glándula mamaria se desarrolla notablemente de tres a seis semanas antes del nacimiento del potro y empieza a tener goteo de calostro dos o tres días antes del parto, el cual finalmente se endurece en el extremo distal de la teta, adquiriendo una apariencia de cera adherida.

En el momento en el que aumentan las contracciones uterinas, el potro entra al canal del parto en presentación anterior, con la cabeza y las manos extendidas. Por la misma razón el corioalantoides ejerce una presión sobre el cérvix, provocándose su ruptura, y la salida de fluido corioalantoideo que tiene una apariencia semejante a la orina. Este fluido sirve como lubricante para el paso del amnios que contiene al feto. Cuando el feto ya está en el canal de parto, la yegua ejerce gran presión abdominal, ayudando a las contracciones musculares uterinas para la expulsión del producto. En este momento el amnios puede observarse a la salida de la vulva, con apariencia de una bolsa blanquecina y translúcida. La yegua, en general, se echa y asume una posición de costado durante esta etapa (**imagen 12.11**).



Imagen 12.11: se observa la presencia del amnios a la salida de la vulva, con apariencia de una bolsa blanca y translúcida. La yegua generalmente se echa y asume una posición de costado, ejerciendo una gran presión abdominal que ayuda a las contracciones musculares uterinas para la expulsión del feto (Dr. Antonio Porras).

La etapa de expulsión del feto es más rápida en la yegua debido a la fuerza de los músculos abdominales esta especie. Dura de 15 a 20 min, aunque puede terminar en menos de 10 min o prolongarse hasta una hora. Si las contracciones se prolongan por más de 15 min sin que se observe al potro por la vulva, se debe intervenir inmediatamente. Debido al esfuerzo físico ejercido por la yegua, ésta puede permanecer echada hasta por 40 min después del nacimiento del potro. En esta especie el cordón umbilical es muy largo y generalmente permanece intacto después del parto. Durante el tiempo en el que la madre y la cría permanecen tendidas juntas, sin que se rompa el cordón umbilical, se transfieren hasta 1.5 litros de sangre desde la placenta hasta el potro. Por esta razón no es recomendable provocar en la yegua ningún estímulo que pudierá causar un movimiento brusco y repentino que ocasione una ruptura prematura del cordón umbilical (**imagen 12.12**).

Durante la etapa de expulsión de las membranas fetales, la yegua puede manifestar signos de molestia abdominal, como sudoración e inquietud. La expulsión de la placenta ocurre normalmente durante la primera hora después de la expulsión del potro (**imagen 12.13**). La mayoría de las yeguas expulsan la placenta antes de tres horas. Si transcurren entre tres y seis horas sin que logre arrojar la placenta, será necesaria la atención médica inmediata.



Imagen 12.12: yegua echada después de la expulsión del potrillo. La madre y la cría pueden permanecer así hasta por 40 min después del nacimiento. El cordón umbilical es muy largo y generalmente permanece intacto durante este periodo, lo que permite la transferencia de sangre desde la placenta hacia el potro (Dr. Antonio Porras).



Imagen 12.13: yegua en la tercera etapa del parto, que se caracteriza por la expulsión de la placenta (Dr. Antonio Porras).

Cerda

En la cerda se pueden observar diferentes signos al acercarse el momento del parto; un vientre aumentado de tamaño, debido al volumen del útero y de los fetos que contiene. Las glándulas mamarias también crecen y se edematizan. Puede observarse, asimismo, secreción de calostro dos días antes del parto. La vulva se observa enrojecida y aumentada de tamaño a causa del edema (**imagen 12.14**). La cerda tiende a construir su nido, conducta que no se presenta en los parideros que tienen forma de jaulas, así que lo único que se puede observar en términos de comportamiento es inquietud. El incremento de la frecuencia respiratoria está relacionado con el inicio del parto, alcanzado, en casi todas las cerdas, un pico seis horas antes del parto.

En la cerda el parto dura entre dos y tres horas y ocasionalmente se extiende hasta ocho horas. La cerda pare en posición decúbito lateral y requiere menor esfuerzo que las

hembras de otras especies, probablemente por la relación entre el tamaño de los lechones y la pelvis materna. Los lechones nacen cada 12 a 16 min, pero el intervalo de nacimiento se incrementa a 45 o 55 min entre un cerdo vivo y uno muerto. Entre el cinco y el 10 % de los fetos normales mueren durante el parto, probablemente debido a la ruptura prematura del cordón umbilical. Estos lechones reciben el nombre de mortinatos y la mayor incidencia de ellos se observa en los últimos cerdos de la camada.

Más del 50 % de los lechones de una camada nacen en presentación anterior, y la mayoría lo hacen parcialmente cubiertos por las membranas fetales. Un buen signo de que el parto ha finalizado, es una micción abundante por parte de la cerda.

En la cerda, las contracciones del miometrio se inician en la región contigua al feto más próximo al cérvix, para favorecer una salida ordenada que comienza por los lechones más cercanos al canal del parto. Las placentas pueden ser expulsadas una después de cada cerdo, varias fusionadas –cuando pertenecen a diferentes lechones que ocupaban un mismo cuerno uterino– o todas juntas en un periodo de aproximadamente una hora después de la salida del último cerdo (**Imagen 12.14**).



Imagen 12.14: panel superior: cerda próxima al parto; se observan las glándulas mamarias de gran tamaño, y la vulva enrojecida y aumentada de tamaño. Panel inferior: cerda pariendo en posición de decúbito lateral, se muestra la salida del producto y la expulsión de las placentas después de la salida del último lechón (Dr. Antonio Porras).

Perra y gata domésticas

Los signos de parto en la perra como son la relajación de la musculatura de la pelvis y del abdomen, indican un parto inminente, pero son signos poco perceptibles. Varios días antes del parto la perra puede estar inquieta, aislarse y rehusar el alimento; es factible, además, que de 12 a 24 h antes del parto muestre el comportamiento de anidamiento. El signo clínico más importante de un parto inminente es la caída de la temperatura rectal, causada por la disminución abrupta de los niveles de progesterona, que en esta especie es termogénica. La temperatura rectal de las perras cae de manera repentina entre ocho y 24 h antes del parto, y la variación depende del tamaño corporal. En perras de razas pequeñas la temperatura puede caer a los 35 °C, en razas medias alrededor de los 36 °C y en razas grandes en torno a los 37 °C.

En la gata se puede detectar una disminución de la temperatura rectal durante las 12 h previas al parto o en la primera etapa del mismo, pero este signo no es tan confiable como en la perra. La gata se observa menos activa, pero las primíparas pudieran estar más ansiosas durante los dos últimos días de la gestación, buscando un lugar donde parir. Algunas gatas rehúsan el alimento de 12 a 24 h antes del parto, mientras que otras no muestran anorexia y pueden incluso comer durante el parto.

En las hembras primíparas, tanto perras como gatas, la secreción láctea puede comenzar 24 h antes del parto, mientras que después de varias gestaciones, el calostro llega a detectarse una semana antes del parto.

Lo normal es que la primera etapa del parto dure entre seis y 12 h, aunque en las hembras primíparas nerviosas puede tardar más tiempo. La relajación del cérvix y la vagina ocurren durante este periodo; las contracciones de la musculatura uterina son intermitentes sin signos de esfuerzo abdominal. La hembra se muestra molesta, ocasionalmente observa su abdomen y está inquieta. Puede presentarse vómito de manera eventual. La gata maúlla, tiende a caminar en círculo y se lame constantemente. Algunas hembras no muestran muchos cambios de conducta durante éste primer periodo del parto. La intensidad y frecuencia de las contracciones uterinas aumentan al final de esta etapa, cuando los fetos se acomodan. Se estima que el 60 % de los cachorros tienen una presentación longitudinal anterior con cabeza y manos extendidas y el 40 % una presentación longitudinal posterior con miembros posteriores extendidos.

La duración de la segunda etapa es usualmente de tres a 12 h. A medida que el primer feto se acomoda en el canal del parto las contracciones de la musculatura uterina se acompañan de contracciones de la musculatura del abdomen. El paso del feto por el canal materno provoca la ruptura de la membrana corioalantoidea y puede observarse la descarga de su fluido. El feto usualmente cubierto por la membrana amniótica es expulsado alrededor de una hora después de iniciada la segunda etapa del parto en la gata, y de cuatro horas en la perra. La expulsión del primer feto normalmente toma más tiempo que la de los fetos subsecuentes, para los que el intervalo entre nacimientos es de cinco a 120 min, en partos normales. Es usual que la perra y la gata rompan la membrana amniótica y estimulen al neonato al lamerlo con fuerza. Tres signos que indican que la perra o la gata han iniciado la

segunda etapa del parto son: la salida de los fluidos fetales, las contracciones visibles de la musculatura abdominal y el regreso de la temperatura rectal a la normalidad.

La expulsión de las membranas fetales por lo regular ocurre dentro de los primeros 15 min después de la expulsión de cada feto. Sin embargo, dos o tres fetos pueden ser expulsados antes de que se eliminen sus placentas.

Placentofagia

La ingestión de la placenta (placentofagia) después del parto es un comportamiento materno común en diversas especies de mamíferos. Desde hace tiempo se ha propuesto que la placentofagia sucede debido a la necesidad de limpiar el área donde ocurrió el parto, para evitar atraer a los depredadores. A pesar de su ubicuidad entre los mamíferos, los efectos de la placentofagia en los animales son a menudo más especulativos que provenientes de un conocimiento científico.

Referencias

- Boeta M, Zarco L. Reproducción Equina. 2a ed. D.F.: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM; 2000.
- Challi J, Lye S. Parturition. In Knobil E, Neill J, editores. The Physiology of Reproduction. New York: Raven Press Ltd.; 1994.
- Cunningham J, Davidson A, Stabenfeldt G, editores. Gestación y parto. En Fisiología Veterinaria. 3a ed. Barcelona: Elsevier; 2003.
- Cupps P. Reproduction in Domestic Animals. 2nd ed. California: Academic Press; 1991.
- Edqvist L, Stabenfeldt G. Proceso de la reproducción de la hembra. En Reece W, editor. Fisiología de los Animales Domésticos de Dukes. 5a ed. México: Noriega Editores; 1999.
- Enroth A, Linde-Forsberg C, Simpson G, editores. BSAVA Manual of Small Animal Reproduction and Neonatology London: British Small Animal Veterinary Association; 1998.
- Ginther O. Reproductive biology of the Mare. 2nd ed. Wisconsin: Equiservices; 1992.
- Gordon I. Controlled Reproduction in Cattle and Buffaloes Cambridge: CAB International; 1996.
- Gordon I. Controlled Reproduction in Sheep and Goats Cambridge: CAB International; 1997.
- Jenkin G, Young I. Mechanisms responsible for parturition: the use of experimental models. Animal Reproduction Science. 2004; 82-83(567-581).
- King G, Porter D, editores. Reproduction in Domesticated Animals Amsterdam: Elsevier; 1993.
- Liggins G, Thorburn G. Initiation of parturition. In Lamming G, editor. Marshall's Physiology of Reproduction. London: Chapman & Hall; 1994.
- Reece W. Physiology of Domestic Animals. 2nd ed. Baltimore: Williams & Wilkins; 1997.
- Taverne M, Van Der Weijden G. Parturition in domestic animals. Targets for future research. Reproduction of Domestic Animals. 2008; 5: p. 36-42.
- Young I. The comparative physiology of parturition in mammals. Frontiers of Hormone Research. 2001; 27: p. 10-30.

13

Capítulo 13



Distocia

Alberto Balcázar S.

Capítulo 13
Distocia

Alberto Balcázar S.

Introducción

En la práctica veterinaria, la supervisión del parto es una actividad de suma importancia ya que cuando se desarrolla con dificultad, puede poner en riesgo la vida de la madre y de la cría. El médico veterinario zootecnista responsable de una unidad de producción tiene que tener los conocimientos básicos de obstetricia, área de la medicina que se encarga de la gestación, el parto y el posparto, incluyendo la atención de la cría.

Un parto transcurre, en general, sin complicaciones y de manera espontánea cuando el o los fetos son expulsados junto con las membranas fetales, sin la intervención del médico veterinario. En tal caso, el parto es considerado normal o eutócico, pero si el proceso se prolonga y el nacimiento se desarrolla con dificultad, el parto se considera anormal y se denomina distócico. Entre las principales causas de la distocia en animales se pueden mencionar las desproporciones céfalo-pélvicas y las posiciones anormales del feto.

Cuando se presenta un caso de distocia debe considerarse como una emergencia clínica y ser tratado de forma inmediata. Para su resolución primero debe valorarse la condición de la madre y de la o las crías, y después es necesario diagnosticar la causa de la dificultad, con el propósito de establecer las mejores acciones de manejo y atención. Se considera como ayuda obstétrica a toda intervención efectuada por el médico veterinario durante el periparto, con el objetivo de solucionar una distocia. Entre las técnicas empleadas para resolver las distocias se encuentran las maniobras para colocar al feto en una presentación adecuada, la extracción forzada, la cesárea y la fetotomía.

Causas de Distocia

Las causas de distocia pueden ser de origen materno o fetal y clasificarse en mediatas (cuando pueden prevenirse, ya que se detectan durante las evaluaciones clínicas llevadas a cabo durante la gestación), e inmediatas (cuando se presentan al momento del parto). Incluyen condiciones hereditarias, congénitas, nutricionales, infecciosas, neoplásicas, traumatismos, desproporciones feto-pélvicas y la inadecuada colocación del feto, algunas de las cuales se enlistan a continuación.

Causas maternas

- La estrechez pélvica puede ocurrir en hembras jóvenes que no completaron su desarrollo, por lo que su canal pélvico es reducido.
- Las hembras de talla o raza pequeñas que fueron servidas con sementales que producen crías muy grandes.
- Los traumatismos óseos de la pelvis. Son raros los casos en grandes especies, y se

presentan con más frecuencia en pequeñas especies. La reparación de la fractura puede ocasionar una exostosis, que reduzca el espacio en el canal del parto, impidiendo o dificultando la salida del producto.

- Hipocalcemia, toxemia de la preñez, hipomagnesemia, deficiencia de selenio, que pueden alterar la eficiencia de la contractilidad uterina.
- Falta de dilatación del cérvix, torsión uterina, prolapso cérvico-vaginal.
- Desnutrición o mala alimentación durante la gestación, ocasionando debilidad al momento del parto.
- La inercia uterina se refiere a las fallas en la contractibilidad del útero debidas a hipocalcemia periparto, infiltración grasa, o a fatiga muscular, debido a una distención uterina severa cuando hay una camada muy grande por ejemplo. Las secuelas de esta patología pueden incluir retención de la placenta, retardo en la involución uterina y prolapso uterino.
- Hipoplasia vaginal y vulvar.
- Doble cérvix (**imagen 13.1**).
- Neoplasias en el canal del parto, que alteren la fisiología de la madre o dificulten la salida del feto.

Causas fetales

- Problemas debidos a una inadecuada estática fetal (adopción de un posicionamiento anormal de la cría en el canal materno).
- Fetos múltiples en especies monotocas.
- Muerte fetal.
- Malformaciones congénitas, anormalidades o tamaño excesivo del feto: monstruos, síndrome del cachorro único en perras (**imagen 13.2**).
- Agentes infecciosos que pudieran ocasionar mortalidad fetal.

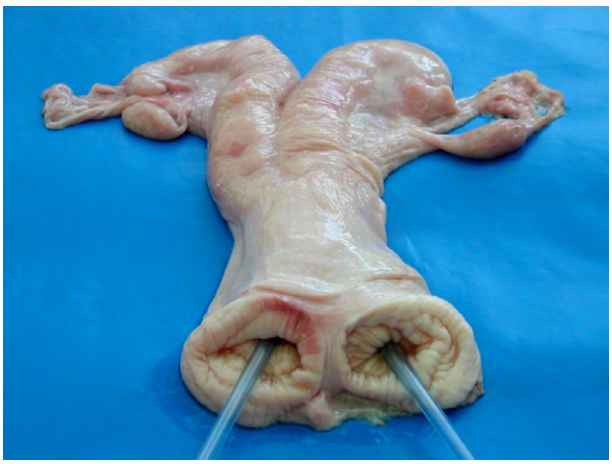


Imagen 13.1: doble cérvix de bovino (Cortesía del Dr. Joel Hernández).



Imagen 13.2: cabeza de un cordero "monstruo" (M.P.A. Juan Alberto Balcázar).

Historia y Evaluación Clínica

La revisión de la historia clínica, así como la valoración de la hembra antes y durante la gestación, junto con la evaluación de los registros reproductivos, permite obtener información oportuna para tomar medidas que ayuden a prevenir la ocurrencia de una distocia "mediata". Es de particular importancia hacer un examen clínico en el último tercio de la gestación. En vacas o en yeguas se puede ejecutar un examen transrectal, mientras que en especies de talla pequeña se recomienda una palpación abdominal. También pueden ser de utilidad herramientas como el ultrasonido o las radiografías para determinar la viabilidad o el número de fetos, estimar la edad gestacional, medir la proporción céfalo-pélvica o detectar anormalidades. Cabe señalar que en la práctica clínica de animales de compañía, al realizarse los estudios radiográficos, pueden observarse cambios indicativos de muerte fetal, como sería la acumulación de gas alrededor de la cría.

En el caso de presentarse una distocia inmediata en la que no se tiene información ni valoración clínica previas, debe establecerse rápidamente la condición de la madre y del feto y, dentro del límite de la urgencia, proceder a una anamnesis que incluya información como la edad, el número de partos y si se trata de una hembra primípara o multípara. Al encargado o al propietario del animal se le realizan una serie de preguntas que pueden parecer obvias, pero que tienen valor para la toma de decisiones:

- ¿La gestación ha llegado a su término o es un parto prematuro?
- ¿Se realizó algún tratamiento hormonal para inducir el parto?
- ¿Cuál ha sido el manejo que se le dio a la hembra durante la gestación?
- ¿Alguna parte del feto apareció por la vulva?
- ¿Se ha realizado alguna práctica previa para sacar al o a los productos?
- ¿Ya hubo ruptura de membranas fetales?

Debe realizarse también una inspección detallada del aparato reproductor, para determinar la dilatación del cérvix, y corroborar si existen contracciones uterinas, así como su frecuencia.

En caso de ser necesaria alguna intervención médica (ver duración normal de las etapas del parto en el **cuadro 12.1**; **capítulo 12**). Lo ideal es que la hembra se encuentre en un lugar limpio, seco, cómodo, amplio, bien iluminado y donde se tenga acceso al agua potable.

Para la determinación de la viailidad y del bienestar fetal, pueden utilizarse indicadores como la frecuencia cardíaca fetal (FCF) y los movimientos fetales (MF), pero es aconsejable supervisarlos constantemente. El empleo del ultrasonido transabdominal, en pequeñas especies, permite una buena apreciación de ambos parámetros en tiempo real; la FCF normal en el perro doméstico, por ejemplo, es de 150 a 250 latidos por minuto (lpm), y cuando ésta disminuye por debajo de dicho rango, es considerada como un indicador de estrés fetal.

La FCF en el bovino clínicamente sano tiene variaciones a lo largo de la gestación, alcanzando un pico de 170 a 190 lpm a partir del día 60. Un patrón similar se ha descrito en el equino. Períodos cortos de taquicardia son comunes y se consideran normales, en especial si se correlacionan con el MF. En los caballos, sin embargo, una taquicardia persistente es signo de alerta ya que suele estar relacionada con anemia fetal o con infecciones que afectan al

feto o a la placenta. Los períodos de bradicardia en fetos equinos pueden atribuirse a la asfixia, mientras que en cabras se han asociados con abortos en el último tercio de gestación.

Con respecto del MF, se sabe que al final de la gestación el feto presenta periodos de actividad alternados con inactividad, lo cual es considerado normal.

La comprobación de los reflejos del feto puede emplearse también para evaluar la viabilidad fetal. El reflejo podal o interdigital se mide al pellizcar el espacio interdigital en una mano o pata (entre las pezuñas), con lo que el feto reacciona retirando el miembro. La evaluación del reflejo nasal consiste en palpar u ocluir las fosas nasales del producto, que responde moviendo la cabeza. Para el reflejo ocular se palpa la zona de los ojos y el feto responde parpadeando. Para probar el reflejo de deglución, al palpar la boca y la lengua, el feto reacciona con un movimiento de succión. El último reflejo es el anal, si el producto viene en una presentación posterior, se introduce un dedo en el esfinter anal, y el feto lo contrae.

Otra manera de verificar la viabilidad fetal es mediante la palpación del pulso del cordón umbilical, que se aprecia cuando el producto se encuentra en posición posterior, ya que es posible alcanzar el cordón umbilical para presionarlo suavemente y sentir el pulso de la arteria umbilical.

Una vez evaluada la salud de la madre y del feto se procede a diagnosticar de forma detallada la estática fetal; completados estos exámenes y determinada la causa de la distocia se decide qué procedimiento debe emplearse para la resolución de la misma.

Estática Fetal

La estática fetal se refiere a las distintas presentaciones, posiciones y actitudes que el feto adopta en el canal de parto (**cuadro 13.1**).

Una parte importante de la valoración clínica durante una distocia es la de determinar de forma detallada la estática fetal, ya que el posicionamiento anormal del feto constituye una de las principales causas de dificultad en el desarrollo del parto.

Es importante, recordar ciertos conceptos de estática fetal para poder emplear los tecnicismos adecuados cuando se deba realizar una maniobra obstétrica.

Cuadro 13.1

Estática fetal: diferentes tipos de presentaciones, posiciones y actitudes.

PRESENTACIÓN	POSICIÓN	ACTITUD
Longitudinal anterior o posterior	Dorso - sacra	Cabeza o miembros flexionados
Transversal dorsal o ventral	Dorso - ilíaca	Cabeza o miembros estirados
Vertical dorsal o ventral	Dorso - púbica	
Céfalo - ilíaca izquierda o derecha		

La presentación

Se refiere a la relación que guarda el eje longitudinal del feto con el eje longitudinal de la madre. Cuando los ejes son paralelos entre sí, la presentación será longitudinal; si son perpendiculares entre sí, será transversal o vertical.

La presentación longitudinal podrá ser anterior si la cabeza es la porción del feto que se encuentra más cercana al canal del parto; en cambio, será longitudinal posterior si es la cola fetal la que se encuentra próxima al canal del parto. En las presentaciones transversal o vertical se habla de ventral o dorsal, respectivamente, cuando el vientre o el dorso del feto están frente al canal de parto.

La posición

Es la relación del eje espinal del feto o de su cabeza con los cuadrantes pélvicos de la madre, que conforman el canal del parto; esos cuadrantes son el sacro, el pubis, el ilion derecho y el izquierdo, los cuales se muestran en la **imagen 13.3.**

La actitud

La relación del cuerpo del feto con su cabeza, cuello y extremidades, describe la actitud; habrá que observar que dichas partes corporales se pueden encontrar flexionadas o extendidas.

El parto normal se produce, en las especies monotocas, cuando el feto se encuentra en presentación longitudinal anterior o posterior, posición dorso-sacra y con la cabeza y miembros en actitud extendida (**imagen 13.4**). En las especies politocas, puede suceder que los miembros se encuentren flexionados o que el feto se acomode inicialmente en el canal del parto en una posición girada con respecto al sacro, pero si la presentación es longitudinal, la cría puede rotar sobre su eje con las contracciones y el proceso del parto no se complica.

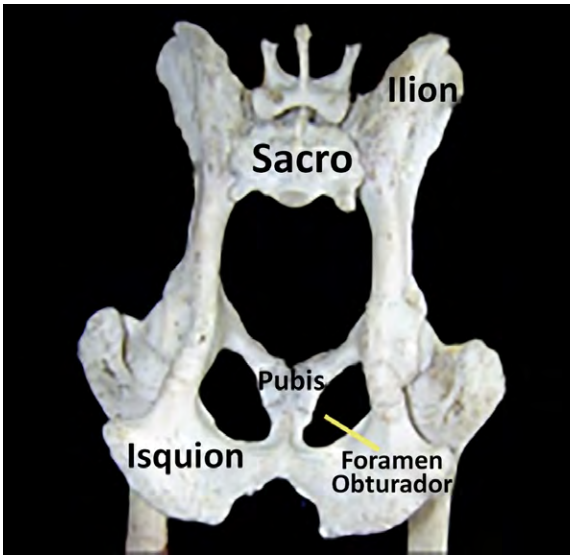


Imagen 13.3: huesos que conforman el canal del parto en una vaca (M.P.A. Juan Alberto Balcázar).



Imagen 13.4: estática fetal normal en una oveja al momento del parto: presentación longitudinal anterior, posición dorso-sacra y con una actitud de cabeza y miembros extendidos (M.P.A. Juan Alberto Balcázar).

Maniobras Obstétricas

Existen diferentes maniobras que pueden utilizarse para corregir una mala posición del feto, así como para lograr su extracción. En todas las especies domésticas antes de recurrir a las maniobras obstétricas hay que observar los siguientes elementos y detalles:

- Determinar la causa de la distocia y valorar la condición de la madre y el feto para definir cuál es el procedimiento médico más adecuado.
- Preparación del instrumental obstétrico.
- El área alrededor de la vulva debe limpiarse a fondo, en el caso de las ovejas se recomienda recortar o rasurar la lana de dicha zona.
- En caso de necesitar tranquilización o analgesia superficial, la zona sobre las dos primeras vértebras caudales debe ser rasurada o trasquilada, y preparada con asepsia para la administración de un anestésico por vía epidural.
- En casos extremos, pueden aplicarse agentes tocolíticos, a fin de reducir las contracciones uterinas.

El veterinario debe cumplir con los principios generales de la obstetricia veterinaria, a saber: limpieza, lubricación y manipulación fetal cuidadosa.

Mutación o manipulación

Son procedimientos mediante los cuales, el feto es colocado en una presentación, posición y actitud normales, para facilitar la salida por el canal del parto. Estos procedimientos incluyen la tracción, la repulsión, la rotación, la versión y la rectificación de cabeza y extremidades.

La tracción se lleva a cabo jalando con cuidado alguna parte o partes del feto, para ayudar a corregir su posicionamiento en el canal del parto. Pueden emplearse lazos, cadenas, y cabezales.

La repulsión consiste en empujar al feto hacia la cavidad abdominal para crear un espacio que permita corregir una mala estática fetal. En esta maniobra se pueden emplear muletas (ver descripción abajo); que en la presentación anterior se colocan en el hombro y el pecho por debajo del cuello del feto; mientras que en la presentación posterior se posicionan en el área perineal sobre el arco isquiático. Es importante –antes de la realización de la repulsión– que si ya hay salida de alguna extremidad por la vulva, ésta se sujete con cadenas o sogas antes de reintroducirla a la cavidad, con el fin de facilitar el manejo posterior.

La rotación se basa en girar al feto sobre su eje longitudinal para colocarlo en una posición dorso-sacra. Esta maniobra se recomienda cuando el feto viene en una posición dorso-púbica o dorso-iliaca; para realizarla se sugiere lubricar al feto y al canal de parto, introduciendo un líquido (existen líquidos amnióticos artificiales comerciales) y empleando una bomba de infusión conectada a una sonda uterina. Esta maniobra, en general, es acompañada por una repulsión.

La versión se realiza para corregir presentaciones transversales o verticales, y consiste en aplicar tracción a un extremo del feto, al tiempo que se realiza la repulsión del extremo opuesto, hasta lograr una presentación longitudinal anterior o posterior. Este procedimiento es muy difícil de realizar.

La rectificación de las extremidades tiene como objeto corregir actitudes anormales,

debido a flexiones de los miembros, la cabeza y el cuello; y por lo general necesita tambien de la repulsión del feto. Hay que considerar que las flexiones de cabeza y cuello son causa de distocia en todas las especies domésticas y que las flexiones de los miembros, generalmente causan distocias en especies monotocas y raramente en politocas.

Extracción forzada

La acción de la extracción forzada consiste en sacar al producto por el canal pélvico de la madre utilizando una fuerza de tracción desde el exterior. Es importante señalar que la fuerza empleada debe moderarse para evitar causar daños traumáticos a la hembra y a la cría. En grandes especies nunca debe usarse una fuerza de tracción superior a la de dos hombres.

Operación cesárea

La técnica quirúrgica llamada cesárea se practica cuando no se ha podido extraer al feto mediante mutación o extracción forzada y se quiere que el producto viva. También se utiliza cuando se han detectado casos de desproporción céfalo-pélvica u otras causas mediatas de distocia que pueden ser prevenidas con esta intervención.

Fetotomía

Esta técnica se realiza muy poco en las diferentes unidades de producción; se lleva a cabo cuando la hembra tiene un gran valor, el feto ha muerto y puede extraerse empleando un número mínimo de cortes, resultando en un procedimiento menos traumático para la madre que una cirugía cesárea. La técnica consiste en la sección y extracción del feto en el menor número de segmentos posible. Requiere de anestesia epidural y es indispensable la lubricación del aparto reproductor. Antes de realizar los cortes se recomienda fijar en forma eficiente con cadenas y ganchos todas las partes del feto que sean accesibles.

Existen diversos tipos de instrumentos que sirven para realizar las maniobras obstétricas, los cuales se clasifican de acuerdo con su función:

Para la tracción se emplean lazos, cuerdas, cadenas y cabezales; que puedan limpiarse y desinfectarse fácilmente (**imagen 13.5**). Lo sitios para su colocación son cabeza (maxilar inferior), cuello y extremidades. También pueden utilizarse ganchos para fijar una parte específica del feto. Existen numerosos tipos: agudos y romos, rígidos y articulados, con mango o sin él y de apertura variable (**imagen 13.5**). Una acción similar se logra con los fórceps, que tienen como propósito fijar la cabeza u otras partes del feto.

Para la repulsión se usan muletas obstétricas (metálicas o plásticas), que en grandes especies (bovinos y equinos) tienen una longitud de 75 cm a un metro, con una horquilla o copa en la parte distal (**imagen 13.6**).

Los instrumentos de corte son empleados durante la fetotomía. Hay cuchillos de hoja recta o curva, que puede ser fija u oculta; escalpelos y espátulas con un mango en su extremo proximal que se emplean para seccionar la pelvis, la cabeza y las costillas, para desarticular extremidades, y para separar la piel. También se usan fetotomos y la sierra de lys, que es un hilo metálico cortante que se desliza dentro de los tubos conductores del fetotomo (**imagen 13.7**).



Imagen 13.5: instrumental de tracción se aprecian ganchos oculares, guías, cadenas y anillos metálicos de sujeción (M.P.A. Juan Alberto Balcázar).



Imagen 13.6: instrumental de repulsión, se aprecian diversos tipos de muletas obstétricas (M.P.A. Juan Alberto Balcázar).







Imagen 13.7: instrumental de corte. Se aprecian fetotomos, cuñas y cuchillos de hoja oculta (M.P.A. Juan Alberto Balcázar).

Referencias

- Clarke K, Trim M. Veterinary Anesthesia. 11th ed. China: Saunders Co; 2014.
- DeWayne B, Macintire M. Obstetrical emergencies. Clinical Techniques in Small Animal Practice. 2000; 15(2): p. 88-93.
- Dybus A, Grzesiak W, Jedrzejczak M, Szatkowska I, Muszynska M, Zaborski D. Factors affecting dystocia in cattle. Reproduction in Domestic Animals. 2009; 44: p. 540-551.
- Jackson G. Handbook of Veterinary Obstetrics. 2nd ed. China: Elsevier; 2004.
- Jonker F. Fetal death: comparative aspects in large domestic animals. Animal Reproduction Science. 2004; 82-83: p. 415-430.
- Mee J. Prevalence and risk factors for dystocia in dairy cattle: A review. The Veterinary Journal. 2008; 176(1): p. 93-101.
- Pretzer S. Medical management of canine and feline dystocia. Theriogenology. 2008; 70(3): p. 332-336.
- Roberts S. Veterinary obstetrics and genital diseases. Theriogenology. 1986; 18: p. 343-358.

14

Capítulo 14

Puerperio

Joel Hernández Cerón

Capítulo 14
Puerperio

Joel Hernández Cerón

Introducción

El puerperio es el periodo posparto, en el cual ocurren la involución uterina y el reinicio de la actividad ovárica. Estos procesos son importantes en todas las especies domésticas y son objeto de atención de los clínicos de la reproducción, para evitar retrasos en el restablecimiento de la actividad reproductiva. Su manejo clínico, sin embargo, tiene mayor relevancia en las vacas lecheras, que de modo ideal deben estar en condiciones de recibir el primer servicio en el día 50 posparto; significa que para ese momento es necesario que el útero esté totalmente involucionado y que la vaca se encuentre ciclando regularmente, lo que requiere de un riguroso manejo individual. En el presente capítulo se describe la fisiología del puerperio tomando como modelo a la vaca, y haciendo las comparaciones pertinentes con otras especies. Para estudiar con detalle el manejo clínico de la vaca lechera durante el periodo posparto deberá revisarse la **capítulo 21**.

Involución Uterina

El útero después del parto presenta modificaciones macroscópicas y microscópicas que le permiten restablecer las características de un útero no gestante. Su peso y tamaño posparto disminuyen de inmediato como consecuencia de la atrofia de las fibras musculares, de la necrosis del tejido endometrial (las carúnculas en rumiantes) y de la eliminación de líquidos. El proceso de involución ocurre al mismo tiempo que el endometrio se regenera para recuperar las condiciones necesarias para albergar una nueva gestación (**imagen 14.1**).

La involución se favorece por las contracciones uterinas, las cuales además facilitan la eliminación de fluidos y de desechos tisulares, y promueven la vasoconstricción para reducir riesgos de hemorragias. Las contracciones del miometrio son consecuencia de la oxitocina, cuya secreción se estimula durante el amamantamiento, y de la prostaglandina F2 alfa ($PGF_2\alpha$) de origen uterino, que sigue secretándose durante las primeras semanas posparto.

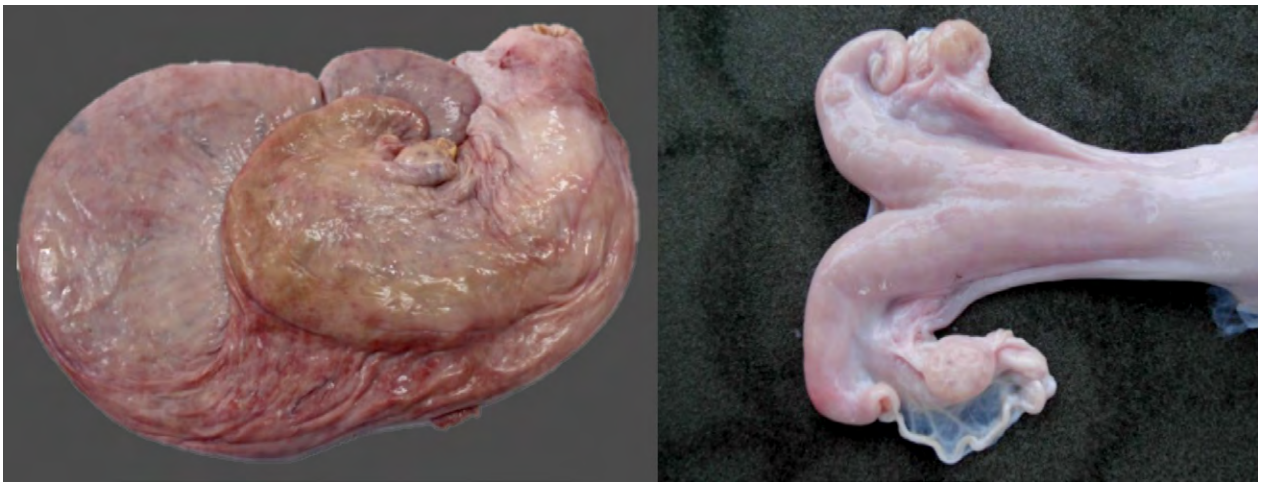


Imagen 14.1: comparación de la apariencia uterina en vacas posparto. A la izquierda: tres días posparto. A la derecha: útero totalmente involucionado a los 40 días posparto (Dr. Joel Hernández Cerón).

Durante la involución uterina se eliminan por la vagina secreciones conocidas como loquios, las cuales están formadas por restos de membranas fetales, tejido endometrial, fluidos y sangre. Estas secreciones oscilan entre el color rojo y el café; tienen consistencia viscosa y son inodoras. La mayor parte de los loquios se desecha durante los primeros 10 a 15 días posparto y después desaparecen, excepto en casos de involución uterina anormal, en los que el útero continúa eliminando fluidos de consistencia, color y olor diferentes, cuyas características son sugerentes de un proceso infeccioso.

El tiempo de involución del útero varía entre especies, debido a particularidades relacionadas a su finalidad zootécnica o a su ciclo reproductivo, y en especial a su tipo de placentación, que en última instancia determina la magnitud de la regeneración tisular. El endometrio de los animales con placenta cotiledonaria (rumiantes) sufre mayores modificaciones que el endometrio de las especies con placenta difusa (équidos y porcinos), lo cual influye el tiempo de involución uterina (**imagen 14.2**).

Inicio de la Actividad Ovárica Posparto (Ciclicidad)

El anestro posparto es el periodo, después del parto, en el cual la hembra no muestra ciclos estrales (actividad ovárica cíclica que culmine en la ovulación de un ovocito fértil). En la vaca lechera, el parto es seguido de un período de inactividad ovárica de longitud variable, el cual es afectado principalmente por el estado nutricional, la producción de leche, la ganancia o pérdida de condición corporal y por condiciones patológicas.

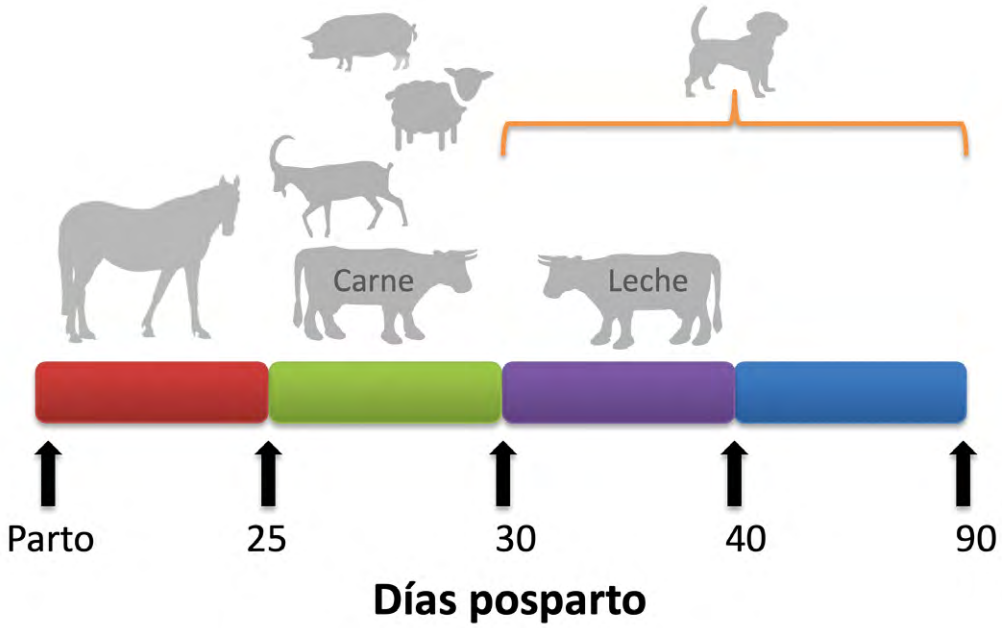


Imagen 14.2: el tiempo de la involución uterina varía entre las diversas especies. En la yegua la involución uterina se completa entre los días 20 y 25 posparto. En la cerda, los pequeños rumiantes y la vaca productora de carne, puede tomar hasta 30 días. Mientras que en la vaca lechera la involución puede ser más lenta (hasta 40 días) debido a la elevada incidencia de patologías que pueden presentar estos animales durante el puerperio. Por otro lado, el útero de las perras tienen una involución lenta, pero por las características de su ciclo, no les afecta ya que para el momento en el que presenten un nuevo estro la involución se ha completado (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel y el Dr. Joel Hernández).

Control neuroendócrino

En la especie bovina, entre el día 10 y el 15 después del parto hay un incremento en la secreción de FSH, lo que estimula el reclutamiento de la primera oleada folicular; sin embargo, ningún folículo dominante llega a completar su desarrollo debido a la carencia de un estímulo apropiado de la LH. En las primeras dos semanas posparto, las concentraciones circulantes de LH son bajas, lo cual obedece tanto a la ausencia de las reservas de LH como a una capacidad temporalmente reducida de la hipófisis para responder al estímulo de la GnRH. Entre los días 15 y 20 posparto, la hipófisis recupera la capacidad para responder a la GnRH; a pesar de ello, el establecimiento del patrón de secreción de LH adecuado para estimular la maduración y la ovulación del folículo dominante depende fundamentalmente del balance energético de la vaca. En el ganado productor de carne, además del estado energético, el amamantamiento inhibe la secreción de LH.

Debido a que la lactación es el periodo fisiológico de mayor demanda energética, el consumo de materia seca después del parto debería incrementarse hasta cuatro veces en el ganado lechero, para cubrir los requerimientos de nutrimentos para la producción de leche y el mantenimiento; sin embargo, la vaca es incapaz de consumir este volumen de materia seca y por lo tanto de satisfacer dichos requerimientos; recurre, entonces, a sus reservas de grasa y proteína, y cae en un balance energético negativo (BEN). El nivel más bajo del BEN (llamado nadir) se alcanza entre los días 10 y 20 posparto y su profundidad y duración varían entre individuos. El balance energético comienza a recuperarse después, pero es normal que el animal siga en BEN hasta los días 70 a 80 y, en algunos casos, se prolonga en las vacas de primer parto hasta el día 100 posparto. No obstante, una alta proporción de las vacas reinician su actividad ovárica en las primeras ocho semanas después del parto. Las vacas que llegan rápido al nadir del BEN, que comienzan a superarlo y se alejan de este punto, inician su actividad ovárica más rápido (20 a 30 días después del parto) que aquellas que tienen un BEN más profundo y duradero, las cuales con frecuencia siguen en anestro en el día 70 posparto (**imagen 14.3**).

Los cambios en la condición corporal, como indicadores de las reservas energéticas, están correlacionados positivamente con las concentraciones séricas de hormonas como la insulina, la IGF-I y la leptina. A mayor puntaje de la condición corporal, mayor es la concentración sérica de esas hormonas, las cuales actúan como señales que llegan al hipotálamo para modular la frecuencia de secreción de la GnRH, y en consecuencia la de la LH. Por lo tanto, la transición del anestro a la ciclicidad coincide con un incremento de las concentraciones séricas de insulina, IGF-I y leptina. Esta última es una hormona que se produce en los adipocitos y se ha propuesto como el indicador más importante de los cambios en la condición corporal. Otras sustancias presentes en la sangre como los ácidos grasos no esterificados y el β-hidroxibutirato también aportan información del estado metabólico, al ser indicadores de la movilización y uso de la grasa corporal. El aumento de estas sustancias, sin embargo, proporciona un mensaje inhibitorio de la reproducción.

El intervalo promedio entre el parto y la primera ovulación en ganado lechero es de alrededor de 30 días, sin embargo, el rango va de 20 a 80 días, por lo que es común encontrar que en el día 70 posparto, un 20 % de las vacas todavía no ha ovulado. Se observa con frecuencia que las vacas lecheras desarrollan, en las primeras oleadas foliculares durante el posparto, folículos que crecen a un tamaño mayor que el que alcanzan los folículos ovulatorios; éstos, sin embargo, no ovulan y se convierten en quistes foliculares. Esta condición se asocia a una alteración del sistema endócrino en el que el pico de LH no se presenta o se presenta a destiempo por un cambio en la respuesta del hipotálamo y de la hipófisis a la retroalimentación del estradiol, o por un desarrollo alterado de la esteroidogénesis o de los receptores en el folículo (**imagen 14.4**).

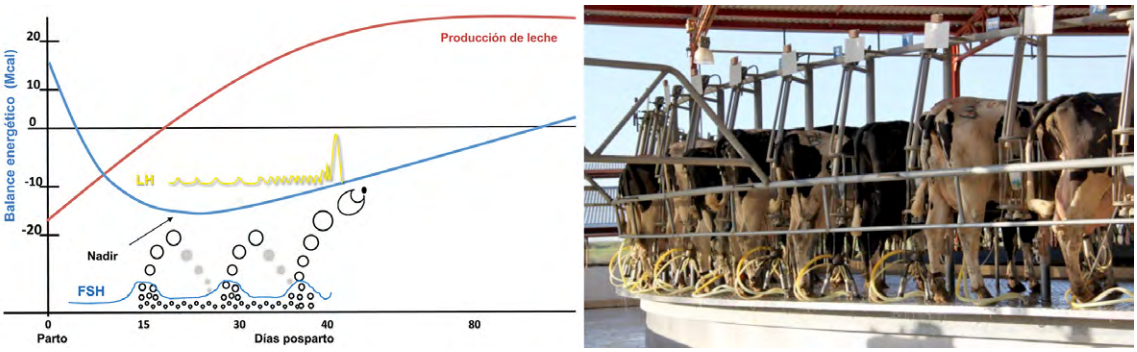


Imagen 14.3: relación entre el balance energético y los días posparto en vacas lecheras. Las vacas llegan a su punto más bajo de balance energético (nadir) entre los días 10 y 20 posparto y, aunque empiezan a superarlo, siguen en el BEN hasta el día 70 al 80. En los primeros 20 días después del parto se observan oleadas foliculares; sin embargo, ningún folículo termina su maduración debido a que se carece de un patrón adecuado de secreción de LH. Una vez que el balance energético cambia de dirección, aumenta la frecuencia de LH, lo cual conduce a la maduración del folículo y a la primera ovulación posparto (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

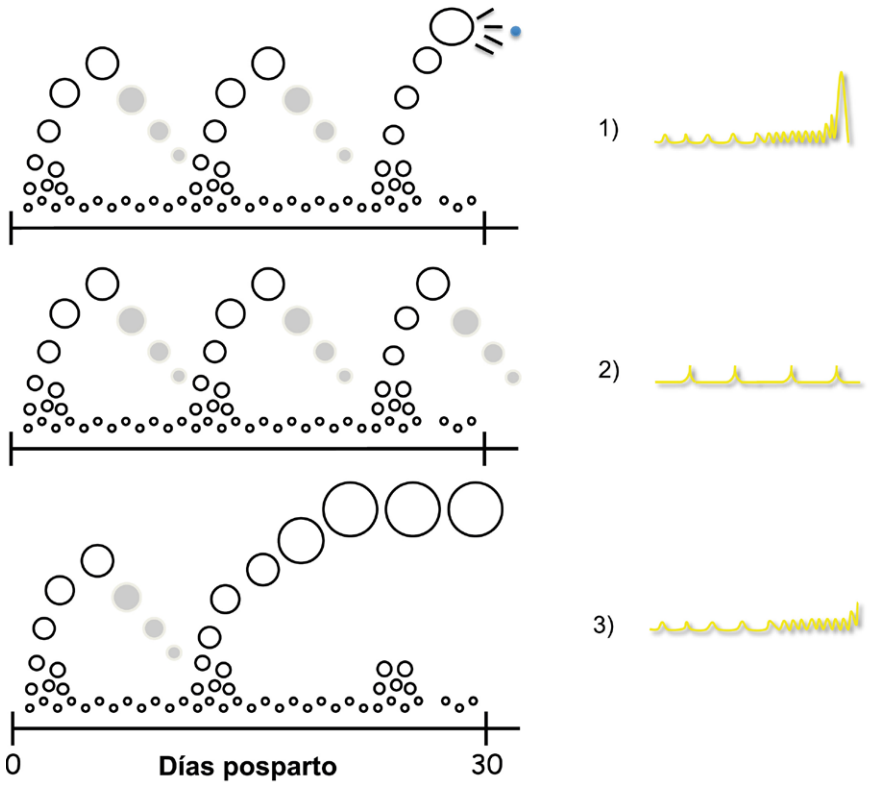


Imagen 14.4: en las primeras semanas posparto se inician las oleadas foliculares; en cada una de ellas se desarrolla un folículo dominante, el cual tiene tres destinos dependiendo del patrón de secreción de LH. **1**, madurar, ovular y formar un cuerpo lúteo; **2**, no llegan a madurar por carencia de un estímulo apropiado de LH y que por lo tanto la vaca continúe en anestro; **3**, madurar y formar un quiste folicular, debido a que hay alteraciones en la presentación del pico preovulatorio de LH (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

En la vaca productora de carne o de doble propósito, el factor que más impacta a la eficiencia reproductiva es el largo intervalo entre el parto y el inicio de la actividad ovárica. La primera ovulación, en general, no ocurre sino hasta después del día 150 posparto y es común que los animales comiencen a ciclar después del destete (de seis a ocho meses), lo cual trae como consecuencia que los intervalos entre partos sean mayores a los 18 meses. La deficiente nutrición y el amamantamiento son los factores que más contribuyen a la inhibición de la secreción de GnRH, que determina el inicio de la ciclicidad posparto. Cabe señalar que cuando las vacas recuperan condición corporal después del parto, su primera ovulación ocurre alrededor del tercer mes, lo cual indica que la nutrición tiene un efecto mayor que el amamantamiento en el reinicio de la actividad ovárica posparto (**imagen 14.5**). Durante el anestro, las oleadas foliculares ocurren de manera regular en patrones similares a los de una vaca que está ciclando, pero la maduración del folículo dominante se completará hasta que se incremente la frecuencia de LH, lo que dependerá principalmente del mejoramiento de la condición corporal.

En pequeños rumiantes con estacionalidad reproductiva marcada, el inicio de la actividad ovárica posparto se superpone al inicio de la ciclicidad de la época reproductiva (**imagen 14.6**). En estudios controlados en los que se programan los partos al inicio de la época reproductiva, o se trabaja con razas con una baja estacionalidad, las ovejas y cabras tienen su primera ovulación alrededor del día 30 posparto. En los sistemas intensivos con ovinos de pelo, por ejemplo, las ovejas se destetan a los 60 días posparto y se empadran inmediatamente, al margen de la época del año. El destete y el efecto macho, influyen favorablemente para acortar el periodo anovulatorio posparto en estas especies.

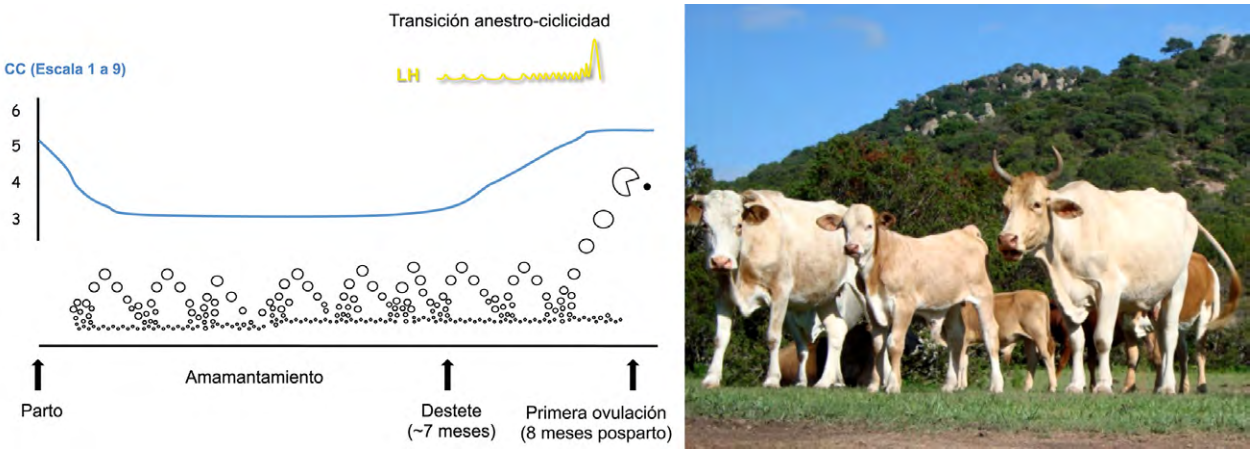


Imagen 14.5: el inicio de la actividad ovárica posparto en las vacas productoras de carne o de doble propósito está determinado, principalmente por el estado nutricional. Esta figura muestra el caso más frecuente en México, en el cual debido a la mala condición corporal (CC) de las vacas, la primera ovulación ocurre después del día 150 posparto (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

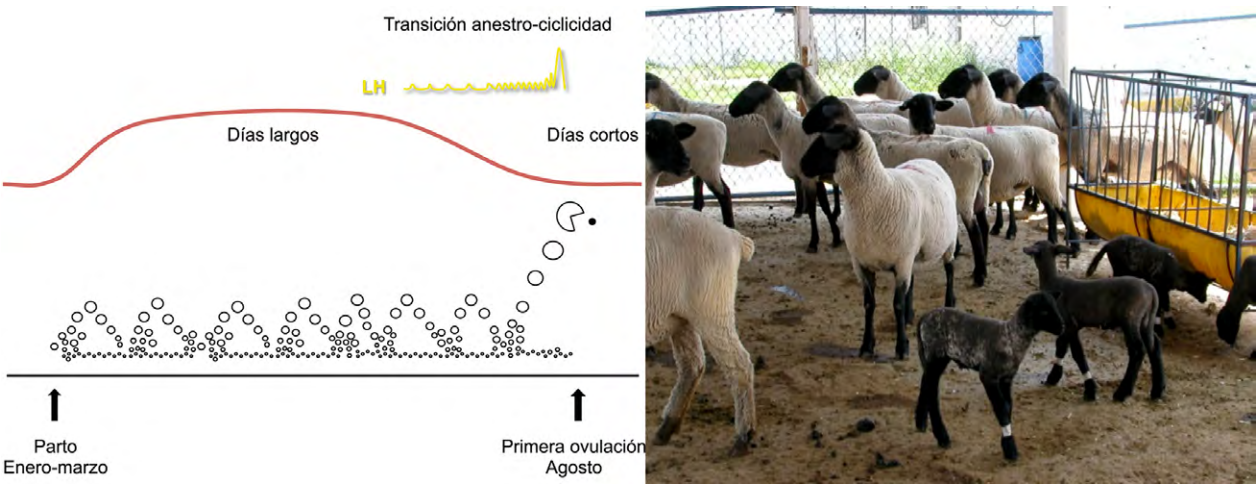


Imagen 14.6: en los ovinos con estacionalidad reproductiva marcada, las hembras presentan su primera ovulación posparto hasta la siguiente época reproductiva (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

Los équidos (la yegua y la burra) presentan un estro fértil dentro de los siete a 10 días después del parto, conocido como calor del potro. Si se toma en cuenta que la duración de la gestación es de 11 meses, esta estrategia reproductiva les permite aprovechar el fotoperiodo favorable para su reproducción inmediatamente después del parto, para intentar quedar gestantes de nuevo. Se propone que el mecanismo hormonal consiste en que hay un incremento de la secreción de FSH en los primeros días posparto que promueve el inicio de la primera oleada folicular y, debido a que el parto ocurre en la estación reproductiva, la secreción de LH no está inhibida, lo cual estimula la maduración y la ovulación del folículo. La involución uterina, asimismo, se completa en breve tiempo, lo cual favorece la fertilidad del calor del potro (**imagen 14.7**).

En la cerda, durante los primeros días posparto se observa un incremento en la secreción de FSH, lo cual estimula el desarrollo folicular, pero los folículos no maduran debido a la inhibición de la secreción de LH ocasionada por el amamantamiento. Cabe recordar que durante el amamantamiento se liberan opioides, sustancias que inhiben la secreción de GnRH. El inicio de la ciclicidad posparto ocurre en los siete días siguientes al destete (**imagen 14.8**).

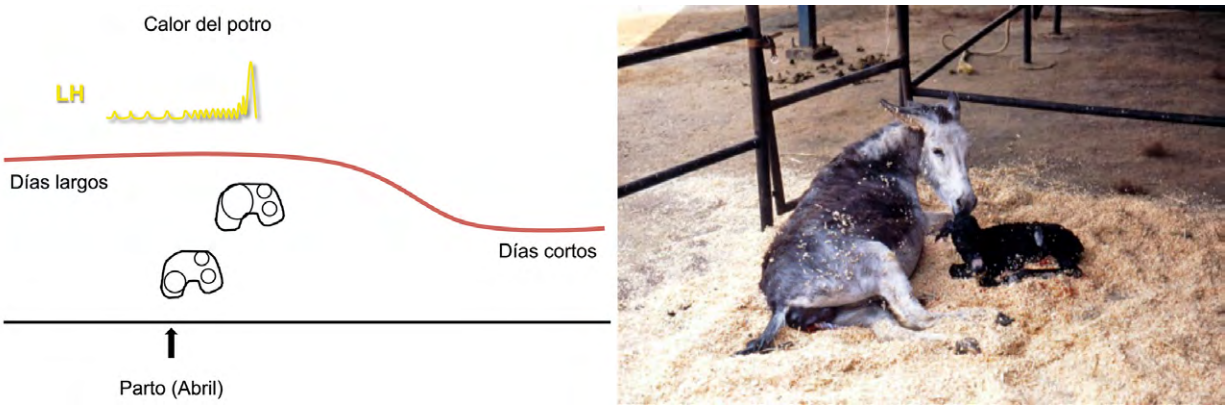


Imagen 14.7: los équidos (la yegua y la burra) presentan un estro fértil conocido como calor del potro entre la semana y los 10 días después del parto (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 14.8: en la cerda en amamantamiento inhibe la secreción de GnRH, por ende, la primera ovulación posterior al parto ocurre siete días después del destete (Dr. Joel Hernández Cerón).

Referencias

- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Hernández C. Fisiología Clínica de la Reproducción de bovinos lecheros. 1a ed. México; 2012.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2a ed. Washington: Current Conceptions; 2003.
- Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology Philadelphia: Saunders Company; 1997.

15

Capítulo 15

Examen de la capacidad reproductiva del semental

Antonio I. Porras Almeraya

Capítulo 15
Examen de la capacidad reproductiva del semental

Antonio I. Porras Almeraya

Introducción

El desempeño reproductivo depende tanto de las hembras como de los machos, sin embargo, estos últimos tienen potencialmente mayor capacidad de producir crías. Así, durante una época de empadre a cada macho bovino se le pueden asignar desde 20 hasta 60 hembras para su reproducción, o muchas más cuando se utiliza la inseminación artificial. Es importante señalar que se estima que entre un 10 y un 20 % de los toros adultos, que son reproductores potenciales, presentan algún tipo de anomalía que interfiere con su función reproductiva. A pesar de lo anterior, la evaluación de la capacidad reproductiva de los machos no es una práctica generalizada entre los ganaderos.

En este capítulo se describe la manera de evaluar la capacidad reproductiva del semental, tomando como base a la especie bovina, dado el predominio que tiene entre las especies de explotación zootécnica. Los principios generales de la evaluación son válidos para las otras especies domésticas, considerando algunas precisiones relacionadas con particularidades morfológicas del aparato reproductor y con las características del semen.

El examen de la capacidad reproductiva del macho (ECR) se indica antes de la compra o venta de un semental, con antelación a la temporada de reproducción o el empadre, y al detectarse algún problema de fertilidad en el hato. El ECR es un procedimiento relativamente rápido aunque exhaustivo, que comprende los siguientes aspectos:

- Examen físico general
- Examen del aparato reproductor
- Prueba de libido y capacidad de servicio
- Examen de la calidad del semen

La historia clínica y los indicadores obtenidos al momento de esta evaluación facultan a los técnicos, responsables de la selección de los animales, para colocar a los sementales por encima o por debajo de los valores mínimos establecidos para las características que más afectan la fertilidad, y para definir su aptitud como sementales.

Examen Físico General

Una evaluación de la capacidad reproductiva (ECR), de un modo ideal, debería incluir un examen sistémico detallado para determinar el estado de salud general del semental, y debería aplicarse antes de proceder a cualquier otro tipo de pruebas más específicas del aspecto reproductivo. La detección de enfermedades causadas por agentes infecciosos o parasitarios es de mucha importancia al valorar a los posibles reproductores, por lo

que es recomendable mantener programas preventivos para detectar padecimientos como tuberculosis, brucelosis y tricomoniasis. Sobra decir que debe evitarse utilizar como reproductores a aquellos animales que padezcan enfermedades que alteren la función reproductiva o que impliquen un riesgo de transmisión al resto del hato o al hombre. El examen físico general debe incluir por lo menos los siguientes aspectos.

Peso y condición corporal

El peso corporal es un indicador del estado nutricional y del grado de desarrollo, que puede sugerir la existencia de problemas de manejo, como sucede con los animales de bajo peso debido a deficiencias nutricionales o con los machos cuyo peso es excesivo debido a una sobrealimentación, hecho que puede ocasionar problemas en articulaciones y patas. Las condiciones patológicas, es decir cualquier enfermedad crónica o aguda que debilite al animal, producirán también una rápida pérdida de peso. Se debe tomar en cuenta, por otra parte, que existe una correlación positiva entre el peso corporal y la talla testicular –estimada por la circunferencia escrotal– que a su vez se relaciona con la cantidad de espermatozoides que un animal es capaz de producir.

La evaluación de la condición corporal se lleva a cabo mediante la apreciación visual o por palpación del volumen muscular o del grado de deposición de grasa en los tejidos (**imagen 15.1**), por lo que está sujeta a cierta subjetividad de la persona que la evalúa. Aunque con la experiencia y la práctica cotidiana puede lograrse un buen nivel de precisión y confiabilidad en las calificaciones. Los animales obesos o en mal estado de carnes, en general, presentan un rendimiento reproductivo deficiente, e indican una alimentación incorrecta.



Imagen 15.1: la evaluación de la condición corporal debe realizarse mediante la apreciación visual o por palpación del volumen muscular o del grado de deposición de grasa en los tejidos (Dr. Antonio Porras).

Conformación corporal y estado del aparato locomotor

La conformación corporal de un macho reproductor, en particular de las extremidades posteriores, es de gran importancia para su desempeño reproductivo, por lo que hay que prestarle especial atención. Las anomalías de conformación y otros padecimientos de las extremidades posteriores disminuyen o anulan la capacidad de servicio de los animales que las padecen (**imágenes 15.2 y 15.3**). Este tipo de alteraciones son causa de *impotencia coeundi* o incapacidad para efectuar la cópula.

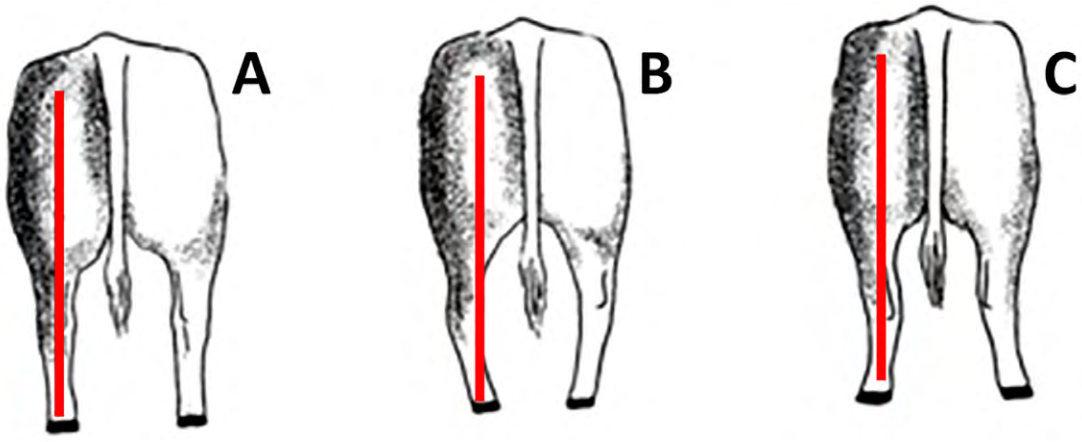


Imagen 15.2: conformación normal (**A**) y anormal (**B**, **C**) de los miembros posteriores. Vista desde atrás, la línea de aplomo parte de la punta de la nalga y divide al miembro en dos partes iguales en toda su extensión (Elaborada por el Dr. Antonio Porras).

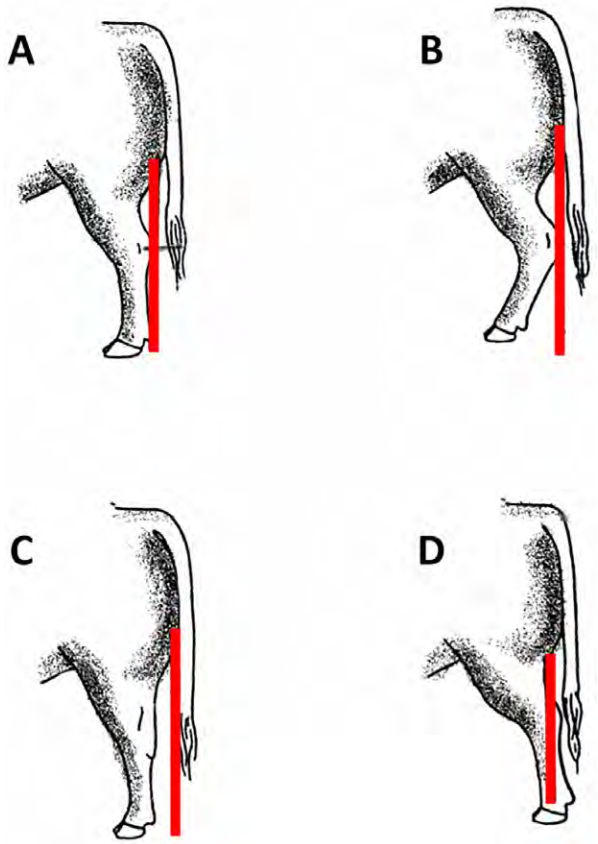


Imagen 15.3: conformación normal (**A**) y anormal (**B**, **C**, **D**) de los miembros posteriores. Vista lateralmente, la línea de aplomo va desde la punta de la nalga y termina detrás del talón, pasando tangencialmente a la punta del corvejón (Elaborada por el Dr. Antonio Porras).

Al revisar el aparato locomotor debe inspeccionarse también el estado de las pezuñas de manera meticulosa, se detectarán animales con posibles lesiones o abscesos (**imagen 15.4**).

Ojos y boca

Las condiciones de los ojos pueden determinarse, hasta cierto punto, por una inspección cuidadosa. Poseer una visión normal es de suma importancia para un toro reproductor, ya que si bien el animal se sirve tanto de la vista como del olfato para localizar a las hembras en celo, se ha observado que la falta de visión es un factor que inhibe –en mayor grado que la falta de olfato– la capacidad para reaccionar a la presencia de hembras sexualmente receptivas. El carcinoma del ojo y la queratitis infecciosa se encuentran entre los problemas que pueden afectar la visión de los animales y reducir su capacidad reproductiva (**imagen 15.5**). En el carnero, el entropión –inversión del borde del párpado– es una afección hereditaria que predispone a problemas de conjuntivitis, reduciendo la capacidad reproductiva del semental.



Imagen 15.4: durante el examen del aparato locomotor deberá revisarse el estado de las pezuñas del semental, con el propósito de detectar animales con lesiones o abscesos (Dr. Antonio Porras).



Imagen 15.5: las condiciones de los ojos pueden ser determinadas, hasta cierto punto, por una inspección cuidadosa de los mismos. Toro con opacidad de la córnea por queratoconjuntivitis infecciosa (Dr. Antonio Porras).

Los problemas de la dentadura y de la boca, detectables mediante una inspección visual (imagen 15.6), pueden ocasionar una disminución en la capacidad de los animales para consumir los alimentos de una manera correcta, sobre todo si se trata de forrajes groseros, y provocar una pérdida de peso que llegue a afectar la función reproductiva. Durante el examen de la cavidad oral es importante considerar la eventual existencia de problemas de actinomicosis o actinobacilosis que pueden afectar a los maxilares o a los tejidos blandos de la boca. En pequeños rumiantes se debe verificar, asimismo, que no existan alteraciones de la mandíbula (prognatismo o braquignatismo).

Ganglios linfáticos

En los pequeños rumiantes, antes del examen del aparato reproductor se lleva a cabo la inspección de los ganglios linfáticos. De preferencia se debe colocar al semental en posición de "sentado" (imagen 15.7), lo que facilita la palpación de los ganglios linfáticos submaxilares, retrofaríngeos y preescapulares, para descartar problemas de pseudotuberculosis o de linfadenitis caseosa. Aprovechando esta posición se examina también la zona del encuentro o pecho del semental, ya que en animales muy pesados es común observar úlceras o llagas en esta zona que, dependiendo de su grado, pueden ser de difícil resolución y causar suficiente dolor cuando se realiza la monta como para disminuir la capacidad reproductiva del semental.

Examen del Aparato Reproductor

El examen del aparato reproductor del macho incluye la evaluación de los órganos genitales internos (próstata, glándulas seminales y las ampollas de los conductos deferentes), así como de los órganos genitales externos (la bolsa escrotal con los testículos y sus epidídimos, el pene y el prepucio).



Imagen 15.6: la inspección de la boca y de los dientes forma parte del examen de la salud reproductiva del semental (Dr. Antonio Porras).



Imagen 15.7: la inspección de los ganglios linfáticos y del aparato reproductor se facilita si se coloca al carnero en posición de "sentado" (Dr. Antonio Porras).

Órganos genitales externos

Entre los órganos genitales externos se incluye a los testículos, los epidídimos y el escroto. El examen de las características morfológicas de los testículos se efectúa por inspección visual y por palpación para determinar posición, forma, tamaño y consistencia (**imagen 15.8**).

La palpación debe efectuarse cuidadosamente por toda la superficie testicular, incluyendo los cordones espermáticos y los epidídimos; y se requiere verificar la presencia de los dos testículos en el saco escrotal. Al respecto, el descenso testicular desde su posición intra-abdominal hasta el escroto ocurre normalmente durante el desarrollo fetal y se completa en las últimas semanas de la gestación o en las primeras semanas después del parto (**cuadro 15.1**).

El conjunto formado por los testículos, los epidídimos y la bolsa escrotal presenta una configuración variable según el tamaño, la forma y la posición de las partes, que son particulares de cada especie. En la **imagen 15.9** se ilustran dos tipos de conformación que pueden observarse en casos de testículos y escrotos normales. Los testículos con cierto grado de rotación o con una separación clara de las colas de los epidídimos no presentan ningún inconveniente para la fertilidad de los animales.

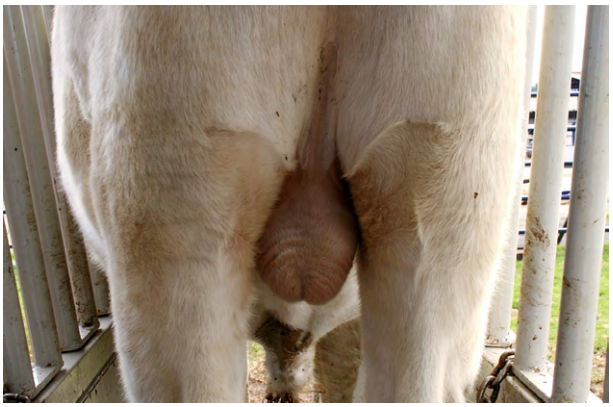


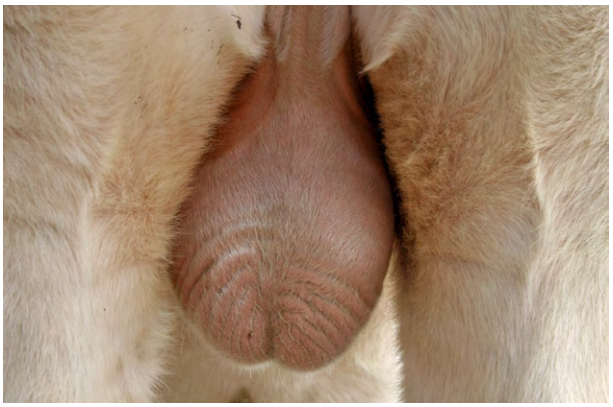


Imagen 15.8: el examen de los testículos se efectúa por inspección visual para determinar la posición, la forma y el tamaño de los testículos (A la izquierda); mediante la palpación se estima principalmente su consistencia (A la derecha) (Dr. Antonio Porras).

Cuadro 15.1

Periodo en que ocurre el descenso testicular en las diferentes especies domésticas.

ESPECIE	PERIODO DE DESCENSO TESTICULAR (días)
Bovina	Mitad de la gestación (100 - 105 d)
Ovina	Mitad de la gestación (75 d)
Equina	Cercano al nacimiento (30 d antes a 10 d despúes)
Porcina	Último tercio de la gestación (100 - 110 d)
Canina	Después del nacimiento (8 - 10 d)



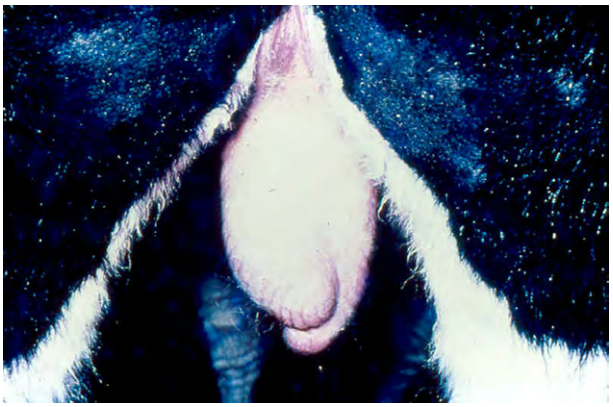


Imagen 15.9: ambas fotos presentan tipos de conformación que pueden observarse en testículos y escrotos normales. Los testículos con cierto grado de rotación o con una separación clara de las colas de los epidídimos (A la derecha) no presentan ningún inconveniente en la fertilidad de los animales (Dr. Antonio Porras y el Departamento de Reproducción, UNAM).

La **imagen 15.10** ilustra algunos ejemplos de conformación anormal de los testículos, como son la hipoplasia testicular unilateral, la hernia escrotal (en la que el escroto aparece distendido por la presencia de vísceras abdominales), y los testículos con un descenso imperfecto (criptorquidismo). Existe evidencia de que estas anormalidades son heredables, por lo que debe excluirse a los animales afectados de los programas reproductivos.

Durante la palpación de los testículos y del escroto se pueden detectar otras alteraciones, esencialmente adquiridas, como la presencia de adherencias entre el testículo y el escroto a consecuencia de procesos inflamatorios, condición que deberá descartarse mediante la comprobación de la movilidad de los testículos en el saco escrotal.

La determinación del grado de consistencia testicular es muy importante durante la palpación ya que se relaciona con la calidad del semen producido. Los testículos con funcionalidad normal presentan un buen grado de firmeza, mientras que los testículos flácidos pueden significar un cierto grado de degeneración, lo que supondrá una alteración de la espermatogénesis. El proceso degenerativo puede culminar en la fibrosis y calcificación de las partes involucradas, que se hacen fácilmente distinguibles a la palpación, aunque en algunos casos puede ser ligero y pasajero.

Los epidídimos deben ser palpados con cuidado en sus tres porciones, y su consistencia es normalmente más firme que la de los testículos. Los epidídimos pueden presentar problemas de aplasia, hipoplasia e inflamatorios. Tumores, abscesos y granulomas son otras alteraciones que pueden afectar a los epidídimos y en consecuencia a la fertilidad de los animales que las padecen.

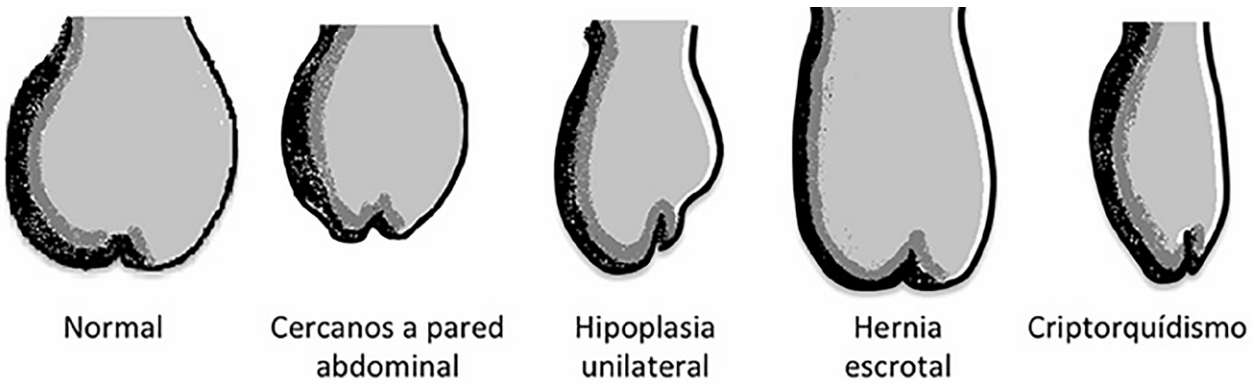


Imagen 15.10: tipos de conformación de los testículos y el escroto (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano).

Un aspecto muy importante es la determinación del tamaño de los testículos, pues existe una correlación positiva entre éste y la producción espermática. La circunferencia escrotal es una medida fácil de registrar y se relaciona estrechamente con el volumen testicular, por lo que se utiliza comúnmente para estimar el tamaño de los testículos. La determinación de la circunferencia escrotal se efectúa con una cinta métrica común o con una cinta métrica rígida, diseñada en especial para este fin. Para tomar dicha medida, ambos testículos deben ser descendidos firme y suavemente hasta el fondo de la bolsa escrotal, la cinta debe colocarse en el cuello del escroto y deslizarse suavemente hacia abajo hasta llegar al sitio correspondiente al diámetro mayor de la circunferencia de ambos testículos, cuya medida es registrada (**imagen 15.11**). Es importante señalar que la medida de la circunferencia escrotal varía, sobre todo por efecto de la raza y de la edad del toro.

La integridad y la morfología normales del pene y del prepucio son indispensables para la realización eficaz de la cópula. El examen de estos órganos se efectúa tanto por inspección visual como por palpación; durante esta última se debe comprobar la movilidad del pene en la vaina prepucial; asimismo se indagará sobre posibles alteraciones de orden traumático, neoplásico, etc.



Imagen 15.11: se ilustra la forma correcta de medir la circunferencia escrotal. Es recomendable tomar dos veces la medida para disminuir la probabilidad de errores (Dr. Antonio Porras).

La inspección del prepucio permite determinar su conformación y aspecto normal. Los animales con un prepucio demasiado relajado o colgante están predispuestos a sufrir laceraciones u otros traumatismos (**imagen 15.12**) que pueden provocar una postitis –inflamación del prepucio– o condiciones más graves; la eversión prepucial también predispone a este tipo de problemas. Otras alteraciones en las que el prepucio puede verse implicado son la fimosis –imposibilidad de extender el pene fuera del prepucio– y la parafimosis –imposibilidad de retraer el pene al interior del prepucio una vez extendido–; ambas patologías pueden deberse a alteraciones del pene, a la estrechez congénita del orificio prepucial o a fibrosis como consecuencia de la cicatrización de heridas prepuciales.

El examen del pene se puede efectuar mediante la exteriorización manual del mismo –en las especies en las que esto sea posible y con las medidas de asepsia apropiadas–, durante la obtención del semen con vagina artificial o al momento de la cubrición de una hembra (**imagen 15.13**). En casos particulares también puede hacerse al momento de la electroeyaculación o mediante la anestesia regional de los nervios pudendos. Cuando no es posible inspeccionar directamente el pene, el examen tiene que limitarse a la palpación del mismo, a través del prepucio.



Imagen 15.12: los toros con prepucio colgante están predispuestos a sufrir laceraciones u otros traumatismos (Departamento de Reproducción, UNAM).

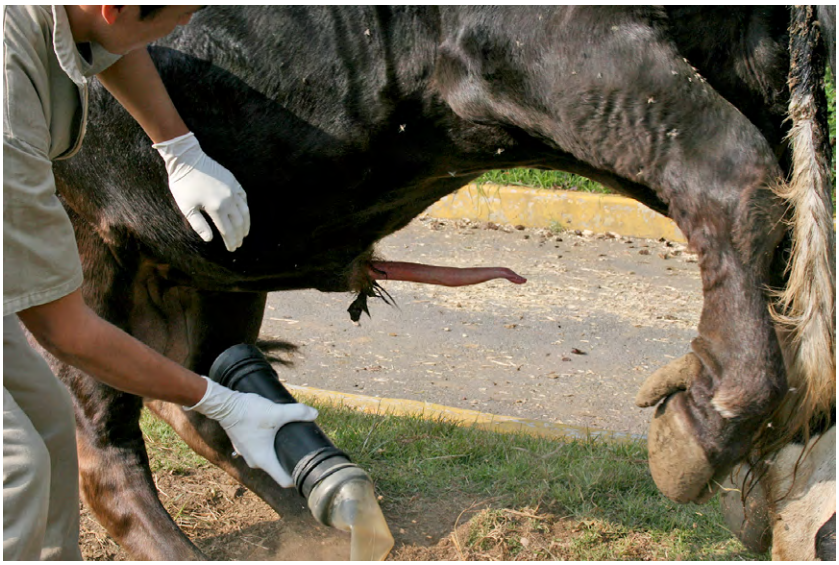


Imagen 15.13: la inspección del pene se puede realizar en el momento de la obtención de semen, ya sea con vagina artificial o mediante la electroeyaculación (Dr. Antonio Porras).

Examen de los Órganos Genitales Internos

El examen de los órganos genitales internos se puede llevar a cabo mediante la palpación rectal o con ultrasonografía.

En los toros, el reconocimiento de los órganos genitales internos por palpación rectal se inicia con la localización de la uretra pélvica –como punto de referencia–, la cual se encuentra en la línea media del piso de la pelvis y se identifica como una estructura cilíndrica de tres a cuatro cm de diámetro, ligeramente aplanada dorso ventralmente. El cuerpo de la próstata se ubica en el extremo dorso craneal de la uretra pélvica como una protuberancia o cresta transversal.

La próstata sirve a su vez como punto de referencia para la localización de las glándulas seminales y de las ampollas de los conductos deferentes, órganos que desembocan en un punto de la uretra pélvica conocido como colículo seminal, que se encuentra precisamente al nivel del cuerpo de la próstata. Las glándulas seminales son un par de glándulas lobuladas de forma generalmente alargada –alrededor de 10 cm o más de longitud en el bovino–, que a veces presentan cierto grado de asimetría y que están situadas adelante y lateralmente al cuerpo de la próstata (**imagen 15.14**). La palpación de estas glándulas es relativamente fácil, su consistencia normal es flexible y carnosa, mientras que sus lobulaciones son más o menos discernibles. En toros, la inflamación de las glándulas seminales o vesiculitis seminal es uno de los padecimientos más frecuentes del aparato reproductor. La vesiculitis seminal se asocia con la alteración de otros órganos genitales, por lo que en ocasiones se ve acompañada o seguida de ampulitis, orquitis, epididimitis o prostatitis.

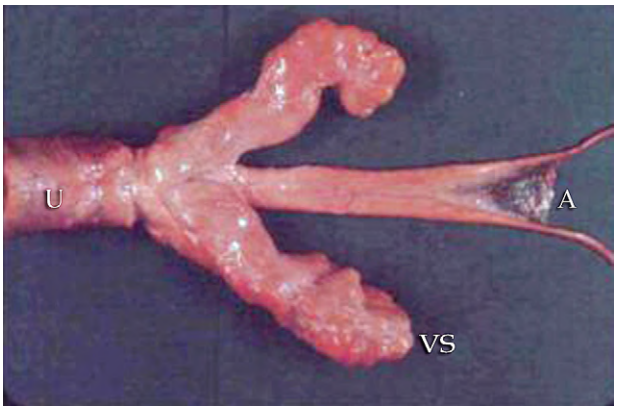


Imagen 15.14: se pueden observar las ampollas de los conductos deferentes (**A**), las glándulas seminales (**VS**) y parte de la uretra pélvica (**U**) (Dr. Antonio Porras).

Las ampollas de los conductos deferentes son los ensanchamientos que presentan dichos conductos, en la proximidad de su desembocadura en el colículo seminal. Se encuentran cranealmente al cuerpo de la próstata y entre las glándulas seminales; normalmente son palpables en su totalidad y tienen un diámetro similar o ligeramente mayor al de un lápiz. Estas estructuras pueden verse afectadas por procesos inflamatorios que, en la mayoría de los casos, están relacionados con padecimientos de las glándulas accesorias adyacentes. El diagnóstico clínico de la inflamación de las ampollas de los conductos deferentes es posible únicamente en raras ocasiones.

Al llevar a cabo el examen de los órganos genitales internos por palpación, debe efectuarse el reconocimiento de los anillos inguinales internos, que son los conductos por los que pasan las estructuras que forman el cordón espermático, en su trayecto hacia los testículos. Las aberturas de estos conductos se encuentran cranealmente al borde anterior de la pelvis, a una distancia de entre ocho y 16 cm en los bovinos. El diámetro de estos anillos no debe permitir el paso de más de tres a cuatro dedos, ya que diámetros superiores aumentan la predisposición a la ocurrencia de una hernia escrotal.

En el caso de los perros, los desórdenes de la próstata son un problema importante e incluyen a la hipoplasia y la atrofia, la hiperplasia e hipertrofia, la prostatitis, los abscesos, los carcinomas y los quistes. El examen de esta glándula accesoria se puede realizar mediante palpación rectal, ultrasonografía y rayos X.

Evaluación del Semen

La determinación de las características cualitativas y cuantitativas del semen de aquellos animales que se utilizan o que se van a emplear en la reproducción, es uno de los aspectos fundamentales al evaluar la capacidad reproductiva de los machos. Debe considerarse que aún cuando la evaluación del semen no puede ser utilizada de modo decisivo para predecir la fertilidad de un animal, sí puede servir para discernir a aquellos animales cuyas características seminales están por debajo del rango normal –lo que permite eliminarlos temporal o permanentemente de la reproducción–, de aquellos con los parámetros adecuados para ser incluidos en los programas reproductivos.

La evaluación macroscópica del semen comprende la apreciación del volumen, el color, el aspecto, el olor y el pH; mientras que la evaluación microscópica incluye la determinación de la concentración, la motilidad y la morfología espermáticas. Los procedimientos para llevar a cabo la evaluación de una muestra de semen así como los métodos empleados para su obtención se desarrollan en el capítulo 16.

La evaluación de una muestra de semen debe efectuarse en condiciones adecuadas de temperatura, –entre 37 y 38 °C–. El material que se utilice debe encontrase limpio y seco, y estar a la misma temperatura a la que se mantiene el semen. Las determinaciones deben efectuarse rápidamente.

Obtención del semen por electroeyaculación

La vagina artificial y la electroeyaculación son los principales métodos para la obtención del semen bovino. Se considera que la utilización de la vagina artificial es el mejor procedimiento para la obtención de semen, ya que se reproduce el proceso de eyaculación normal, por lo que la muestra que se obtiene refleja adecuadamente las características del semen producido por un animal. En este capítulo sólo se explicará cómo se obtiene semen mediante electroeyaculación, pues el método de vagina artificial se encuentra descrito en el capítulo de Inseminación Artificial (**capítulo 16**).

La electroeyaculación consiste en la estimulación eléctrica de los nervios que controlan el proceso de la erección y de la eyaculación, mediante la introducción en el recto del animal de una sonda cilíndrica que lleva sobre su superficie varios electrodos en forma de bandas longitudinales (**imagen 15.15**).

Para efectuar este manejo se debe colocar al animal en un sitio en el que sea posible restringirlo adecuadamente y en el que se puedan tomar medidas para evitar que el animal se caiga, lo que a veces ocurre durante el proceso (**imagen 15.16**). Al comenzar el procedimiento, se debe comprobar que tanto el orificio prepucial como la región circundante se encuentren limpios o de lo contrario la zona debe lavarse y secarse bien. Antes de introducir la sonda es conveniente vaciar el recto del excremento que contiene –para mejorar la superficie de contacto–, momento que puede aprovecharse para efectuar la palpación e inspección de los órganos genitales internos.

Una vez introducida la sonda se inicia la estimulación eléctrica, comenzando con la aplicación de una descarga baja, que se irá aumentando gradualmente hasta que se produzca la eyaculación, acompañada, o no, de una erección. Es importante señalar que cada estímulo eléctrico debe aplicarse entre dos y tres segundos a una determinada intensidad para después regresar a cero, y mantenerse en este punto cerca de un segundo, antes de volver aplicar el estímulo. La estimulación a una determinada intensidad debe aplicarse cinco a 10 veces antes de proceder con una intensidad más alta.

Antes de producirse la eyaculación por este método, ocurre la salida de gotas claras de secreción de las glándulas accesorias; la fracción rica en espermatozoides comienza a eliminarse después, y es la parte que debe recuperarse. El semen se concentra en un recipiente especial provisto de un mango al que se le adapta un cono de hule látex (**imagen 15.17**) que conduce la muestra a un tubo de ensayo graduado que debe estar protegido de la luz directa y mantenerse a una temperatura adecuada. En general, el semen obtenido mediante esta técnica tiene una menor concentración espermática y un mayor volumen que el obtenido por vagina artificial.

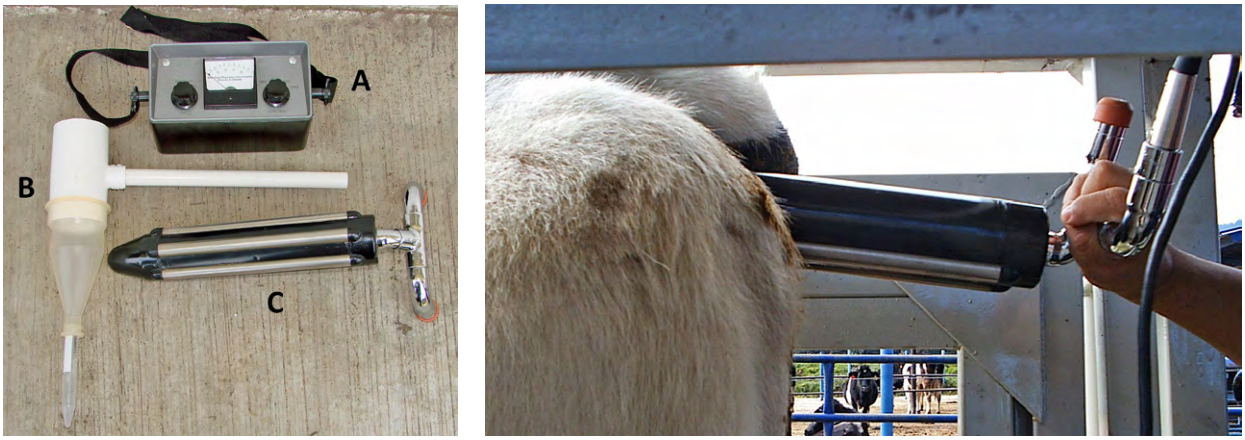


Imagen 15.15: en el lado izquierdo se observan los elementos que integran un equipo de electroeyaculación: **A,** unidad de control para aplicar y regular el paso de la corriente eléctrica; **B,** dispositivo para la recolección de semen (bastón, cono de látex y tubo recolector, **C,** sonda cilíndrica con electrodos longitudinales. En el lado derecho se introduce la sonda cilíndrica en el recto del animal para provocar la eyaculación (Dr. Antonio Porras).



Imagen 15.16: para efectuar la electroeyaculación debe colocarse al animal en un sitio en el que se le pueda contener de manera adecuada (Dr. Antonio Porras).



Imagen 15.17: el aumento gradual de la intensidad de estímulo eléctrico provocará la eyaculación, que puede acompañarse o no de erección (Dr. Antonio Porras).

Evaluación macroscópica del semen

El volumen de una muestra de semen se determina por la lectura directa sobre la graduación del tubo utilizado para la recolección. El volumen seminal en el ganado bovino puede variar dentro de límites relativamente amplios, aunque normalmente está dentro del rango de cinco a ocho mililitros.

Las características de color y aspecto del semen se aprecian a simple vista, y dependen de su concentración espermática. Las muestras poco concentradas son claras u opalescentes y de consistencia acuosa, mientras que las más concentradas presentan un color blanco y son de consistencia lechosa o cremosa. La presencia de polvo, sangre u orina, pueden modificar el color del semen haciéndolo oscuro, rojizo o amarillento.

El semen debe ser inodoro, cualquier olor representa una alteración. Si el eyaculado ha sido contaminado, generalmente con líquido prepucial, tendrá un olor picante intenso –especialmente en el cerdo– y en el caso de una infección bacteriana tendrá un olor fétido.

El pH puede determinarse por medio de un potenciómetro o por el método del papel indicador del pH. El pH del semen bovino en general, varía entre 6.5 y 6.9 pero pueden encontrarse variaciones extremas de entre seis y ocho, o más; las muestras con alta concentración y movilidad espermáticas tienden a ser más ácidas que las de menor calidad.

Evaluación microscópica del semen

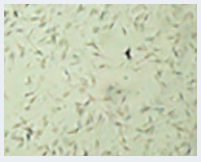
La determinación del número de espermatozoides por mililitro de semen –concentración espermática– se efectúa comúnmente por un conteo en un hemocitómetro, tal como se cuentan las células sanguíneas. Este método consiste en diluir una pequeña fracción de semen, con la ayuda de una pipeta especial, en un diluyente que mata y dispersa a los espermatozoides, tal como se explica en el **capítulo 16**.

La evaluación de la concentración espermática por apreciación visual de la densidad es un método aplicable en condiciones de campo, cuando se requiere efectuar una valoración rápida de la concentración de una muestra. De acuerdo con Albert D. Barth, en su trabajo "Evaluation of potential breeding soundness of the bull", la concentración espermática puede estimarse asignando a cada muestra, según su apariencia, una calificación que corresponda a un rango determinado de concentración (**cuadro 15.2**).

La evaluación de la motilidad espermática debe efectuarse con toda celeridad después de la obtención del semen y en las mejores condiciones posibles, ya que la motilidad es una característica muy sensible a la influencia de factores como la temperatura, los cambios de pH, las variaciones de presión osmótica y a todo factor que ejerza influencias desfavorables sobre el semen. La motilidad espermática en general se expresa de dos formas: en masa o vigor, así como individual (ambos métodos se describen en el **capítulo 16**); y se considera como el mejor indicador de la calidad del semen, en particular la motilidad individual, la cual, bajo condiciones óptimas puede correlacionarse con la fertilidad.

Cuadro 15.2

Estimación de la concentración espermática en el toro por la apreciación visual de la apariencia del semen.

APARIENCIA DEL SEMEN		CALIFICACIÓN	CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA ESTIMADA (ESPERMATOZOIDES/ml)	
Translúcida		Mala	< 250 x 10^6	
Leche desnatada		Regular	250 a 400 x 10^6	
Lechosa		Buena	400 a 750 x 10^6	
Cremosa		Muy buena	> 750 x 10^6	

Elaborado por la Dra. Lucía Rangel, con fotografías de los Doctores Antonio Porras y José Luis Cerbón.

El semen regularmente contiene cierta proporción de espermatozoides con una morfología anormal; sin embargo, cuando esta proporción es excesiva influye negativamente en la fertilidad. La determinación del porcentaje de anomalías espermáticas se efectúa por conteo de un número establecido de espermatozoides al microscopio, diferenciando aquellos que presentan algún tipo de anomalía morfológica de los que son normales (la metodología se describe en el **capítulo 16**). En la especie bovina se considera que la proporción de anomalías primarias no debe ser mayor a un 18 a 20 %, y el conjunto de anomalías primarias y secundarias –porcentaje total de anomalías– no debe sobrepasar al 35 a 40 %, para no tener consecuencias negativas sobre la fertilidad. Algunos autores consideran prudente, sobre todo si el semen va a ser destinado a la inseminación artificial, no utilizar muestras con porcentajes totales de anomalías mayores al 20 %.

Una práctica sensata sobre el uso de sementales sería utilizar sólo animales cuyas características seminales están dentro de los rangos normales para la reproducción, sin embargo, no hay que olvidar que la presentación de características seminales por debajo de lo normal puede ser pasajera, y que antes de establecer un juicio, debe existir una seguridad razonable de que la muestra examinada es representativa del semen producido por un animal y que la evaluación se desarrolló bajo las condiciones adecuadas.

Existen diversas normas o sistemas de calificación del semen entre las que destacan las propuestas por la Sociedad Americana de Teriogenología, la Asociación de Veterinarios del Oeste de Canadá, y la Asociación Veterinaria Australiana. El sistema de calificación del semen de la Sociedad Americana de Teriogenología únicamente toma en cuenta a la motilidad, la morfología espermática y la circunferencia escrotal para juzgar a los animales; la máxima calificación que se puede obtener por motilidad espermática es de 20 puntos, por morfología espermática de 40 puntos y por circunferencia escrotal de 40 puntos. Se considera que los animales tienen un potencial reproductor satisfactorio si reúnen 60 puntos o más, cuestionable si alcanzan de 30 a 59 puntos y no satisfactorio si reúnen menos de 30 puntos.

Pruebas de Libido y Capacidad de Servicio

La libido es el instinto, el impulso o la agresividad sexual de un individuo; por capacidad de servicio se entiende la competencia de un macho para realizar eficazmente la cópula o acoplamiento.

Dos características muy importantes para el rendimiento reproductivo de los animales son la libido y la capacidad de servicio, ya que para completar la segunda es condición indispensable poseer una libido adecuada, aunque esta última, por sí sola, no es suficiente para conferir la capacidad de servicio. La libido en toros tiene un componente genético importante.

La libido y la capacidad de servicio se evalúan colocando al macho en presencia de una hembra, que puede estar o no en celo, restringida adecuadamente en un potro de monta o libre dentro de un corral -si se trata de una hembra en celo-, de modo que el macho pueda actuar en completa libertad. El comportamiento del macho se observa con atención; se registran sus demostraciones de interés

sexual, sus intentos de monta y los servicios o montas efectivas que realice dentro de un periodo determinado. La duración del intervalo de observación puede ser variable, pero se ha establecido que 10 min son suficientes para aportar la información adecuada acerca de un animal, aunque un periodo de observación mayor puede ser necesario para definir el origen de algunas alteraciones de la capacidad de servicio.

La calificación que se le da al animal en función del comportamiento exhibido es la siguiente, según Chenoweth (1976):

0. No muestra interés sexual durante el periodo de observación.
1. Muestra interés sexual en una ocasión.
2. Muestra interés sexual en más de una ocasión.
3. Muestra interés sexual persistente.
4. Efectúa una monta o intento de monta, sin servicio.
5. Efectúa dos montas o intentos de monta, sin servicio.
6. Más de dos montas o intentos de monta, sin servicio.
7. Un servicio sin interés sexual posterior.
8. Un servicio seguido de interés sexual, incluyendo montas o intentos de monta.
9. Dos servicios sin interés sexual posterior.
10. Dos servicios seguidos de interés sexual, incluyendo otras montas, intentos de monta u otros servicios.

Es recomendable efectuar la evaluación de un animal por lo menos en dos ocasiones, de preferencia en días diferentes, y retener los mejores resultados como indicadores de su libido y capacidad de servicio. La aplicación de la prueba de libido y de capacidad de servicio es muy importante para valorar el potencial reproductivo de un animal, sobre todo si se va a utilizar en monta natural y también para identificar animales con algún defecto de la capacidad reproductiva que no se haya detectado durante el examen del estado físico.

Conclusión del Examen de la Capacidad Reproductiva del Semental

El veredicto final acerca de la capacidad reproductiva de un animal debe emitirse considerando con cuidado los diferentes aspectos incluidos en la evaluación, las condiciones en las que ésta fue efectuada, y el sistema de reproducción en el que se pretenda utilizar el animal. En un momento dado, un animal puede parecer no competente para la reproducción porque la evaluación se efectuó en condiciones adversas. Bajo circunstancias particulares será posible utilizar animales imposibilitados para copular utilizando el método de electroeyaculación para obtener semen, con la finalidad de realizar la inseminación artificial, sin embargo, es esencial tener en cuenta que, según la naturaleza del impedimento, puede existir el riesgo de transmitir características desfavorables para la reproducción a la descendencia.

Referencias

- Ball L, Mortimer R, Ott R, Simons J. Manual for breeding soundness examinations of bulls. Journal of the Society for Theriogenology. 1983; XII.
- Barth A, Oko R. Abnormal Morphology of Bovine Spermatozoa Iowa: Iowa State University Press; 1989.
- Barth A. Evaluation of potential breeding soundness of the Bull. In Threlfall W, Youngquist R, editors. Current Therapy in Large Animal Theriogenology. Philadelphia: Saunders Co.; 1997.
- Chenoweth PJ. Behavioral considerations of the natural breeding bull. Proceedings of the Society for Theriogenology. Lexington: Kentucky; 1976.
- Hopkins F, Spitzer J. The new society for theriogenology breeding soundness evaluation system. The Veterinary Clinics of North America. Food Animal Practice. 1997; 13(2): p. 283-293.
- Silva M. Evaluación de la Capacidad Reproductiva del Macho Bovino México: Universidad Autónoma de Yucatán; 1989.
- Wenkoff M. The Evaluation of Bulls for Breeding Soundness. 2nd ed. Canada: Canadian Veterinary Association; 1988.

16

Capítulo 16



Inseminación artificial

Javier Valencia

Capítulo 16
Inseminación artificial

Javier Valencia

Introducción

La inseminación artificial (IA) consiste en el depósito del semen en el aparato genital de la hembra sin la intervención del macho.

La principal ventaja de la IA es el mejoramiento genético, al utilizar machos con mayor mérito, es decir sementales que permitan aumentar la frecuencia de genes que se relacionan con caracteres considerados favorables para la población. En el ganado lechero, por ejemplo, durante los últimos 50 años se ha logrado duplicar la producción láctea, lo cual se debe en gran medida a la IA utilizando toros "probados", es decir, con pruebas de progenie.

Con la IA se logra además un mejor aprovechamiento del semental, considerando por ejemplo que en el toro es posible obtener de 200 a 400 dosis de semen a partir de un eyaculado.

Al evitar la monta natural, la inseminación artificial permite también prevenir la transmisión de algunas enfermedades venéreas.

El proceso de congelación del semen ha facilitado, adicionalmente, la utilización, comercialización y distribución del mismo, posibilitando el intercambio de diferentes razas a nivel mundial y propiciando la implementación de otras biotecnologías, como la transferencia de embriones y la fertilización *in vitro*.

Métodos de Obtención de Semen

Vagina artificial (VA)

Es el método de elección para la obtención de semen en los machos rumiantes y en el garañón. Consiste en la utilización de un tubo rígido que contiene una válvula, y en cuyo interior se introduce una manga de látex, que se pliega en ambos extremos. La recámara que se forma entre la pared del látex y la pared del tubo se llena con agua caliente a una temperatura de entre 42 y 45 °C, lo que constituye un estímulo para la eyaculación. En algunos modelos de VA se introduce además aire en la recámara mencionada, para cerrar las paredes internas y reforzar el estímulo. La obtención de semen se realiza al montar al macho sobre una hembra, un macho o un maniquí; en el toro se prefiere que sea un buey u otro macho y en el garañón una yegua en celo.

En particular en el toro las montas falsas (**imagen 16.1**) –montas en las que no se permite la eyaculación– previas a la obtención del semen aumentan el número de espermatozoides móviles en el eyaculado, hasta en un 50 %.



Imagen 16.1: monta falsa durante la obtención de semen en el toro (Cortesía de la Dra. Lucía Rangel).

Electroeyaculación

La electroeyaculación consiste en la obtención del semen mediante la estimulación de los nervios que controlan el proceso de la erección y de la eyaculación al aplicar pulsos de electricidad por vía rectal. Se utiliza en los machos que no aceptan la vagina artificial, como es el caso de los bovinos de razas de carne, carneros o chivos no entrenados y machos incapacitados para la monta. En los machos de otras especies domésticas se aplica muy rara vez y generalmente con anestesia. Es el método de elección en las especies silvestres.

En general el eyaculado obtenido mediante esta técnica tiene una menor concentración espermática y un mayor volumen que el obtenido por vagina artificial. Para mayor información del tema revisar el **capítulo 15**.

Mano enguantada

Se usa la mano enguantada en el cerdo y consiste en fijar la parte espiralada del pene durante la eyaculación, proporcionando un estímulo de presión (**imagen 16.2**).

Para este tipo de obtención de semen se utiliza un potro, con la finalidad de que el verraco se apoye (**imagen 16.3**).

Masturbación

El método de elección en el perro es la masturbación. Una vez que se ha expuesto el pene fuera del prepucio, se fija la parte posterior del bulbo para lograr la erección completa y la emisión del semen. Para esta especie la presión es el estímulo más importante (**imagen 16.4**).



Imagen 16.2: obtención de semen en el porcino con el método de la mano enguantada (Departamento de Reproducción, UNAM).

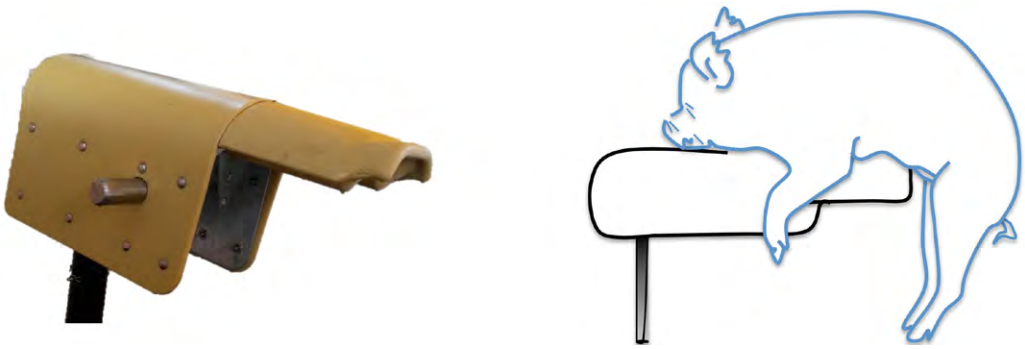


Imagen 16.3: potro para la obtención de semen en el porcino (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).



Imagen 16.4: obtención de semen en el perro (Departamento de Reproducción, UNAM).

Evaluación de Semen

Después de la obtención del semen, éste se coloca en un baño maría a 35 – 37°C y se procede a evaluar las características macroscópicas –color, volumen y aspecto– y microscópicas –motilidad, morfología y concentración espermática–. El volumen y la concentración característicos del eyaculado de las diferentes especies domésticas se muestran en el **cuadro 16.1**.

Características macroscópicas

El volumen del semen obtenido se mide directamente en el tubo o recipiente graduado de recolección. Varía mucho entre especies y puede ir desde 0.5 mililitros en el carnero y el chivo, hasta 500 ml en el cerdo. En los machos jóvenes el volumen es generalmente menor.

El color del semen es blanco marfil, otros colores pueden indicar alteraciones (presencia de pus, orina o sangre).

El aspecto varía dependiendo de la concentración espermática y puede ser acuoso (humano, perro), lechoso (bovino) o cremoso (carnero y chivo).

Características microscópicas

El movimiento o motilidad en masa se determina al observar al microscopio una gota de semen sin diluir (**imagen 16.5**) y sin cubreobjetos. La motilidad en masa se evalúa principalmente en eyaculaciones con alta concentración, como es el de los rumiantes, aunque también se hace en el de cerdo. El vigor del movimiento conjunto está dado por el movimiento individual de los espermatozoides y por su concentración. Si la mayoría de los espermatozoides tienen un movimiento rápido se formarán ondas u olas. Este vigor, de acuerdo a la Sociedad Americana de Teriogenología, se clasifica de la siguiente manera.

4 = Muy bueno. Ondas oscuras y de movimiento rápido.
3 = Bueno. Ondas aparentes, movimiento moderado.
2 = Regular. Ondas con movimiento apenas perceptible.
1 = Pobre. No hay ondas, pocas células móviles.
0 = Muy pobre. No hay células móviles.

Cuadro 16.1

Volumen y concentración del semen en los machos de las especies domésticas.

	TORO	CABALLO	CERDO	CARNERO	MACHO CABRÍO	CANINO
Volumen (en ml)	6 (2 - 10)	60* (20 - 300)	225* (150 - 500)	1 (0.5 - 2.0)	1 (0.5 - 2.0)	2 - 30
Concentración (10^9/ml)	1.2	0.15	0.2	3.0	3.6	0.1 - 0.5

Donde * = volumen sin considerar la porción de gel (Modificado de Universidad de Idaho, Kargiannidis et al. 2000, Setchell, 1977).

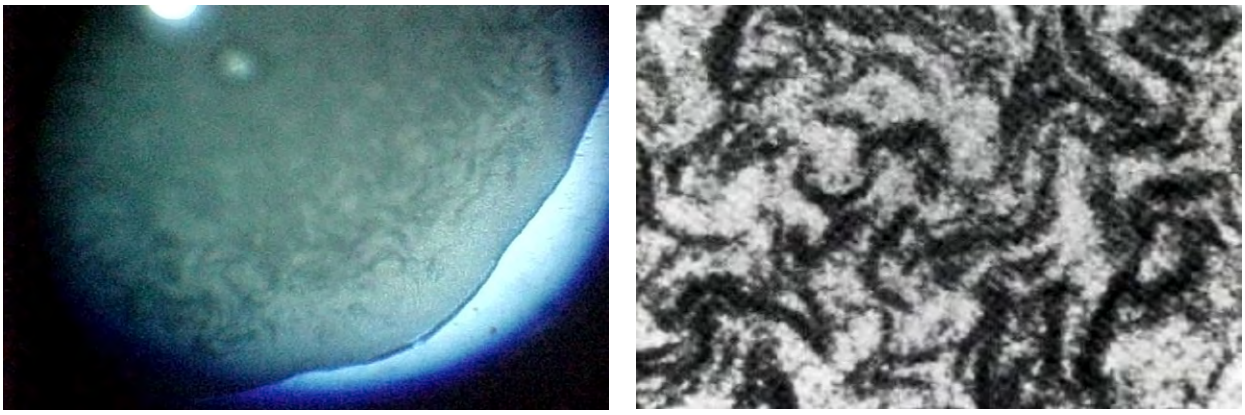


Imagen 16.5: movimiento en masa en una muestra de semen de ovino (lado izquierdo) y otra de bovino (lado derecho) (Departamento de Reproducción, UNAM).

Para evaluar la proporción de espermatozoides que muestran un movimiento progresivo y lineal, se coloca una gota pequeña de semen sobre un portaobjetos previamente calentado a 41°C, a continuación se le pone un cubreobjetos y se observa al microscopio (objetivo 40 x). El porcentaje de células con movimiento progresivo se calcula subjetivamente, al hacer una estimación general del campo que se está observando. Una buena muestra debe tener al menos 70 % de motilidad. En los pequeños rumiantes el semen es tan concentrado (> 3 000 millones/ml) que a veces es necesario diluirlo con solución salina para poder observar individualmente a los espermatozoides.

La concentración espermática es la cantidad de espermatozoides en un volumen establecido, generalmente es de un mililitro. Para determinar la concentración se puede usar el hematocitómetro –también llamado cámara de Neubauer o de Spencer-, el espectrofotómetro, el fotocolorímetro, o bien un contador fotoeléctrico de células (*Culter counter*).

El hematocitómetro está formado por dos áreas cuadriculadas, cada una de las cuales cuenta con cinco cuadrantes por lado –25 cuadros grandes–, separados entre sí por dos líneas paralelas. Cada cuadrante contiene a su vez 16 cuadros chicos (**Imagen 16.6**). Un cubreobjetos especial se coloca sobre los rieles, cubriendo las dos áreas cuadriculadas, con lo que se crea un espacio entre éste y la superficie de cada una de las áreas, cuyo volumen es conocido; el espacio deberá llenarse por capilaridad con semen a una dilución determinada. Para poder contar a los espermatozoides es necesario inmovilizarlos, para lo cual un pequeño volumen del semen se mezcla con una solución amortiguadora que contiene formol, a una dilución de 1 : 100 ó 1 : 200, lo que depende de la especie o incluso de la concentración de la muestra de eyaculado obtenida. Para realizar la dilución se utiliza una micropipeta de laboratorio o las pipetas que se usan para el conteo de glóbulos rojos –pipeta de Thoma, que contiene un cilindro agitador de color rojo– o de glóbulos blancos, con un cilindro de color blanco.

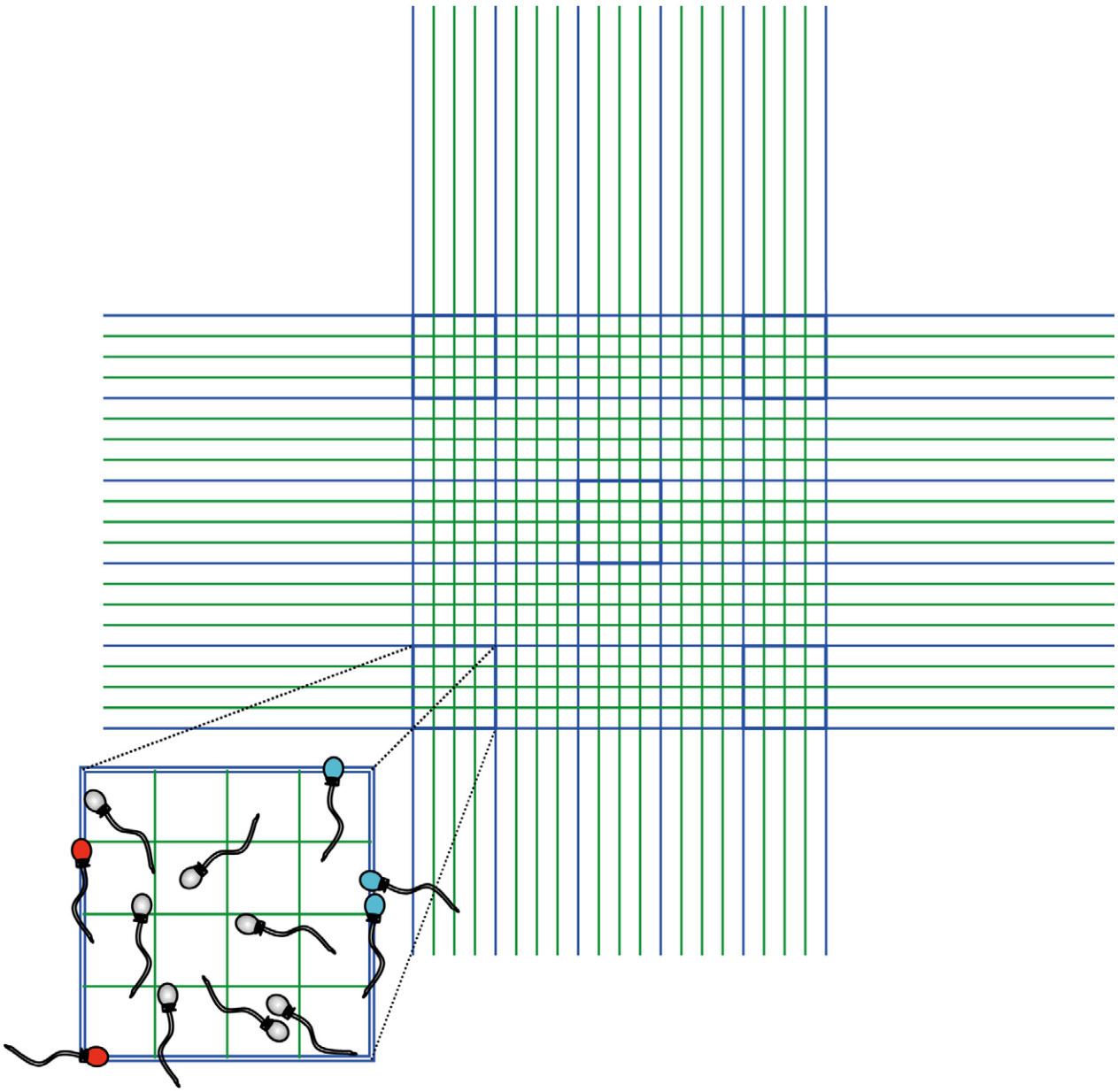


Imagen 16.6: representación esquemática de una de las dos cuadrículas del hematocitómetro. Cada área cuadriculada tiene cinco cuadrantes por lado. Se amplifica un cuadrante del hematocitómetro, constituido a su vez por 16 cuadros. Los espermatozoides contenidos en estos cuadros se cuentan en orden de zigzag. Las cabezas del margen derecho y superior no se incluyen en el conteo (cabezas de color azul), mientras que aquellas que tocan los márgenes izquierdo e inferior si se consideran (cabezas de color rojo) (Elaborada por la M.C. Ana Delia Rodríguez Cortez).

Una vez que se llenan los compartimentos creados entre la superficie de ambas áreas cuadriculadas y el cubreobjetos con el semen diluido, se debe esperar de uno a dos minutos para que los espermatozoides desciendan sobre las cuadrículas. Utilizando un microscopio óptico –objetivo 40 x–, se cuentan los espermatozoides contenidos en cinco cuadrantes de cada una de las áreas cuadriculadas, que pueden ser los cuatro de las esquinas y el del centro, o los que forman una línea, ya sea diagonal, vertical u horizontal, según se decida. Hay que cuidar de contar solamente las cabezas de los espermatozoides que se encuentran dentro de cada cuadrante y, cuando las cabezas coincidan con los márgenes del cuadrante, considerar las que se ubican en sólo dos de los márgenes, por ejemplo los de los bordes izquierdo e inferior (**imagen 16.6**).

Para obtener el número de espermatozoides por mililitro es necesario contar ambas áreas cuadriculadas, considerar el factor de dilución, el área de toda la cámara, y el volumen de la misma. Al final, si el semen está destinado para la inseminación de varias hembras, deberá tenerse en cuenta el volumen de semen recolectado para determinar la concentración total del eyaculado y calcular el número de dosis que pueden obtenerse.

		EJEMPLO
1	Sumar el número de espermatozoides contabilizados en los cinco cuadros de una de las áreas cuadriculadas y multiplicarlo por cinco, ya que el área completa tiene en total 25 cuadrantes.	20 + 22 + 16 + 10 + 30 = 98 * 5 = 490
	Repetir para la otra área cuadriculada.	22 + 18 + 24 + 28 + 14 = 103 * 5 = 530
2	Promediar el número total de espermatozoides de ambas áreas cuadriculadas	490 + 530 = 1020 / 2 = 510
3	Multiplicar el resultado por el factor de dilución del semen (dilución 1/200 para el ejemplo), y por un factor de corrección que es constante (10,000), y que convierte el volumen de la cámara (0.1 mm^3 para la cámara de Neubauer) a mililitros (1 cm^3).	510 * 200 *10000 = 1 020 000 000 = 1 020 millones de espermatozoides / ml = 1.02 x 10^9 espermatozoides / ml
4	Multiplicar el resultado por el volumen del eyaculado (1.7 ml para el ejemplo).	1 020 millones * 1.7 ml = 1 734 millones de espermatozoides por eyaculado
5	Cálculo de número de dosis: para el ejemplo se requieren pajillas con 20 millones de espermatozoides.	1 734 millones de espermatozoides en el eyaculado / 20 millones de espermatozoides por pajilla = 86.7 = 86 pajillas
6	Cálculo del volumen de diluyente requerido: en este caso se ejemplifica un envasado en pajillas de 0.5 ml.	86 pajillas * 0.5 ml para cada pajilla = 43 ml de volumen final 43 ml requeridos - 1.7 ml del volumen eyaculado = 41.3 ml de diluyente a adicionar

La apreciación de la morfología espermática permite determinar la proporción de espermatozoides anormales en un eyaculado. Diversos estudios han demostrado que un porcentaje de espermatozoides morfológicamente anormales > 10 %, afecta la fertilidad. Las anormalidades primarias son aquellas que resultan de errores en la espermatogénesis –cabezas o colas dobles, macro o microcefalea–, y las secundarias se producen por alteraciones durante el transporte de los espermatozoides por el epidídimo –cabezas sueltas, gota citoplásmica, colas dobladas–. Las anormalidades consideradas como terciarias resultan de artefactos producidos por fallas en la preparación del frotis y pueden ser de origen mecánico, químico o físico.

Para la evaluación de la morfología de las células espermáticas se mezcla una gota de semen con otra gota de una tinción a base de eosina-nigrosina y se hace un frotis sobre un portaobjetos, dejándolo secar (**imagen 16.7**). Se cuentan 100 células y se determina la proporción de anormalidades (espermiograma). Las principales anormalidades espermáticas y su clasificación se muestran en la **imagen 16.8**.

La tinción de eosina-nigrosina no sólo permite determinar la morfología espermática sino también el porcentaje de espermatozoides vivos, ya que éstos no se tiñen, mientras que los espermatozoides muertos se tiñen de color lila o rosado debido a que su membrana está dañada, lo que permite la entrada del colorante (**imagen 16.9**). Existen otros tipos de tinciones, algunas de las cuales son específicas para determinar la viabilidad de los espermatozoides, mientras que otras pueden utilizarse para constatar la integridad o las alteraciones del acrosoma.





Imagen 16.7: A la izquierda se observa una gota de la tinción eosina-nigrosina y una gota del semen. El lado derecho muestra la realización del frotis para evaluar la morfología de las células espermáticas (Departamento de Reproducción, UNAM).

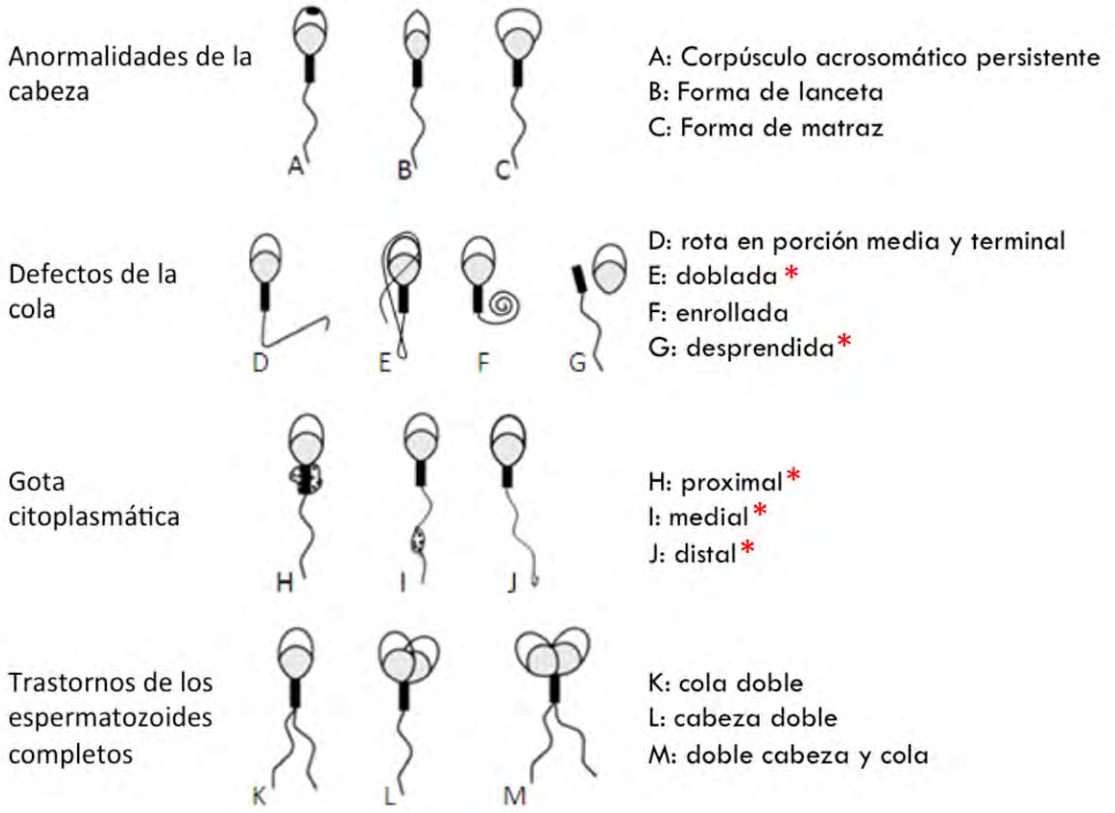


Imagen 16.8: anormalidades primarias y secundarias (*) en los espermatozoides (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Rámirez y la Dra. Lucía Rangel).

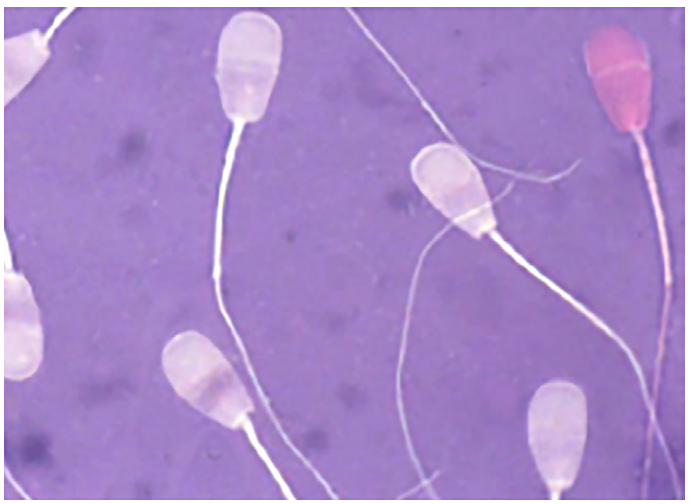


Imagen 16.9: tinción con eosina-nigrosina, donde se muestran en color claro los espermatozoides vivos. En el extremo derecho se aprecia un espermatozoide muerto, de color rosa intenso (Departamento de Reproducción, UNAM).

Dilución de Semen

El semen recién recolectado puede ser utilizado inmediatamente para inseminar (semen nativo), sin embargo para favorecer su preservación durante el manejo y el almacenamiento, puede mezclarse con diferentes medios denominados "diluyentes" (**Imagen 16.10**). En caso de destinar el semen para ser refrigerado o congelado, la adición de diluyentes es indispensable. Una vez diluido, la reducción paulatina de la temperatura es importante para mantener la vida fértil del semen, al disminuir el metabolismo espermático.

Los objetivos de dilución del semen son los siguientes:

- Añadir substancias nutritivas (azúcares), crioprotectoras (yema de huevo, glicerol, etilenglicol, DMOSO) y amortiguadoras que evitan cambios de pH (Tris, citrato de sodio, fosfato de sodio, etc.), para incrementar la vida media de los espermatozoides una vez fuera del organismo.
- Restringir el crecimiento de microorganismos al agregar antibióticos y otros antimicrobianos.
- Aumentar el volumen para preparar la cantidad de dosis calculada.

Existen diferentes tipos de diluyentes que permiten mantener la viabilidad espermática. Pueden clasificarse como de corto, mediano y largo plazo, dependiendo del tiempo que se requiera conservar al semen.

Antes de proceder a la dilución del semen, el diluyente se coloca en baño María a 32 °C durante 30 min. La tasa de dilución dependerá de la concentración espermática del eyaculado. En el bovino, la concentración final deberá ser de 15 a 20 millones de espermatozoides en 0.25 o 0.5 ml, dependiendo de la pajilla en la que se vaya a envasar. Si el semen va a refrigerarse o prepararse para ser congelado, una vez diluido se colocará en baño María en el refrigerador de manera que la temperatura descienda paulatinamente a una tasa de 0.5 °C/min hasta alcanzar los cinco grados centígrados (curva de descenso de temperatura).

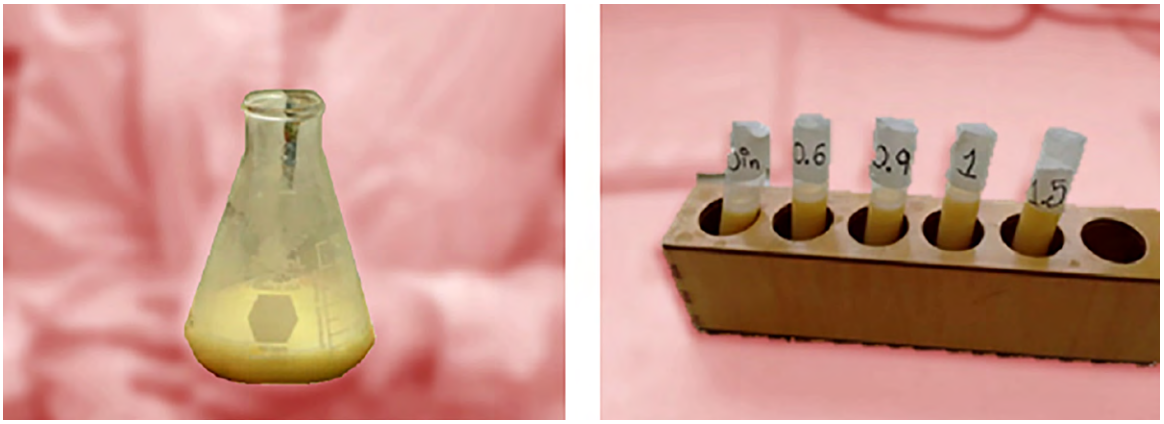


Imagen 16.10: dilución de semen con diluyente Tris-Yema de huevo (Cortesía del M.P.A. José Luis Cerbón).

Criopreservación

Aunque coloquialmente se habla de "la congelación del semen" el término criopreservación es más correcto pues implica que las células sobrevivan al proceso de la congelación. Al diluyente utilizado para este proceso se le adiciona un crioprotector, que puede ser glicerol o etilenglicol.

Una vez que el semen diluido ha alcanzado los cinco grados centígrados, –siguiendo la curva de descenso mencionada anteriormente dentro del refrigerador– deberá permanecer a dicha temperatura durante dos a seis horas (periodo denominado como tiempo de equilibrio). Después se procede a envasar el semen diluido, tradicionalmente; se usan pajillas de polivinilo con volúmenes de 0.5 o de 0.25 ml, teniendo cuidado, de ejecutar este proceso también a cinco grados centígrados.

Al terminar el envasado, comienza el congelamiento como tal, durante el cual se sigue una curva de enfriamiento, que varía dependiendo del protocolo seleccionado. Para llevar a cabo la congelación, pueden utilizarse congeladoras automáticas, programadas para seguir la curva de congelación elegida, o continuar el método artesanal en el que las pajillas se extraen del refrigerador; después de completar el periodo del tiempo de equilibrio, se colocan de manera horizontal dentro de un contenedor a cinco centímetros sobre el nivel de nitrógeno líquido, durante 10 min. Luego las pajillas se sumergen de manera directa en el nitrógeno líquido; finalmente se transfieren al termo para su almacenamiento. El ritmo de enfriamiento debe ser suficientemente lento para permitir la deshidratación del espermatozoide e impedir la formación de cristales de agua intracelulares y lo suficientemente rápido para evitar daños osmóticos. Hay que tener en cuenta que una curva de congelación más paulatina y controlada disminuye el daño celular sufrido durante el proceso.

Una vez que se ha completado la criopreservación, las pajillas que contienen la dosis de semen se sumergen y almacenan en un termo con nitrógeno líquido a -196 °C. Las dosis se almacenan por tiempo indefinido en los termos de nitrógeno líquido y se conoce que la fertilidad del semen no disminuye en razón del tiempo.

Descongelamiento

Para la descongelación, la pajilla se extrae del termo de nitrógeno y se coloca en un baño María, entre 35 y 37 °C por 30 seg, después de lo cual se seca y se monta en la pistola de IA, previamente atemperada para evitar que la pajilla se enfríe. Las pajillas descongeladas requieren ser protegidas de la luz directa del sol y del contacto con el agua u otros contaminantes; el semen descongelado debe aplicarse de inmediato.

Técnica de Inseminación Artificial

Bovinos

La vaca se insemina mediante la técnica recto-vaginal (**imagen 16.11; A**), procedimiento con el que se obtiene óptima fertilidad. Consiste en introducir la pipeta o pistola de inseminación por la vulva, dirigiéndola hacia el techo y luego hacia el fondo de la vagina (fórnix). Esto con el objeto de evitar entrar al divertículo uretral, el cual se encuentra en el piso de la vagina. Por vía rectal se fija el cérvix y se manipula para ayudar a que la pipeta vaya atravesando los anillos cervicales. El sitio de depósito del semen es precisamente donde se abre el canal cervical hacia el cuerpo uterino.

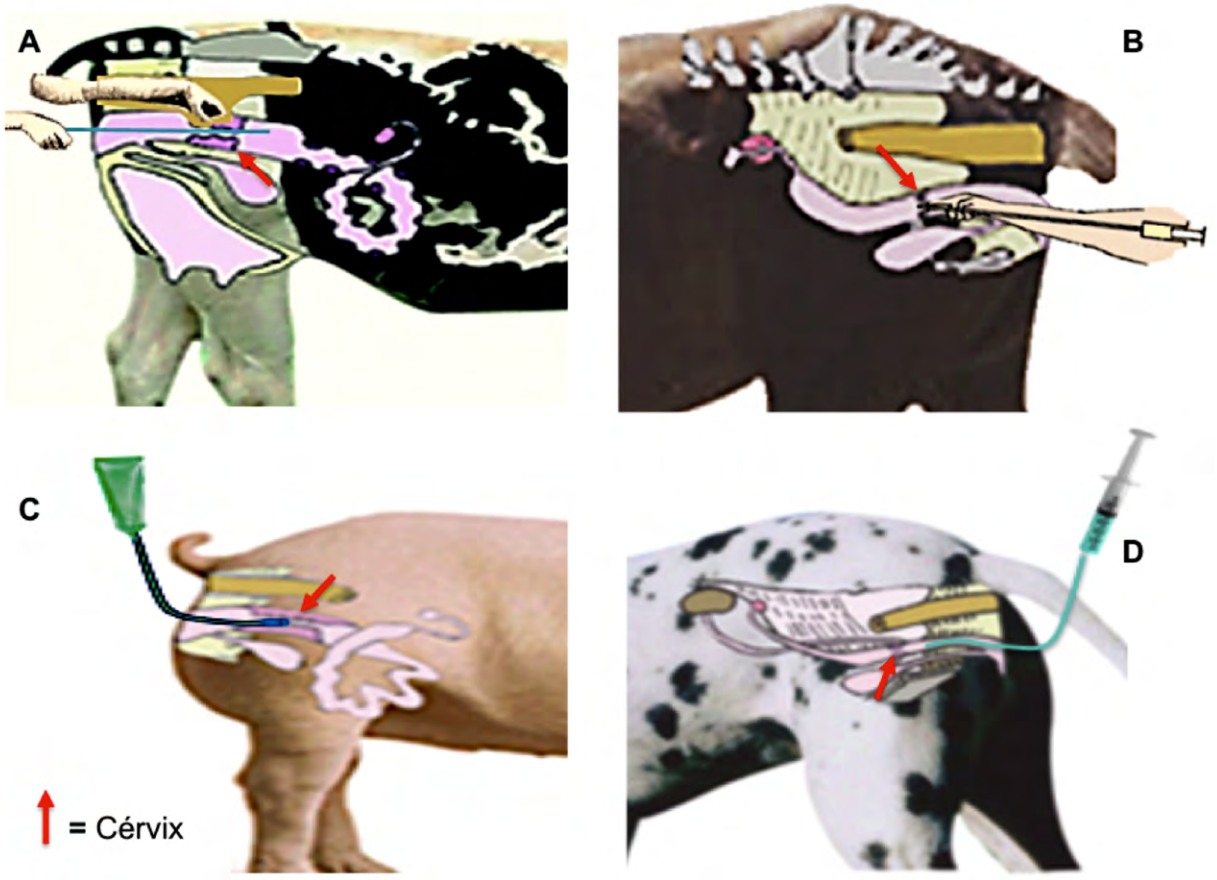


Imagen 16.11: técnicas de inseminación artificial en diferentes especies domésticas. **A**, bovinos; **B**, equinos; **C**, porcinos; **D**, caninos. (Elaborada por el M.M.V. Bruno Rodríguez y la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

El momento óptimo para inseminar es precisado cuando se observa que la vaca se deja montar. En teória se indica que la IA se debe realizar 12 h después del inicio del celo, sin embargo, si la vaca entra en calor por la noche y los signos no se observan por primera vez sino hasta la mañana siguiente, esperar 12 h para inseminar constituiría una IA tardía.

En el bovino es posible inseminar con semen fresco diluido, y de igual modo con semen refrigerado, pero en general se utiliza el semen congelado, proveniente de toros con prueba de progenie o con prueba genómica, para impulsar un mejoramiento genético en el hato.

Porcino

La eyaculación del cerdo tiene el mayor volumen entre los machos de las especies domésticas (**cuadro 16.1**) y consta de varias fracciones. La primera es clara y debe ser desechada porque contiene bacterias y orina; la segunda es lechosa y es la fracción rica en espermatozoides, y la tercera es pobre en

espermatozoides. Hay también una porción gelatinosa que se expulsa durante todo el transcurso de la eyaculación, cuya función en la monta natural es formar un tapón en el cérvix que evite la salida retrógrada del semen. Este componente debe separarse mediante un filtro o una gasa durante la recolección. La cerda se insemina introduciendo el catéter de IA hasta que queda fijo en el canal cervical (**imagen 16.11; C**). La dosis que se utiliza para inseminar está contenida en un envase (bolsa o botella) y, al procederse con la inseminación, pasa directamente al útero debido al volumen y ayudado por las contracciones uterinas. Existen también catéteres que tienen un tubo interno que funciona como una extensión y que permiten una IA profunda. La cerda se insemina entre las 24 y las 36 h de haberse iniciado el celo.

Para la dilución del semen de verraco se utilizan diluyentes de corto, mediano y largo plazo, pero en los sistemas de producción comerciales se emplea por lo general el semen diluido fresco o refrigerado. Las dosis para inseminar tienen una concentración aproximada de 3 000 millones de espermatozoides móviles, en un volumen total de 80 a 100 ml. Para almacenarlas, se utilizan cajas de poliuretano a 17 °C. El semen congelado sólo se utiliza para introducir la genética de nuevos sementales a las granjas de pie de cría.

Equinos

Para llevar a cabo la IA en esta especie puede utilizarse semen fresco, frío o congelado. Al procesar el eyaculado del garañón se utilizan diluyentes sencillos, como los preparados con leche descremada o bien diluyentes comerciales, que son muy efectivos (INRA-96, Kenney). Cuando se opta por el semen frío diluido, se sigue una curva de descenso en la temperatura cuya velocidad oscila entre los 0.5 °C/min y los cuatro grados centígrados, para evitar un choque térmico. El semen así diluido y enfriado (cuatro grados centígrados) se utiliza de manera habitual, ya que puede ser transportado a zonas remotas en termos diseñados ex profeso para ello.



Imagen 16.12: contenedor para transportar semen equino refrigerado (Equitainer) (Departamento de Reproducción, UNAM).

La dosis de IA es de 250 a 500 millones de espermatozoides mótiles en un volumen total de 10 a 25 ml, que se administra a través de una jeringa adaptada a un catéter largo de IA.

En cuanto al semen congelado concierne, antes se utilizaban macrotubos que contenían un volumen de cinco a 10 ml para almacenarlo, sin embargo, cada vez es más común que se usen las pajillas de 0.5 ml.

En la IA por el método manual la pipeta de inseminación se introduce a través de la vulva (previo vendaje de la cola y lavado de la región perineal) protegida por un guante de palpación, hasta alcanzar el fondo de la vagina. Una vez localizada la entrada del cérvix, se dirige la

pipeta con el dedo índice a lo largo del canal cervical y se deposita el semen en el cuerpo del útero (**imagen 16.11; B**). Mediante esta técnica se puede realizar también la IA profunda en el fondo del cuerno uterino, utilizando un catéter mas largo y flexible.

Para determinar el momento óptimo de la IA, es necesario hacer un seguimiento diario de la dinámica folicular durante el celo, ya sea por palpación rectal o por ultrasonido. La ovulación se aproxima cuando el folículo es mayor a 3.5 cm y adopta una forma triangular ya que se dirige hacia la fosa de ovulación.

Pequeños rumiantes (carnero y chivo)

Como se mencionó antes, el método de elección para obtener el semen del carnero o del chivo es el de la vagina artificial, para lo cual se permite que el macho monte sobre una hembra (**imagen 16.13**), aunque en el carnero también es posible usar un maniquí. En machos que no están entrenados se recurre a la electroeyaculación. El semen de los pequeños rumiantes es el que tiene mayor concentración espermática entre los machos domésticos.

En el carnero, el semen se diluye con leche ultrapasteurizada, con una solución a base de citrato de sodio (2.8 %) y ácido cítrico (0.8 %), o con diluyentes a base de Tris-fructosa-ácido cítrico, a los que se les añade yema de huevo.

La inseminación intracervical consiste en visualizar al cérvix e introducir un catéter delgado a través del canal cervical, con toda la profundidad que sea posible; se consigue con la ayuda de un espéculo vaginal y una fuente de luz (**imagen 16.14**). A diferencia de la vaca, en la oveja no se logra depositar el semen directamente en el cuerpo uterino y rara vez ocurre en la cabra. La IA intracervical permite obtener una alta fertilidad aplicando 150 millones de espermatozoides móviles, en un volumen de 0.2 ml (un volumen mayor causa reflujo y pérdida del semen). Sin embargo, si se utiliza semen congelado, la fertilidad de la IA intracervical resulta muy baja, de ahí que se recurra a la IA intrauterina laparoscópica bajo anestesia, la que además de permitir inseminar con semen congelado, requiere un número muy reducido de espermatozoides (25 millones, 12.5 millones/cuerno uterino), lo que aumenta de manera sustancial el número de ovejas que se pueden inseminar con un eyaculado.



Imagen 16.13: obtención de semen en ovinos mediante vagina artificial (Cortesía del M.V.Z. Pablo Escorcia).

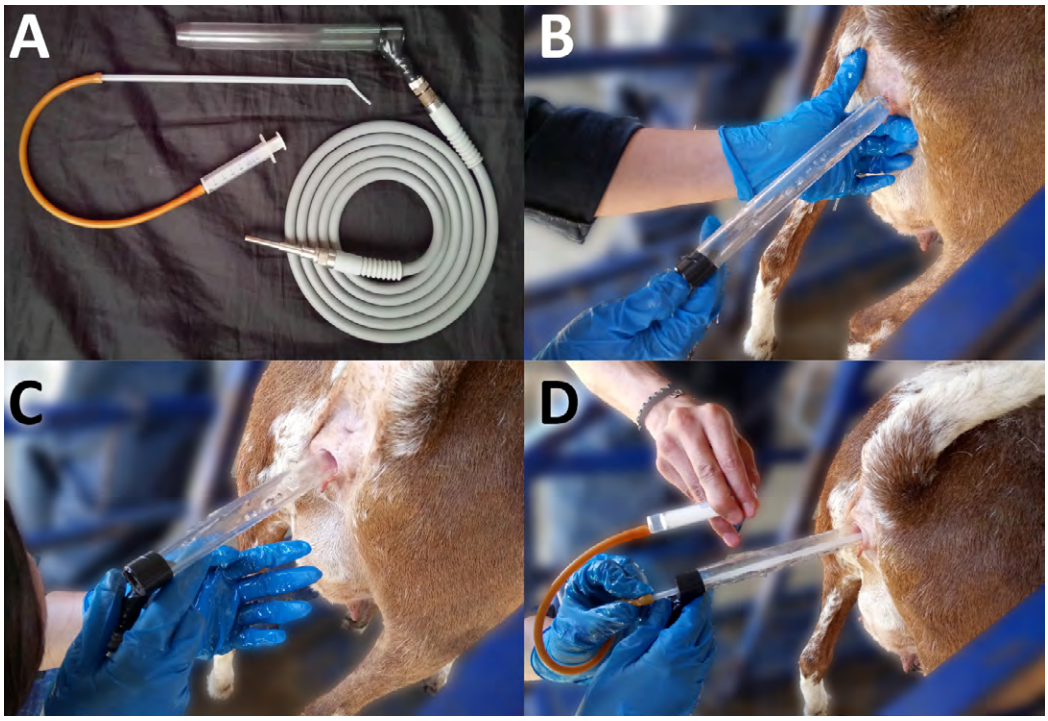


Imagen 16.14: inseminación cervical en la oveja. **A**, pipeta de inseminación con jeringa para impulsar el semen, y vaginoscopio con fuente de luz; **B**, vaginoscopio lubricado y listo para introducirlo en la vagina; **C**, localización visual de la os externa del cérvix; **D**, inseminación (Cortesía del M.V.Z. Pablo Escorcia).

En el chivo también se puede diluir al eyaculado con solución de Tris-fructosa-ácido cítrico y yema de huevo. Sin embargo, se aconseja reducir la proporción de yema de huevo a no más del 30 % para evitar la reacción que ocurre con la enzima coagulante presente en el plasma seminal de esta especie (fosfolipasa A o enzima coaguladora de la yema de huevo: EYCE). Otras opciones consisten en usar leche o bien en eliminar el plasma seminal del eyaculado, antes de la dilución, mediante lavados que conllevan un centrifugado con soluciones amortiguadoras, conservando las células espermáticas y desechando el sobrenadante.

El semen refrigerado de carnero se conserva a 14 °C y su vida fértil es de sólo ocho a 10 h cuando se utiliza para inseminar por vía cervical. La vida fértil se alarga si la IA es intrauterina; el semen del chivo se conserva a cuatro grados centígrados y puede usarse por mayor tiempo: hasta 17 h. En la cabra la IA con semen congelado se realiza por vía intracervical.

Las ovejas y las cabras se inseminan con semen fresco siguiendo el esquema am/pm, es decir, si se detecta a la hembra en celo por la mañana, se le insemina por la tarde y si el celo se observa por la tarde, se le insemina a la mañana siguiente. La oveja a la que se le hizo un manejo de sincronización del estro, se inseminа a las 56 h después de haberle retirado el progestágeno. Cuando se realiza la IA por vía intracervical si se utiliza semen fresco, mientras que si se opta por la IA intrauterina por laparoscopia se puede emplear tanto semen fresco como congelado.

Caninos

En el perro, como ya se mencionó, el semen se recolecta por el método de masturbación. El eyaculado consta de tres fracciones. La primera es de aspecto claro, ya que al igual que en las otras especies la concentración espermática es baja. La segunda es la fracción rica en espermatozoides, mientras que la tercera es también de aspecto claro. Cuando se desea hacer inseminación artificial o congelación del semen solamente se utilizan las primeras dos fracciones.

El momento óptimo para llevar a cabo la inseminación puede precisarse mediante la determinación de los niveles sanguíneos de progesterona. Esta hormona empieza a liberarse desde el proestro y se incrementa de manera significativa durante el estro. La ovulación ocurre cuando la concentración de progesterona alcanza entre los siete y los 10 ng/ml, y es el momento en el que deben iniciarse las inseminaciones, recomendándose realizarlas cada tercer día hasta la aparición del diestro citológico.

En caso de no contar con la opción de medición de progesterona, se puede realizar la inseminación artificial cuando se observen al menos 80 % de células superficiales al llevar a cabo la citología vaginal exfoliativa. Un inconveniente de este método es que la probabilidad de éxito la gestación es mucho menor comparado con el obtenido mediante la medición de niveles de progesterona, ya que el estro en la perra puede durar de tres a 20 días, durante los cuales presenta el tipo de citología mencionado, sin que se pueda relacionar al momento de la ovulación.

Una práctica común es la inseminación a la perra durante el primer día en el que acepta al macho o bien en los días uno, tres y cinco del estro. Esto presenta la grave problemática de que la aceptación del macho no necesariamente ocurre cerca de la ovulación y, si se utiliza semen congelado o de baja calidad, los espermatozoides probablemente no sobrevivan hasta que la inseminación ocurra.

En la hembra canina puede utilizarse semen fresco, refrigerado o congelado, y la inseminación artificial se lleva a cabo por vía intravaginal o intrauterina. Para la técnica intravaginal, se utiliza una pipeta de plástico que está adaptada a una jeringa y que se introduce entre los labios de la vulva en un ángulo de 45 ° hacia arriba y hacia el frente, para evitar la fosa del clítoris; al llegar al cíngulum en la región vestíbulo-vaginal, se redirige horizontalmente para depositar al semen en la vagina craneal (**imágenes 16.11-D, y 16.15**). La inseminación intrauterina, por su parte, requiere de un procedimiento quirúrgico, ya sea laparotomía o endoscopía, en el que se utiliza un catéter para depositar el semen en el lumen de los cuernos o del cuerpo uterinos, respectivamente.



Imagen 16.15: inseminación artificial en la perra. A la izquierda, introducción de la pipeta de inseminación en un ángulo de 45 °. A la derecha, la pipeta de inseminación se redirige en posición horizontal al topar con la pared dorsal de la vagina para depositar el semen en la vagina craneal (Cortesía del M.P.A. José Luis Cerbón).

Referencias

- Brass K, Palma G, editores. Inseminación artificial en la especie equina. En Biotecnología de la Reproducción. Argentina: INTA; 2001.
- Cordova M, Feldman D, Valencia J, Ortiz A. Fertilidad de ovejas inseminadas utilizando dos diluyentes para semen fresco. Veterinaria México. 1989; 20: p. 419-422.
- Corteel J. Production, storage and artificial insemination of goat semen. In Procedures and Management of Reproduction in Sheep and Goats. Wisconsin; 1977. p. 41-57.
- Cupps P. Reproduction in Domestic Animals. 2nd ed. California: Academic Press; 1991.
- Chemineau P, Cognie Y, Guérin P, Orgeur P, Vallet J. Training Manual on Artificial Insemination in Sheep and Goats Roma: Food and Agriculture Organization. Animal Production and Health; 1991.
- Evans G, Maxwell W. Salamon´s Artificial Insemination of Sheep and Goats Australia: Butterworths; 1987.
- Foote R, Hafez E, editores. Reproduction in Farm Animals. 3rd ed. Philadelphia: Lea and Febiger; 1974.
- Fukui Y, Kohno H, Okabe K, Katsuki S, Yoshizawa M, Togari T, et al. Factors affecting the fertility of ewes after intrauterine insemination with frozen-thawed semen during the non-breeding season. Journal of Reproduction and Development. 2010; 56(4): p. 460-466.
- Gordon I. Reproductive Technology in Farm Animals Oxfordshire: CABI Publishing; 2004.
- Hafez B, Hafez E. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2002.
- Leboeuf B, Restall B, Salamon S. Production and storage of goat semen for artificial insemination. Animal Reproduction Science. 2000; 62(1-3): p. 113-141.
- Páramo R, Porras A, Valencia J, editores. Manual de Prácticas de Reproducción Animal D.F.: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM; 2009.
- Rodríguez-Martínez H. State of the art in farm animal sperm evaluation. Reproduction and Fertility Development. 2007; 19(1): p. 91-101.
- Roy A. Egg yolk coagulating enzyme in the semen and Cowper's gland of the goat. Nature. 1957; 170: p. 318-319.

17

Capítulo 17

Manipulación del ciclo estral

Luis Zarco

Capítulo 17
Manipulación del ciclo estral

Luis Zarco

Introducción

Durante las últimas décadas el hombre ha desarrollado diferentes métodos para manipular la actividad ovárica de los animales con diversos propósitos: inducir la actividad reproductiva en animales que se encuentran en anestro, ya sea prepuberal, estacional, posparto o lactacional; sincronizar el estro y la ovulación de grupos de animales con el objeto de facilitar el manejo reproductivo, la inseminación artificial o la aplicación de otras biotecnologías; programar el estro o la ovulación de animales individuales; alterar el desarrollo folicular con el objeto de mejorar la fertilidad, permitir la inseminación a tiempo fijo o aumentar los índices de ovulación; corregir patologías asociadas a alteraciones en la función ovárica. En este capítulo se revisarán cada uno de estos usos en las principales especies de interés zootécnico.

Inducción de la Actividad Reproductiva en Animales en Anestro

La inducción de la actividad reproductiva en animales que se encuentran en anestro tiene como objetivo lograr que la ovulación y el estro fértil se presenten antes de lo que ocurriría en forma natural, para reducir la edad a la primera gestación, el intervalo entre el parto y la siguiente concepción, o los intervalos entre partos. De manera alternativa, puede utilizarse para obtener gestaciones y partos en épocas del año en las que no ocurrirían en forma natural, o para corregir la inactividad ovárica de animales que deberían estar ciclando. En la mayoría de los casos, la inducción de la actividad ovárica tiene la ventaja adicional de promover la sincronización de los estros y de las ovulaciones de grupos de hembras, lo cual facilita su manejo reproductivo y la inseminación artificial. Además, la inducción de la actividad reproductiva permite concentrar las gestaciones al inicio del periodo de empadres para manejar subsecuentemente a grupos de hembras que se encuentren en similar estado durante la gestación, los partos, el periodo posparto y durante los destetes.

Como se ha mencionado en capítulos anteriores, los animales que se encuentran en anestro fisiológico, independientemente de su tipo (prepuberal, estacional, posparto o lactacional), tienen una excesiva sensibilidad hipotalámica a la retroalimentación negativa

ejercida por los estrógenos sobre la secreción de GnRH y de las gonadotropinas, lo que impide que los folículos ováricos completen su desarrollo, por lo que son incapaces de producir suficiente estradiol para inducir un pico preovulatorio de LH.

La mayoría de los métodos utilizados para inducir la ovulación en animales que se encuentran en anestro se basan en el uso de hormonas que reducen la sensibilidad a la retroalimentación negativa de los estrógenos o estimulan el desarrollo folicular hasta el punto en que el animal produce suficientes estrógenos para generar una elevación preovulatoria de LH. Debemos considerar, sin embargo, que el estado de anestro fisiológico se debe a señales que le indican al animal la pertinencia de mantenerse en anestro. La falta de desarrollo corporal, por ejemplo, le señala a la hembra que debe mantenerse en anestro prepuberal; un fotoperiodo creciente para una oveja determina que no es su época natural de reproducción; el amamantamiento frecuente le indica a una cerda o a una vaca productora de carne que debe hacerse cargo de su(s) cría(s) antes de volver a reproducirse; o un balance energético fuertemente negativo es traducido en una vaca lechera como la imposibilidad de volver a quedar gestante. Al inducir la actividad reproductiva en forma artificial debemos asegurarnos de que el animal cuente con los elementos que requiere durante la gestación para que ésta no se convierta en un problema. Al inducir la actividad ovárica en animales prepúberes por ejemplo, hay que cerciorarse de que tengan un porcentaje mínimo del peso corporal adulto adecuado para la raza y proporcionarles una alimentación suficiente para terminar de crecer. En lo que respecta a las hembras en anestro estacional hay que garantizar la disponibilidad de alimento para las crías nacidas en una época en la que normalmente escasea el forraje, o la disponibilidad de abrigo para las crías que nazcan en una época diferente a la natural. Al inducir la actividad reproductiva en animales en anestro posparto se les debe proporcionar energía suficiente para que puedan recuperar su condición corporal durante la gestación.

Se han desarrollado también métodos que se basan en el empleo de señales que naturalmente regulan al anestro y que inducen la actividad ovárica, como son el manejo del fotoperiodo, el control del amamantamiento o la bioestimulación con otros animales. Depende de la especie que estos métodos puedan tener una eficacia adecuada, aunque muchas veces no se logra una sincronización tan concentrada de la actividad reproductiva como la obtenida con la utilización de métodos hormonales. La creciente preocupación de los consumidores y grupos ambientalistas por los residuos hormonales ha favorecido el desarrollo y el perfeccionamiento de estos métodos "naturales" que en algunos casos permiten eliminar y en otros reducir el uso de hormonas.

Inducción de Actividad Reproductiva con Progestágenos

Los métodos más efectivos para inducir la actividad ovárica en la mayoría de las especies se basan en el uso de progesterona o de progestágenos sintéticos, que cuando se administran durante un cierto periodo, ejercen un efecto sobre el hipotálamo que reduce la sensibilidad a la retroalimentación negativa de los estrógenos una vez que se retiran, lo que posibilita el establecimiento de un patrón de secreción pulsátil frecuente de LH que conduce al desarrollo de el(los) folículo(s) preovulatorio(s), con la consecuente producción de altas concentraciones de estrógenos, lo que, a su vez, es seguido por la generación de un pico preovulatorio de LH y la ovulación. El tipo de progestágeno y las vías de administración varían entre especies debido a diferencias en la acción biológica de las diversas moléculas sintéticas, o a aspectos prácticos que facilitan cierta vía de administración en determinada especie. En algunos casos se recomienda administrar gonadotropinas al retirar el progestágeno con el objeto de asegurar el desarrollo folicular o de elevar los índices de ovulación.

Ovinos y caprinos

En estas especies se utilizan los progestágenos para inducir la actividad ovárica tanto en animales prepúberes –para adelantar algunas semanas la edad a la pubertad–, como en hembras en anestro estacional –para reproducir a los animales fuera de la época natural–. En las ovejas el propósito de esto último es el de obtener más de un parto por hembra al año o para producir corderos en la época del año en la que hay poca oferta en el mercado. Y en las cabras lecheras se lleva a cabo para distribuir los partos en diferentes épocas del año, con el objeto de contar con una producción relativamente constante de leche a lo largo del año, o para producir una mayor cantidad de leche en la época en la que alcanza mayor valor por haber poca producción. De manera adicional, el efecto sincronizador de los progestágenos permite concentrar las concepciones al principio del periodo de empadre y los partos al principio del periodo de partos.

La vía más común para administrar los progestágenos en ovejas y cabras es la intravaginal. El progestágeno sintético que más se ha utilizado para este fin es un esteroide fluorinado denominado acetato de fluorogestona (FGA), también llamado cronolona. Se administra mediante esponjas de poliuretano impregnadas con el mismo, las cuales lo liberan en forma controlada durante el tiempo que permanecen en la vagina de la hembra (**imagen 17.1**). El progestágeno es absorbido hacia la circulación, llegando al hipotálamo y a la hipófisis para inhibir la secreción de GnRH y LH. Al retirar la esponja, se produce una rápida caída en las concentraciones circulantes del progestágeno, lo que permite el establecimiento de un patrón de secreción pulsátil de LH que culmina en un pico de LH y la ovulación. El estro generalmente se presenta dentro de las 48 h posteriores al retiro de la esponja y la ovulación entre 24 y 30 h después del inicio del estro.

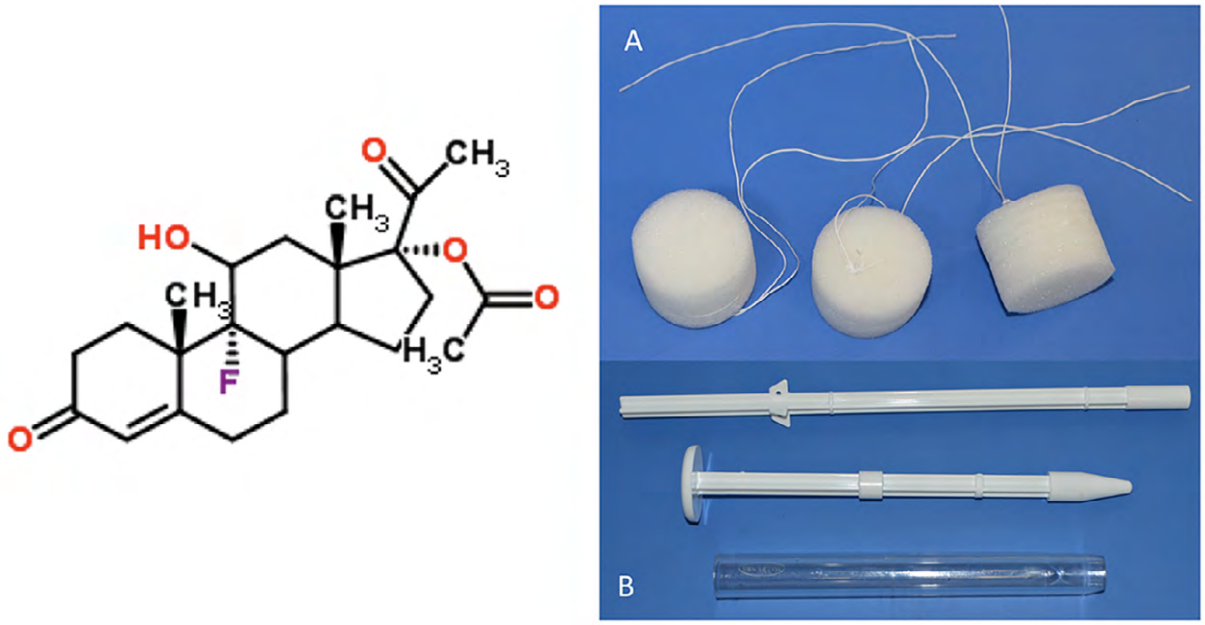


Imagen 17.1: el acetato de fluorogestona es un progestágeno sintético utilizado para la inducción y la sincronización de estros en ovinos y caprinos. Se administra intravaginalmente en esponjas impregnadas con el progestágeno (**A**) mediate el uso de un aplicador (**B**). (Dr. Luis Zarco y MVZ Pablo Escorcia).

Existen múltiples publicaciones científicas sobre el uso de esponjas de FGA para el control reproductivo de los pequeños rumiantes. Durante las primeras décadas después de ser inventadas a finales de los años sesenta del siglo pasado se fabricaron esponjas con diferentes dosis de FGA, dependiendo de si se utilizarían en ovejas o en cabras, en animales adultos o en hembras prepúberes, o durante la época reproductiva o no reproductiva. En la actualidad, sin embargo, se utiliza una formulación mejorada, en la que el FGA está micronizado para regular mejor su liberación, lo que permite utilizar la misma dosis -20 mg- en cualquier tipo de animal. El fabricante recomienda mantener la esponja en la vagina durante 12-14 días en ovejas y durante 12 días en cabras. Se pueden obtener buenos resultados de inducción con periodos de permanencia de la esponja de tan sólo siete a nueve días en animales en anestro, sin embargo, la posibilidad de que en el hato se encuentren algunos animales que estén ciclando a pesar de ser época de anestro hace recomendable alargar el periodo de 12 a 14 días, para permitir que en dichos animales se produzca la regresión natural del cuerpo lúteo antes de remover la esponja, lo que posibilia que se sincronicen con las hembras

que efectivamente estaban en anestro. Otra alternativa para los animales que pudieran estar ciclando fuera de la época reproductiva, es la de colocar la esponja durante siete a nueve días, y aplicar una inyección de prostaglandina F2α ($PGF_2\alpha$) al momento de retirarla, para destruir un potencial cuerpo lúteo.

Para asegurar una buena respuesta ovulatoria después de retirar las esponjas se recomienda aplicar una dosis de entre 200 y 500 UI de gonadotropina coriónica equina (eCG) (PMSG, gonadotropina sérica de yegua gestante) (**imagen 17.2**).

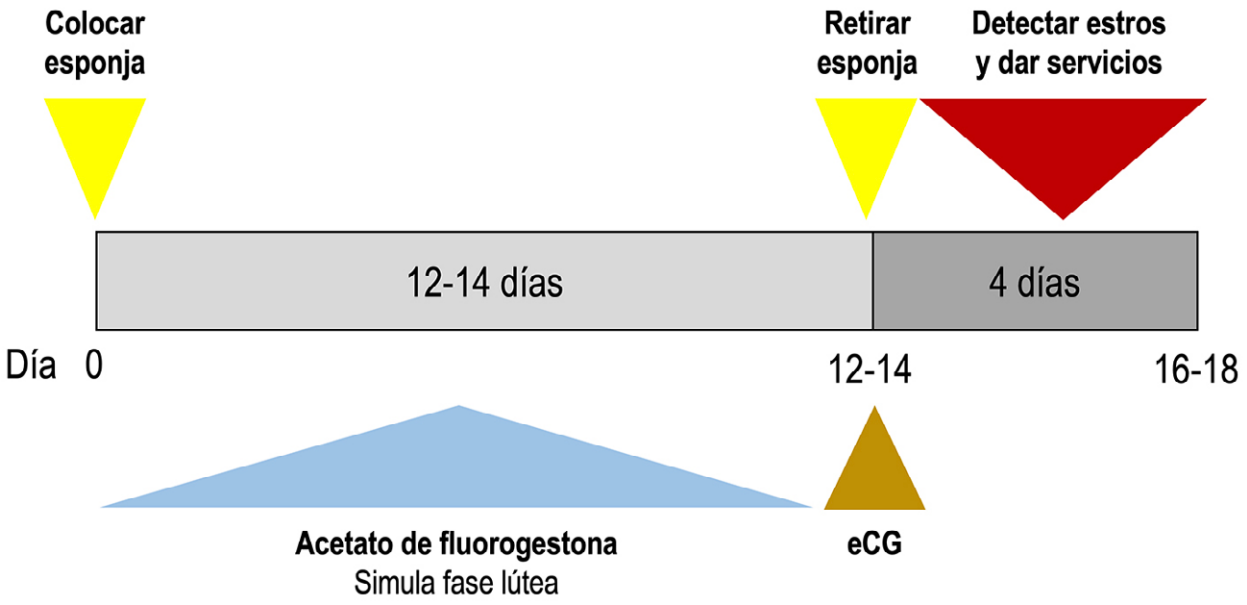


Imagen 17.2: cronograma de utilización de esponjas intravaginales con FGA en ovejas o cabras en anestro prepuberal o estacional. Al retirar la esponja se aplica eCG para mejorar la presentación de estros y el índice de ovulación (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

El FGA se considera una hormona sintética segura, por lo que tiene tiempos de retiro de cero horas en leche y de sólo dos días en carne. A pesar de ello, cada vez se utilizan más los dispositivos intravaginales que liberan progesterona natural en lugar de una hormona sintética.

Existen diversos dispositivos intravaginales que liberan progesterona natural y que difirieren entre ellos en su forma o en el material utilizado para impregnar la hormona. El más utilizado en ovejas y cabras es el de silicona en forma de T, que contiene 0.3 g de progesterona (**imagen 17.3**). Se introduce mediante

un aplicador que permite doblar los brazos del dispositivo para conseguir una conformación recta hasta liberarlo dentro de la vagina, donde los brazos se abren para adoptar la forma de T que sirve para mantenerlo fijo. Además de no liberar residuos sintéticos, dichos dispositivos tienen la ventaja de que su silicona no absorbe las secreciones vaginales como lo hacen las esponjas de poliuretano, lo que reduce las adherencias y minimiza las reacciones inflamatorias.

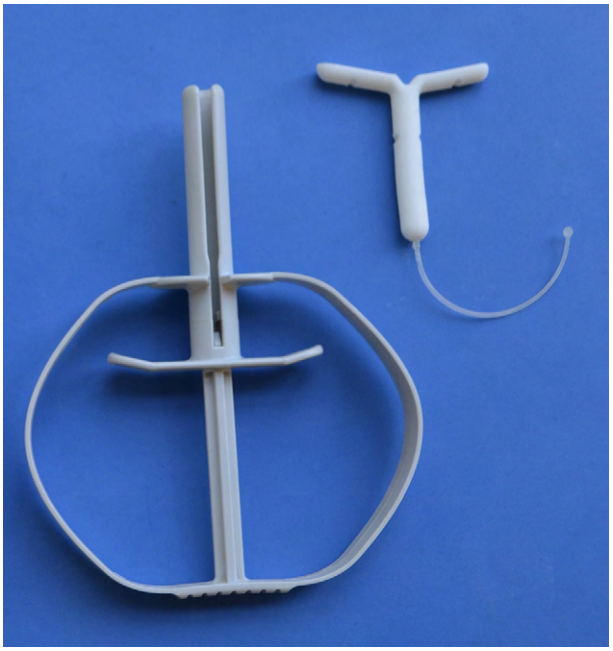


Imagen 17.3: se muestra el dispositivo de silicona de color blanco en forma de T, que contiene progesterona con su aplicador (PMVZ Alejandra Moreno Hernández y MC Pablo Escorcia).

La utilización de este tipo de dispositivo sigue los mismos principios que el uso de las esponjas vaginales y los resultados obtenidos con su uso son similares, con la ventaja de que no quedan residuos de una hormona sintética en la carne o en la leche, sino sólo de la misma hormona (progesterona) que es producida en forma natural por el cuerpo lúteo de las hembras. Los periodos de aplicación de los dispositivos liberadores de progesterona (**imagen 17.4**) y su posible combinación con otras hormonas, como la eCG o la $PGF_2\alpha$ son similares a los empleados cuando se usan esponjas.

Otro progestágeno sintético que se ha administrado por medio de esponjas en ovejas y cabras es el acetato de medroxiprogesterona (MPA) que se utiliza en forma similar a las esponjas de FGA. La dosis de MPA comúnmente utilizada es de 60 mg. Este producto nunca llegó a ser muy utilizado y ha sido descontinuado en la mayoría de los países.

Otra vía de administración para los progestágenos en pequeños rumiantes es la oral, utilizando al Acetato de Melengestrol (MGA) que es un progestágeno sintético. Tiene la característica de poseer poca actividad biológica en su forma nativa, pero se convierte en un potente progestágeno al ser metabolizado por las bacterias ruminales; de ahí que sea efectivo en rumiantes pero no en otras especies. El uso principal del MGA en la ganadería es como anabólico y supresor de la actividad ovárica en bovinos que se encuentran en corrales de engorda. Sin embargo, se puede emplear para inducir la actividad ovárica de ovejas y cabras en anestro cuando se les administra diariamente entre siete a 11 días. La dosis recomendada para este fin es 0.11 a 0.22 mg/animal por día mezclada en el concentrado. El producto se comercializa como una premezcla (**imagen 17.5**) que contiene 0.22 mg del principio activo por gramo de la premezcla, por lo que la dosis para pequeños rumiantes es de 0.5 a un g de la premezcla por animal por día.

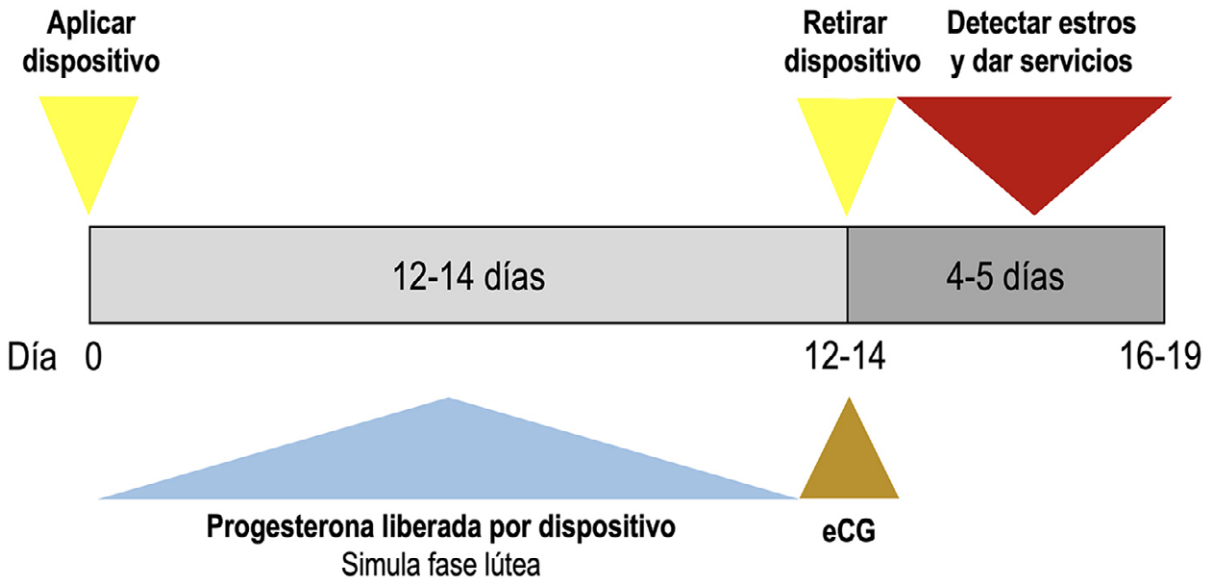


Imagen 17.4: cronograma de utilización de dispositivos intravaginales liberadores de progesterona en ovejas o cabras durante el anestro prepuberal o estacional. Al retirar el dispositivo se aplica eCG para mejorar la presentación de estros y el índice de ovulación (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

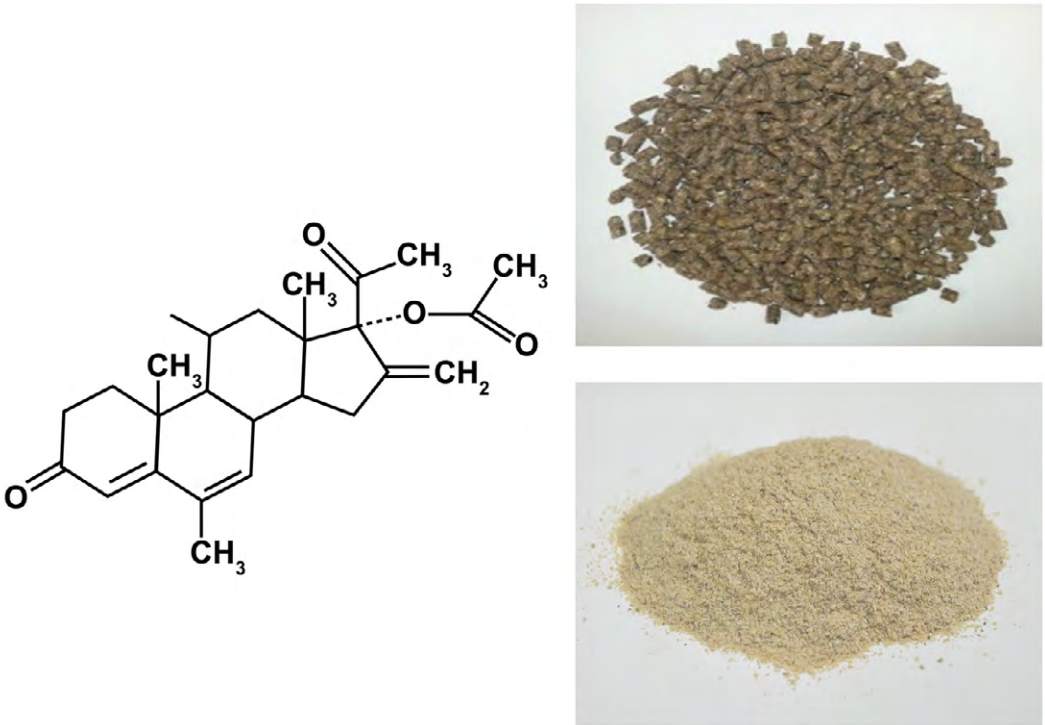


Imagen 17.5: fórmula del acetato de melengestrol (izquierda) y su presentación como premezcla o pellet (derecha) para ser incorporado en el alimento concentrado (Dr. Luis Zarco y MVZ Pablo Escorcia).

La principal ventaja del MGA, además de su muy bajo costo en comparación con los dispositivos o esponjas intravaginales, es la posibilidad de administrarlo en el alimento en forma simultánea a un grupo de animales sin necesidad de manejar individualmente a cada uno de ellos. Su principal desventaja es que, al dejarlo de administrar, continúa en el tracto gastrointestinal de los animales por un tiempo variable, ya que va siendo absorbido y eliminado a diferente ritmo en distintos individuos y, consecuentemente, el grado de sincronización estral que se consigue –es decir qué tan compacto es el periodo en el que se presentan los estros– no es tan bueno como el obtenido con las esponjas o con los dispositivos de silicona. Cuando se utiliza MGA se puede esperar la presencia de estros desde dos hasta siete días después de que se deja de administrar.

Bovinos

La inducción de la actividad ovárica en bovinos en anestro tiene como finalidad principal reducir el periodo de anestro posparto en ganado productor de carne, aunque también se utiliza para adelantar la pubertad de este tipo de ganado. En ambos casos el tratamiento funciona adicionalmente como un sincronizador de la actividad reproductiva, lo cual facilita el manejo reproductivo y la inseminación artificial, además de permitir concentrar las concepciones al inicio de la época de empadre y los partos al inicio de la época de alumbramientos. En el ganado destinado a la producción de leche, por otra parte, es común la utilización individual de progestágenos para inducir y regularizar la actividad ovárica en animales que no han ovulado después de un cierto periodo posparto.

El uso de progestágenos en los bovinos sigue los mismos principios que en los pequeños rumiantes, es decir suprimir la secreción de LH durante el periodo de administración, para dar paso a una secreción pulsátil frecuente de esta hormona, una vez retirado el producto. Al igual que en los pequeños rumiantes, existen formulaciones basadas en progestágenos sintéticos y en el uso de progesterona natural.

En el caso de vacas productoras de carne que se encuentran lactando es conveniente combinar el tratamiento con el manejo del amamantamiento (destete temporal o amamantamiento restringido) para reducir la inhibición del eje hipotálamo-hipófisis-ovario, provocada por el estímulo de la cría.

En los bovinos también se utilizan dispositivos intravaginales que liberan progesterona natural , similares a los empleados en pequeños rumiantes, pero de mayor tamaño. Los dispositivos en forma de T, generalmente contienen 1.38 g de progesterona natural, mientras que los de forma de espiral o triangular (éstos últimos compuestos de polietileno y etil-vinil acetato) contienen 1.55 g. (**imagen 17.6**)

De acuerdo con el fabricante la forma triangular distribuye la presión en forma más homogénea sobre las paredes vaginales, y aumenta la superficie de absorción de la hormona.

Los dispositivos intravaginales de liberación de progesterona se pueden utilizar colo-

cándolos de 12 a 14 días; luego retirándolos, o colocándolos solamente por siete días y administrando una dosis de PGF2α al momento del retiro del dispositivo o 24 h antes (**imagen 17.7**). Cuando se utilizan los dispositivos liberadores en vacas productoras de carne que se encuentran amamantando, es conveniente combinarlos con el destete temporal o el amamantamiento restringido.

En bovinos, finalmente, también se puede utilizar el MGA administrado por vía oral en dosis de 0.5 a un mg/animal por día.

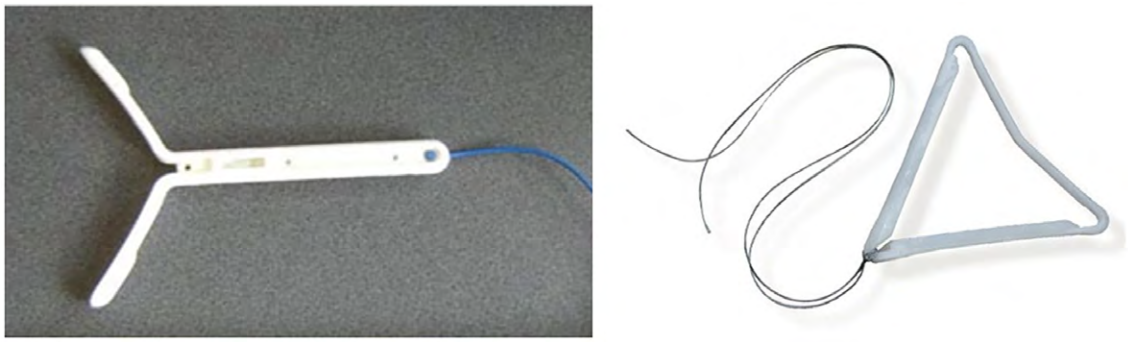


Imagen 17.6: fotografía de dos diferentes dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (Dr. Luis Zarco).

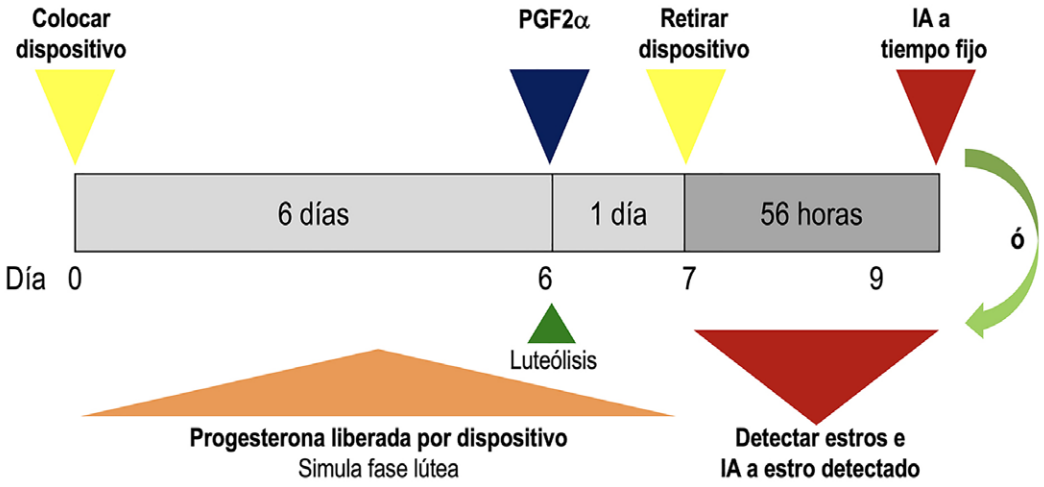


Imagen 17.7: cronograma de uso dispositivos intravaginales de liberación de progesterona en bovinos ciclando. La administración de $PGF_2\alpha$ durante el día siete tiene por objeto destruir un posible cuerpo lúteo en caso de que la vaca se encuentre ciclando (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

Equinos

En la etapa de transición entre la época anovulatoria y la época reproductiva de la yegua es común que se desarrollen folículos anovulatorios persistentes, que permanecen muchos días en los ovarios produciendo estrógenos antes de sufrir atresia y ser reemplazados por un nuevo folículo que puede también convertirse en un folículo anovulatorio persistente. El resultado es que una yegua puede presentar estros intermitentes durante largos periodos de tiempo, lo que en muchos casos resulta en múltiples servicios infértiles.

Una alternativa cuando se pretende gestar a una yegua durante esta etapa de transición es la utilización de progestágenos para acelerar el inicio de la actividad ovárica regular. Para ello se puede utilizar el progestágeno sintético altrenogest que se administra cada día en forma oral durante 10 días, el cual puede combinarse con una aplicación de estradiol. Con este tratamiento se suprime casi por completo el desarrollo folicular durante el periodo de administración, por lo que al suspenderlo la yegua puede tardar de nueve a 10 días en ovular. (**Imagen 17.8**). En yeguas poco se emplean los dispositivos intravaginales ya que producen una ligera vaginitis, aunque en la mayoría de los casos esta se resuelve sola en un lapso de 24 h. Una vez que la hembra ha entrado en celo, y se detecta un folículo de 35 mm, con forma triangular, puede aplicarse hCG o GnRH para inducir la ovulación.

Los progestágenos no son efectivos para inducir la actividad reproductiva cuando se utilizan durante el anestro profundo en la yegua, por lo que antes de administrarlos se recomienda hacer un seguimiento ultrasonográfico y solamente iniciar el tratamiento cuando hay evidencia de que ya existe el desarrollo de folículos medianos (20 o 25 mm de diámetro). El uso de progestágenos es mucho más efectivo en yeguas que previamente han sido expuestas a un tratamiento con fotoperiodo artificial como se describe en una sección posterior de este capítulo.

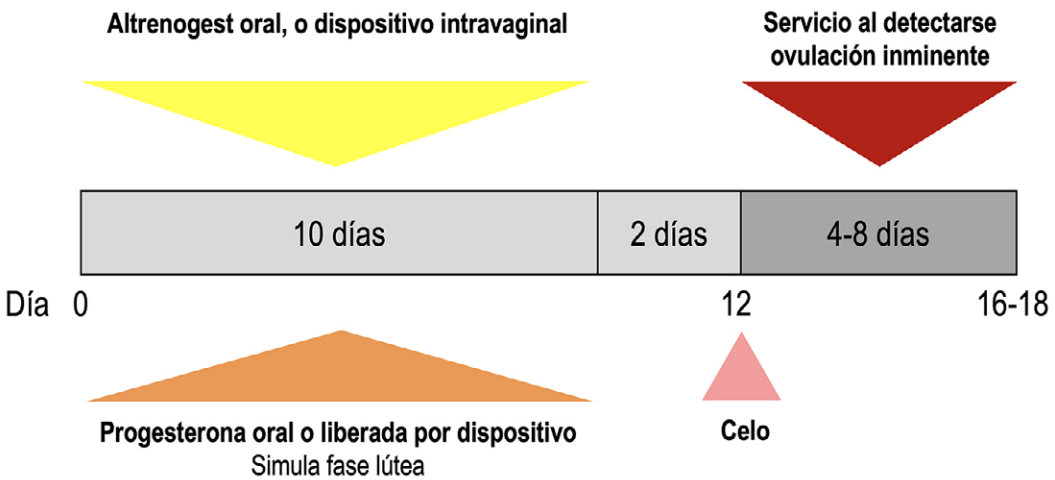


Imagen 17.8: cronograma de utilización de progestágenos orales para acelerar el inicio de la actividad ovárica durante el periodo de transición en equinos (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

Inducción de la Actividad Reproductiva con Otras Hormonas

Melatonina en ovejas y cabras

En ovejas y cabras es posible inducir la actividad ovárica en la época de anestro mediante la administración de melatonina durante varias semanas. En los primeros estudios se utilizó la administración diaria de melatonina por vía oral, pero después se desarrollaron implantes subcutáneos liberadores de melatonina. En forma natural, la duración de la secreción diaria de melatonina por la glándula pineal está directamente relacionada con la duración de la noche, es decir que la información fotoperiódica es traducida en una señal química (melatonina) que le permite saber a todas las células del organismo en qué época del año están. De esta forma, la administración exógena de melatonina provoca que las concentraciones circulantes de esta hormona se eleven en forma continua o bien durante muchas horas al día, lo que el organismo del animal interpreta como un aumento en la duración de las horas de oscuridad, equivalente en la naturaleza a las estaciones de otoño e invierno.

El inicio de la administración de melatonina asemejaría –para el organismo de las ovejas o cabras tratadas– al solsticio de verano (el día más largo del año a partir del cual los días se hacen más cortos). De acuerdo con la programación genética de cada raza o individuo, se esperaría que comenzara a ciclar después de cuatro a ocho semanas de haber comenzado la administración de la hormona, la que deberá seguirse administrando una vez que el animal comience a ciclar y hasta concluir el empadre.

Una desventaja del uso de melatonina es la lentitud de la respuesta y el intervalo variable con el que responde cada animal; si bien permite adelantar la época reproductiva, no proporciona una sincronización efectiva en el inicio de la actividad reproductiva como lo hacen los métodos basados en progestágenos.

eCG/hCG en porcinos

En las cerdas prepúberes es posible adelantar y sincronizar el inicio de la pubertad mediante la administración de un producto que contiene 400 UI de eCG y 200 UI de hCG. La administración de este tratamiento debe realizarse solamente en cerdas que ya estén cercanas a iniciar la pubertad, es decir, cuando tienen de 5.5 a 6.5 meses de edad con un peso de 80 a 100 kg. Esta combinación puede utilizarse también en cerdas adultas para mejorar la respuesta y la sincronización causadas por el destete, sobre todo cuando se usan destetes tempranos (el día 21 posparto o antes), en cuyo caso se administra entre cero y dos días después del destete.

Inducción de la Actividad Ovárica Mediante la Manipulación de las Señales Fisiológicas

Como se mencionó antes, existen métodos mediante los cuales es posible inducir la actividad reproductiva de animales en anestro al exponerlos a factores que utilizan las vías fisiológicas de regulación de la actividad reproductiva. Entre estos factores se encuentra el someterlos a fotoperiodos artificiales, la bioestimulación mediante su exposición a individuos del sexo opuesto (efecto macho)

o del propio sexo (efecto hembra-hembra), y el control del amamantamiento (amamantamiento restringido, destete temporal, destete sincronizado). La posibilidad de utilizar cada uno de estos métodos, así como su eficiencia, dependen de la influencia que ejerza naturalmente el fotoperiodo, las interacciones sociales o el amamantamiento en la regulación de la actividad reproductiva de cada especie.

Ovejas y cabras

El método natural más común para inducir la actividad reproductiva en ovejas y cabras consiste en la exposición de las hembras en anestro (prepuberal o estacional) a la presencia de machos sexualmente activos. Se ha demostrado que la introducción de machos a un rebaño de ovejas o cabras en anestro resulta en un incremento inmediato en la frecuencia de la secreción de LH en las hembras, la cual se mantiene acelerada mientras continúe la presencia de los machos. Después de 48 a 72 h de haberse iniciado la exposición se produce una ovulación que es seguida por la formación de un cuerpo lúteo de corta duración –es decir que sólo funciona durante tres o cuatro días– en cerca de la mitad de los casos, mientras que en el resto de los animales resulta en la formación de un cuerpo lúteo de duración normal. La primera ovulación nunca es acompañada de signos de estro en ovejas, aunque sí lo es en una proporción variable de las cabras. La falta de signos de estro (ovulación silenciosa) es debida a que no ha habido exposición a progesterona de un ciclo previo.

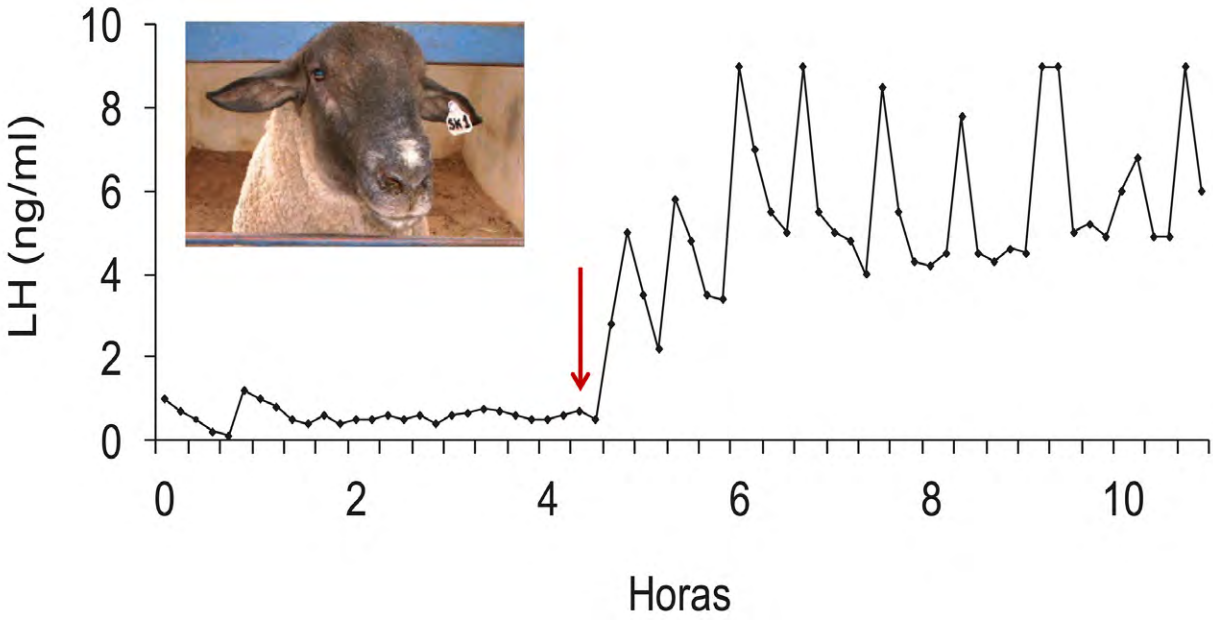


Imagen 17.9: secreción de LH en una oveja en anestro antes y después de la exposición a la presencia de un macho novedoso. La flecha indica el momento en el que se inicia la exposición al macho (Adaptada de Marin *et al.*, 1986).

En los animales en los que se formó un cuerpo lúteo de corta duración se produce una segunda ovulación alrededor de cinco a ocho días después de la primera. Esta segunda ovulación generalmente también es silenciosa en ovejas, y es seguida por una fase lútea de duración normal, que a su vez continúa con una tercera ovulación de 21 a 26 días después de la introducción de los machos, la cual es fértil y está acompañada por signos de estro.

A diferencia de lo que ocurre en la oveja, en el 90 % de las cabras la ovulación que sigue al primer ciclo corto es acompañada por signos de estro, por lo que muchas cabras expuestas al efecto macho presentan un estro fértil alrededor de siete a 10 días después de la introducción de los machos.

En aquellos animales en los que se produce un primer ciclo de duración normal en respuesta al efecto macho, la ovulación subsecuente, que se produce al terminar este primer ciclo es fértil y se acompaña de signos de estro tanto en ovejas como en cabras y ocurre, respectivamente, entre los 18 y 23 días o entre los 23 y 25 días después de la introducción de los machos en ovejas y cabras. Si se tienen en cuenta todas las posibles alternativas se debe planificar el uso del efecto macho considerando en el caso de las ovejas que el primer estro fértil se presentará entre 19 y 26 días después de introducir a los machos, mientras que en las cabras puede haber estros fértiles desde el tercer día después de la introducción de los machos en aquellos animales que presentaron estro en su primera ovulación, o hasta 25 días después de la introducción de los machos en los animales que no manifestaron estro en su primera ovulación y ésta fue seguida por un cuerpo lúteo de duración normal.

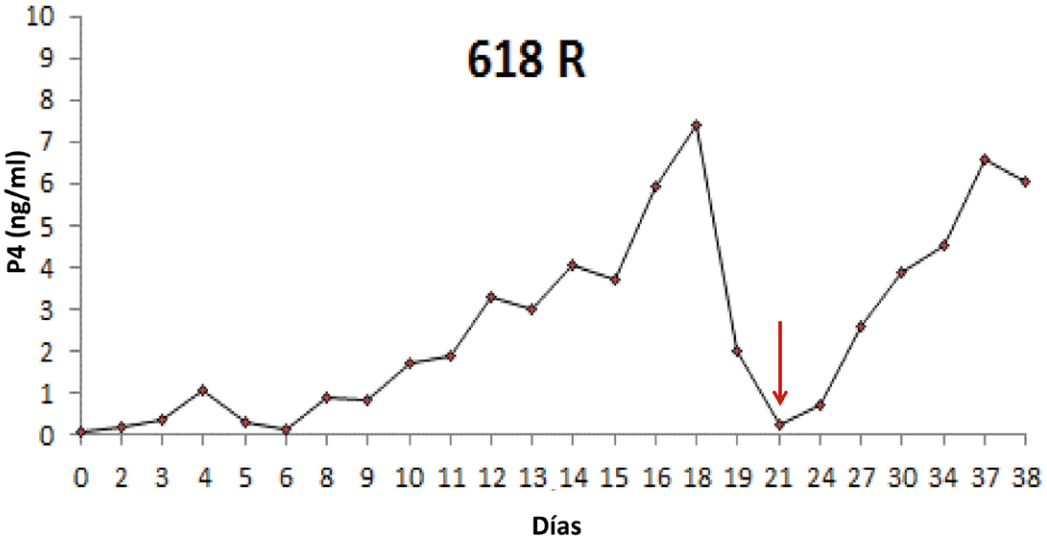


Imagen 17.10: concentraciones de progesterona en una oveja (618R) que presentó un primer ciclo corto seguido de un ciclo de duración normal después de exponerla a la presencia de machos novedosos. La exposición a los machos comenzó en el día 0. La flecha indica el momento en el que presentó estro. La hembra fue servida y quedó gestante (Adaptada de Erika Miguel, tesis de maestría, FMVZ-UNAM, 2015).

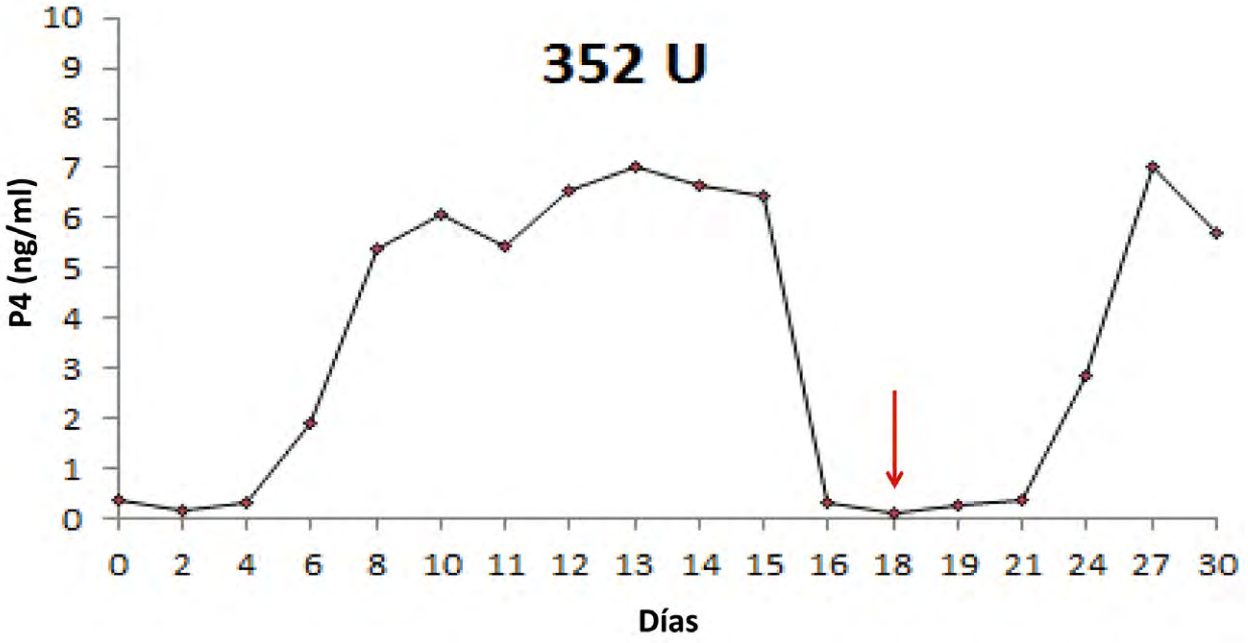


Imagen 17.11: concentraciones de progesterona en una oveja (352U) que presentó un primer ciclo de duración normal seguido por una segunda ovulación con signos de estro después de exponerla a la presencia de machos novedosos. La exposición a los machos comenzó en el día 0. La flecha indica el momento en que presentó estro, fue servida y quedó gestante (Adaptada de Erika Miguel, tesis de maestría, FMVZ-UNAM, 2015).

En el caso de las ovejas o de las cabras prepúberes, es necesario que hayan alcanzado tanto una edad como un peso cercanos a aquellos con los que llegarían a la pubertad en forma natural para lograr una respuesta adecuada al efecto macho. En las hembras adultas la respuesta será mejor mientras más cercanas se encuentren a la época del inicio natural de la actividad reproductiva. No es recomendable, por lo tanto, utilizar el efecto macho por sí solo en la época de anestro profundo.

Hace algunos años se pensaba que el efecto macho solamente era efectivo si durante las semanas previas a la introducción de los machos se mantenía a las hembras aisladas por completo de la presencia de los machos, por lo que incluso se recomendaba mantener a los machos en instalaciones físicamente alejadas de aquellas en las que se mantenía a las hembras. Después se demostró que aún las hembras que permanecen en corrales adyacentes a los de los machos pueden responder al efecto macho siempre y cuando se introduzcan al rebaño machos diferentes a los que han estado en contacto con ellas (machos novedosos). También se sabe que son más efectivos los

machos con alta actividad sexual, por lo que se recomienda utilizar a machos con experiencia y de razas poco estacionales, ya que los de razas estacionales tendrán poca actividad reproductiva precisamente en la época en la que queremos utilizarlos para estimular a las hembras. Es importante utilizar un número suficiente de machos para permitir una interacción efectiva de los mismos con todas las hembras del hato. Se considera apropiado un cinco porciento de machos, o sea un macho por cada 20 hembras, o cinco machos por cada 100 hembras. Si se dispone de varios machos es conveniente alternar su exposición a las hembras, para que se produzca continuamente el efecto de "macho novedoso".

Existen también métodos efectivos para aumentar la actividad reproductiva de los machos que serán utilizados como bioestimuladores. Entre los más eficaces están la exposición previa de los machos a una o dos hembras en estro –inducidas hormonalmente– o la exposición previa de los machos –durante varias semanas– a fotoperiodos estimulatorios o a tratamientos con melatonina. Se debe considerar que es mucho más sencillo exponer a unos cuantos machos a un fotoperiodo artificial, para luego usarlos como inductores de la actividad ovárica, que exponer a un rebaño completo de hembras al mismo fotoperiodo estimulatorio. Se sabe que los machos sexualmente activos son más eficientes para inducir la actividad ovárica si se combina con el uso de progestágenos en las hembras para obtener un máximo efecto de la inducción de la actividad ovárica. Esto es importante sobre todo cuando se pretende inducir la actividad ovárica en la etapa de anestro más profundo, que en México usualmente corresponde con los meses de marzo y abril.

En ovejas y cabras también se ha descrito un efecto hembra-hembra, que consiste en la estimulación de la actividad ovárica en hembras en anestro mediante su exposición a otras hembras que están en estro. Se ha demostrado que las hembras en estro estimulan la secreción pulsátil de LH en sus compañeras anéstricas, lo cual resulta en desarrollo folicular, estro y ovulación. Aunque este efecto no es tan poderoso como el efecto macho, se sugiere que cuando se utiliza un programa de inducción de la actividad ovárica (con hormonas, efecto macho o cualquier otro medio) las hembras que se detectan en estro y son servidas no deben separarse del hato, ya que su permanencia en el mismo favorecerá la actividad ovárica de las hembras que aún no hayan respondido al tratamiento inductor.

La otra opción "natural" para inducir la actividad ovárica en pequeños rumiantes en anestro consiste en exponerlos a un fotoperiodo conocido como estimulatorio. Debido a que son especies que comienzan a ciclar cuando el fotoperiodo se reduce, existe la opción de simular este fenómeno manteniendo a las hembras durante parte del día en instalaciones a prueba de luz con el fin de exponerlas a la oscuridad durante más horas de las que lo estarían durante el día natural, pero esto no resulta práctico. Una mejor alternativa consiste en prenderles la luz en los corrales algunas horas cada noche durante varias semanas, de forma que estén expuestas a 16 h de luz al día (considerando la luz natural del día aunada

a la luz artificial en los corrales). Después de unas semanas bajo este esquema, se dejan de prender las luces, lo que los animales perciben como una reducción en la duración del día, que gradualmente activa su eje hipotálamo-hipófisis-gonadal hasta comenzar a ovular varias semanas después. Si se quiere inducir la actividad ovárica en el mes de abril, por ejemplo, se puede someter a las hembras al régimen de luz extra durante la segunda quincena de enero y todo el mes de febrero, para suspender la luz artificial el primero de marzo, con lo que comenzarán a ciclar de cuatro a seis semanas después. Este método se utiliza sobre todo en cabras lecheras.

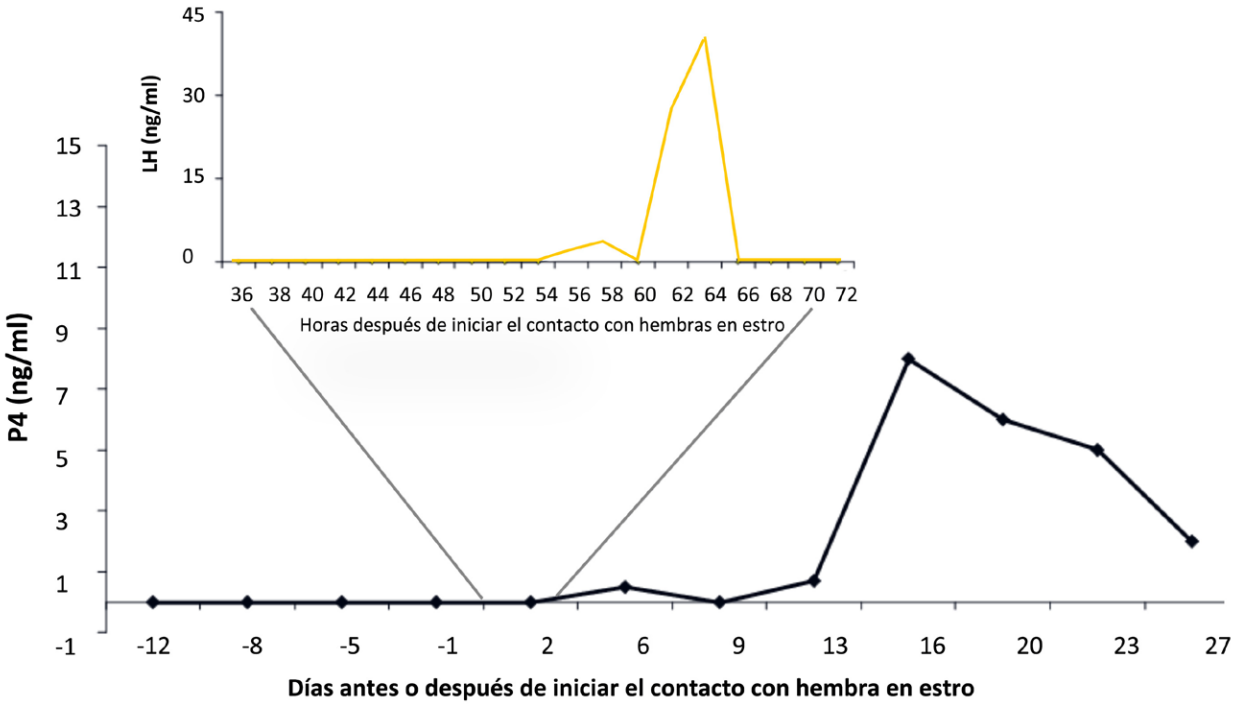


Imagen 17.12: concentraciones de progesterona y LH en una cabra en anestro antes y después de iniciar su exposición a hembras en estro. La cabra respondió inicialmente con un ciclo de corta duración (ligera elevación de progesterona en el día seis post-exposición), que fue seguido por un ciclo de duración normal. El panel superior presenta un periodo de muestreos frecuentes entre 36 y 72 h post-exposición a las hembras en estro; se aprecia el pico preovulatorio de LH que la cabra anéstrica presentó entre 60 y 66 h después (Adaptada de Álvarez *et al.*, 1999).

Bovinos

En los bovinos productores de carne o de doble propósito que se encuentran en anestro posparto es posible inducir, o por lo menos adelantar, el inicio de la actividad reproductiva mediante métodos de manejo del amamantamiento, lo que se debe al hecho de que una de las principales causas del anestro posparto después del día 40 posparto es la inhibición producida por el amamantamiento de la cría; los métodos de manejo del amamantamiento dependerán de la raza, la condición corporal y el estado nutricional de las vacas; podrán ser efectivos cuando se aplican a partir de los 40 o 60 días posparto –por ejemplo en vacas de razas europeas bien alimentadas y en buena condición corporal– o hasta después de los 120 a los 150 días, por ejemplo, en ganado Cebú en pastoreo.

Existen dos métodos básicos de manejo del amamantamiento en bovinos: el amamantamiento restringido y el destete temporal. El amamantamiento restringido consiste en separar a la cría de su madre durante la mayor parte del día y solamente permitir el contacto entre ambas durante un periodo corto, una o dos veces al día para dejar que la cría amamante. En el caso del ganado de doble propósito lo que se hace generalmente es ordeñar tres tetas, dejando la cuarta teta para el becerro. Aunque el amamantamiento restringido no resulta en una inducción inmediata de la actividad ovárica, sí ocasiona que en promedio la primera ovulación con estro se presente antes que en las vacas a las que no se les hizo dicho manejo. El segundo método, conocido como destete temporal, consiste en suprimir completamente el contacto entre madre y cría durante cuatro o cinco días continuos, lo que en muchos casos provoca que las vacas tengan su primera ovulación. Debe considerarse que éste manejo puede hacerse sólo cuando los becerros ya tienen edad suficiente para alimentarse por sí mismos durante el periodo de separación. El destete temporal es más efectivo si se utiliza paralelamente con métodos hormonales, o después de un periodo de amamantamiento restringido. El uso conjunto de un destete temporal y progestágenos resulta en un mayor número de hembras en estro, con un estro más sincronizado y una fertilidad mejor que si se utiliza cualquiera de los dos métodos por separado.

Equinos

Para inducir la actividad ovárica durante los meses de febrero o marzo en las yeguas de raza pura sangre y de algunas otras razas en las que la fecha oficial de nacimiento es el primero de enero del año en el que nace el potro, es común estimular la actividad ovárica mediante la exposición a periodos de luz artificial. Para ello es necesario iniciar la exposición de las hembras a 16 h de luz por día –incrementar la luz natural con luz artificial durante las primeras horas de la noche– a partir del mes de noviembre o diciembre, para que las yeguas comiencen a ciclar de seis a ocho semanas después. La intensidad de la luz requerida para lograr este propósito es aquella que permita leer con comodidad en cualquier lugar de la caballeriza o del corral. Se debe tomar en cuenta que con este régimen de fotoperiodo

artificial las yeguas pasarán por un periodo de transición, con un desarrollo irregular de folículos persistentes, similar al que ocurre en forma natural durante la primavera, por lo que el inicio de la exposición al fotoperiodo artificial debe iniciarse con suficiente anticipación; por esta razón, puede ser conveniente aplicar un tratamiento con progestágenos una vez que exista evidencia de que el tratamiento con luz ha activado el desarrollo folicular. Otra alternativa es utilizar hCG o GnRH para inducir la ovulación de folículos que hayan alcanzado un estado adecuado de desarrollo.

Porcinos

En las cerdas prepúberes se utiliza en forma rutinaria el efecto macho para adelantar el inicio de la pubertad. Una vez que las cerdas tienen de 5.5 a seis meses de edad, y por lo menos 80 kg de peso, pueden albergarse en corrales adyacentes a los ocupados por los sementales, con el objeto de que éstos las estimulen tanto por sus feromonas, como visual y auditivamente.

Si de modo adicional se alojan en el mismo corral cerdas que no han crecido juntas, el efecto de agrupamiento les produce un estrés que facilita el inicio de la actividad reproductiva en respuesta al efecto macho. Si las hembras tienen la edad y el peso adecuados, presentarán en su mayoría estro y ovularán durante los primeros cinco a siete días después de iniciada la exposición a los machos. Esto no quiere decir que se deban servir en ese estro, de hecho, generalmente se dejan pasar uno o varios ciclos estrales, durante los cuales las hormonas ováricas promueven el crecimiento del útero, de forma tal que cuando las cerdas son finalmente servidas y quedan gestantes, se logra un mayor tamaño de camada.

En las cerdas adultas la programación de la reproducción gira alrededor de los destetes, ya que la mayoría de las cerdas presentan estro y ovulan dentro de los primeros tres a cinco días después del destete (el intervalo promedio a la presentación del estro es mayor entre más pronto después del parto se realice el destete). En las granjas, en general, se realizan los destetes en un solo día de la semana, incluyendo a todas las cerdas que hayan llegado a la etapa prevista de la lactación durante la semana previa. Para mejorar la respuesta al destete es usual que se acostumbre agrupar a las cerdas y exponerlas a los machos desde el destete hasta que se les dé servicio. El porcentaje de cerdas que responden con estro sincronizado después del destete es mayor entre más tiempo haya durado la lactación. En los casos extremos de destetes prematuros, cuando los lechones tienen siete o 14 días de edad, con frecuencia es necesario combinar el destete con la administración de PG600.

Sincronización y Programación de Estros en Animales que Están Ciclando

La sincronización se utiliza para concentrar en unos cuantos días la presentación de estros de un grupo de animales que se encuentran ciclando, en lugar de esperar a que cada hembra presente el estro el día en el que le tocaría con respecto a su ovulación anterior. La sincronización de estros facilita el uso de la inseminación artificial, al permitir concentrar los esfuerzos de detección de estros durante unos cuantos

días en lugar de tener que realizarla en forma continua. Aun cuando se utilice la monta natural, puede ser conveniente sincronizar los estros para que se presenten durante los primeros días del periodo de empadre, con el objeto de tener un mayor número de hembras preñadas en el menor tiempo.

Los métodos de sincronización de estros se utilizan principalmente en grupos de bovinos productores de carne, ovinos, caprinos y en ocasiones en becerras bovinas lecheras, y se basan en uno de tres principios.

a. Provocar la regresión del cuerpo lúteo con $PGF_2\alpha$ para que se inicie un nuevo ciclo.
b. Administrar un progestágeno durante el tiempo suficiente para que si los cuerpos lúteos existentes regresan en forma natural no se permita el inicio de un nuevo ciclo hasta que el progestágeno exógeno sea retirado.
c. Administrar un progestágeno durante un periodo más corto, pero aplicando también $PGF_2\alpha$ para garantizar que al retirar el progestágeno ya no exista un cuerpo lúteo.

Estos tres principios también se utilizan en forma individual en vacas lecheras o en yeguas con el objeto de reducir el intervalo hasta su siguiente estro, así como para facilitar la detección del mismo o para precisar el momento adecuado para la inseminación artificial. En el caso de manipular la actividad ovárica de un animal de manera individual, sin sincronizarla con la actividad ovárica de otras hembras, es más correcto hablar de programación del estro.

Sincronización de estros con $PGF_2\alpha$

En los bovinos la $PGF_2\alpha$ provoca la regresión del cuerpo lúteo en la vaca cuando se administra entre el día seis y el día 16 del ciclo estral. Entre el día dos y el día cinco del ciclo estral el cuerpo lúteo no es sensible a la administración de esta hormona, y después del día 17 ya no hay cuerpo lúteo; en caso de haberlo ya está iniciando su regresión en forma natural, por lo que la administración de $PGF_2\alpha$ no tiene ningún efecto. La dosis luteolítica de $PGF_2\alpha$ natural en el bovino es de 25 mg por animal. Existen también diversos análogos sintéticos de esta hormona, como el cloprostenol, el luprostiol y el fluprostenol, cada uno de ellos con diferente potencia, por lo que se debe consultar siempre la dosis recomendada por el fabricante de la preparación que se pretenda utilizar.

Para sincronizar el estro con una sola administración de $PGF_2\alpha$ es necesario palpar primero a las vacas para seleccionar solamente a aquellas que tengan un cuerpo lúteo en los ovarios (**imagen 17.13**). El resto de las vacas pueden ser revisadas de nueve a 11 días después, cuando la mayoría de ellas ya habrán desarrollado un cuerpo lúteo funcional y podrán ser inyectadas. Esta palpación previa tiene la ventaja adicional de identificar y separar a las vacas gestantes, que frecuentemente se pueden encontrar dentro de un grupo de vacas supuestamente vacías. Este hecho es particularmente importante, ya que si se le administrara $PGF_2\alpha$ a una vaca gestante, se le provocaría el aborto. La palpación también permite identificar a aquellas vacas cuyos ovarios atróficos indiquen que no están ciclando, por lo que podrían requerir de un tratamiento especial.

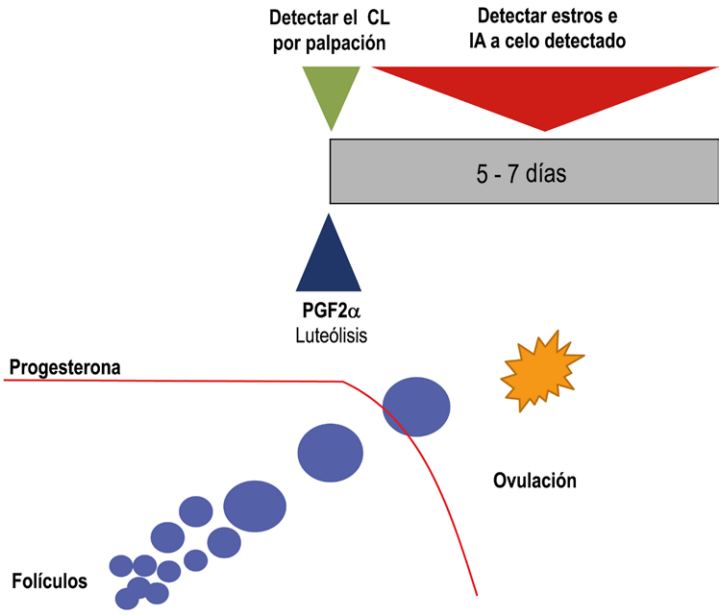


Imagen 17.13: sincronización de estros en bovinos con una inyección de $PGF_2\alpha$. La línea roja representa las concentraciones de progesterona. Antes de aplicarse la $PGF_2\alpha$ la progesterona está elevada debido a que el animal tiene un cuerpo lúteo (CL) funcional. Después de administrar la $PGF_2\alpha$ las concentraciones de progesterona descienden abruptamente, lo que permite que un folículo dominante culmine su desarrollo y ovule durante los siguientes cinco a siete días (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

Si se consideran las características del ciclo estral, en un hato en el que todas las vacas están ciclando, al palparlas en un día aleatorio se debe esperar que alrededor de un 60 % tengan cuerpo lúteo, por lo que el hallazgo de un porcentaje considerablemente menor puede indicar un problema de anestro en el hato, lo que requeriría de acciones como mejorar la nutrición o un manejo del amamantamiento antes de iniciar un programa de sincronización de estros con $PGF_2\alpha$, o trazar un programa más apropiado de inducción y sincronización con progestágenos.

La mayoría de las vacas tratadas con $PGF_2\alpha$, cuando tienen un cuerpo lúteo funcional presentarán estro entre 60 h y 5 días después de la aplicación de la hormona, aunque algunos individuos pueden expresarlo hasta siete días después de la aplicación del tratamiento. Esta variabilidad se debe principalmente al estado de desarrollo del folículo dominante presente en los ovarios al momento de destruir al cuerpo lúteo. Algunas vacas pueden incluso presentar estro durante las primeras 48 h posteriores a la administración de la hormona, siendo generalmente vacas en las que ya se había iniciado la regresión natural del cuerpo lúteo, que si bien estaba físicamente presente en el ovario al momento de la palpación, no era funcional. Este hecho ocurre porque la luteolisis funcional (cese de la producción de progesterona) antecede hasta en 72 h a la luteolisis estructural.

Una alternativa para utilizar $PGF_2\alpha$ sin necesidad de palpar a los animales consiste en administrar dos dosis de $PGF_2\alpha$ a todas las vacas con 11 días de diferencia, independientemente de la etapa del ciclo en la que se encuentre cada vaca inicialmente (**imagen 17.14**). De esta forma, las vacas que tengan un cuerpo lúteo funcional al momento de la primera inyección sufrirán la regresión del cuerpo lúteo y ovularán en los siguientes cinco días, por lo que 11 días después de la primera inyección tendrán un nuevo cuerpo lúteo que responderá a la segunda aplicación de la hormona. Las vacas que estaban en proestro, estro o metaestro no responderán a la primera inyección, por lo que su ciclo estral proseguirá normalmente y 11 días después también tendrán un cuerpo lúteo sensible a la $PGF_2\alpha$.

Con el método de la doble aplicación se desperdician dosis de $PGF_2\alpha$, porque la segunda inyección de $PGF_2\alpha$ no hubiese sido necesaria en las vacas que ya tenían un cuerpo lúteo responsivo al momento de aplicar la primera inyección, ni la primera inyección hubiese sido necesaria en las vacas que estaban en proestro, estro a metaestro. La ventaja de este método es que permite manejar a todas las vacas exactamente igual sin necesidad de palparlas; concentrando la detección de calores y las inseminaciones solamente durante el periodo posterior a la segunda inyección. Para utilizar este método sin palpación es indispensable tener la seguridad de que no hay vacas gestantes en el hato, así como tener una certeza razonable de que la mayoría de las vacas se encuentran ciclando.

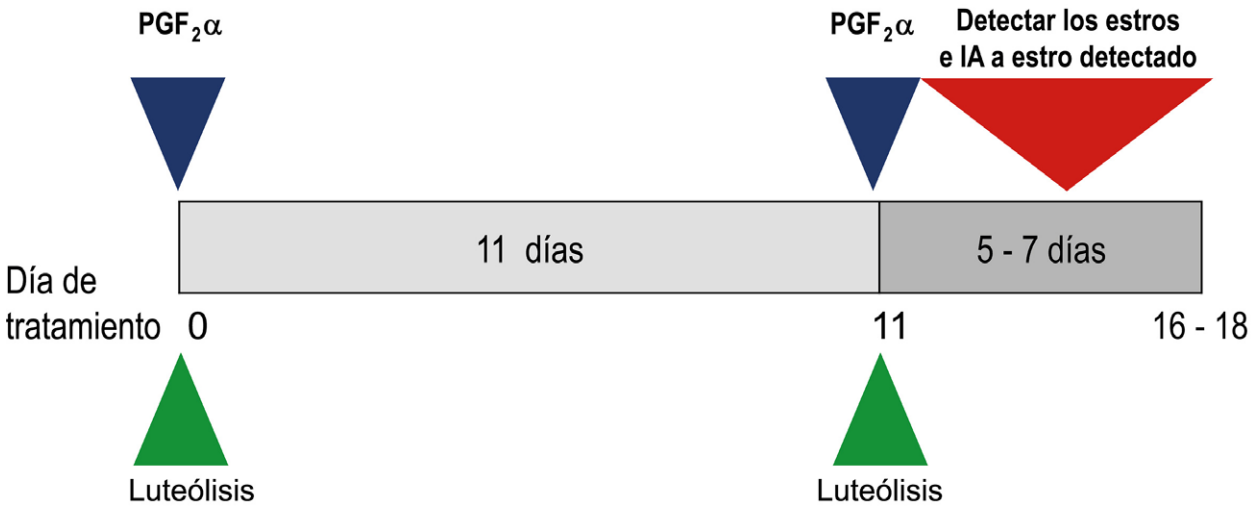


Imagen 17.14: cronograma de sincronización de estros en bovinos con dos inyecciones de $PGF_2\alpha$ aplicadas con 11 días de separación. Si las hembras están ciclando normalmente todas ellas deben tener un cuerpo lúteo funcional al momento de la segunda inyección (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

Una variante intermedia de los esquemas mencionados arriba, la cual permite reducir el número de dosis de $PGF_2\alpha$ a utilizar, consiste en aplicar la primera inyección de $PGF_2\alpha$, detectar calores durante los siguientes días e inseminar a las vacas que presenten estro, y aplicar la segunda inyección solamente a las vacas que al llegar al día 11 no hayan sido servidas. Después de la segunda inyección de $PGF_2\alpha$ se puede realizar la inseminación a estro detectado o a un tiempo fijo (**imagen 17.15**).

De manera alternativa, el manejo se puede iniciar detectando estros e inseminando a las vacas que presenten estro natural durante cinco días, al término de los cuales las vacas que no hayan presentado estro estarán por lo menos en el día seis del ciclo y podrán ser inyectadas con $PGF_2\alpha$ para presentar estro en los siguientes días (**imagen 17.16**). Una ventaja de este último método es que si durante los primeros días de la detección de estros no se detecta en calor a un número de vacas razonable en relación al tamaño del hato se puede sospechar de un problema de anestro o de mala detección de calores que debe ser corregido antes de emprender un programa de sincronización.

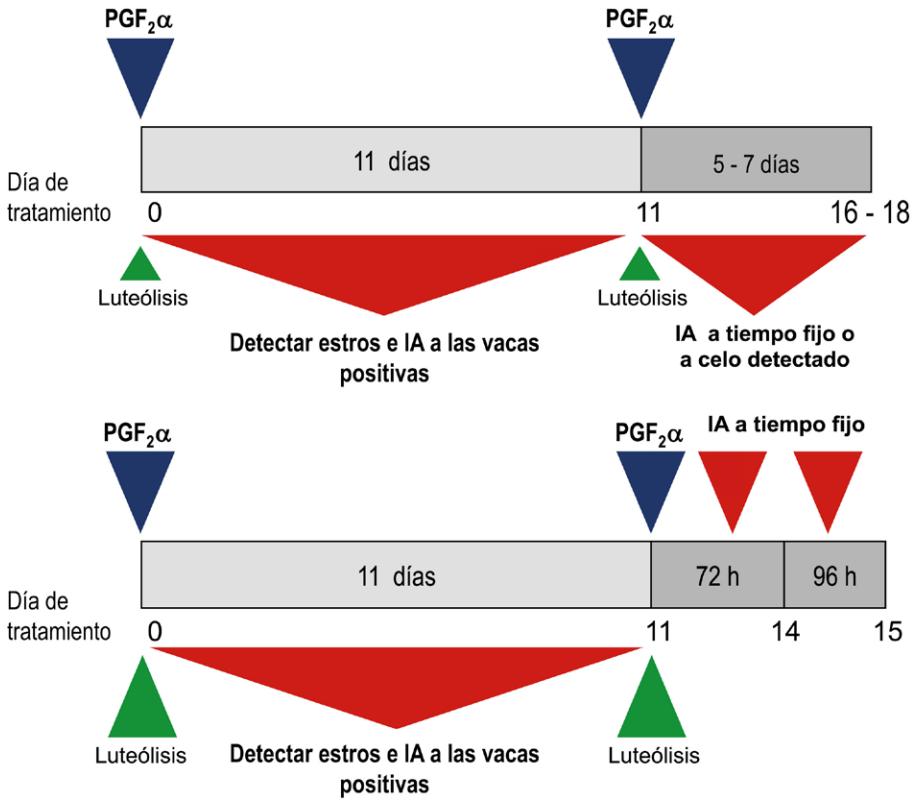


Imagen 17.15: sincronización de estros en bovinos mediante $PGF_2\alpha$; se aplica una segunda inyección en el día 11 sólo a las vacas que no hayan sido detectadas en estro después de la primera inyección. Después de la segunda inyección se puede inseminar a celo detectado (panel superior) o a tiempo fijo (panel inferiro) (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

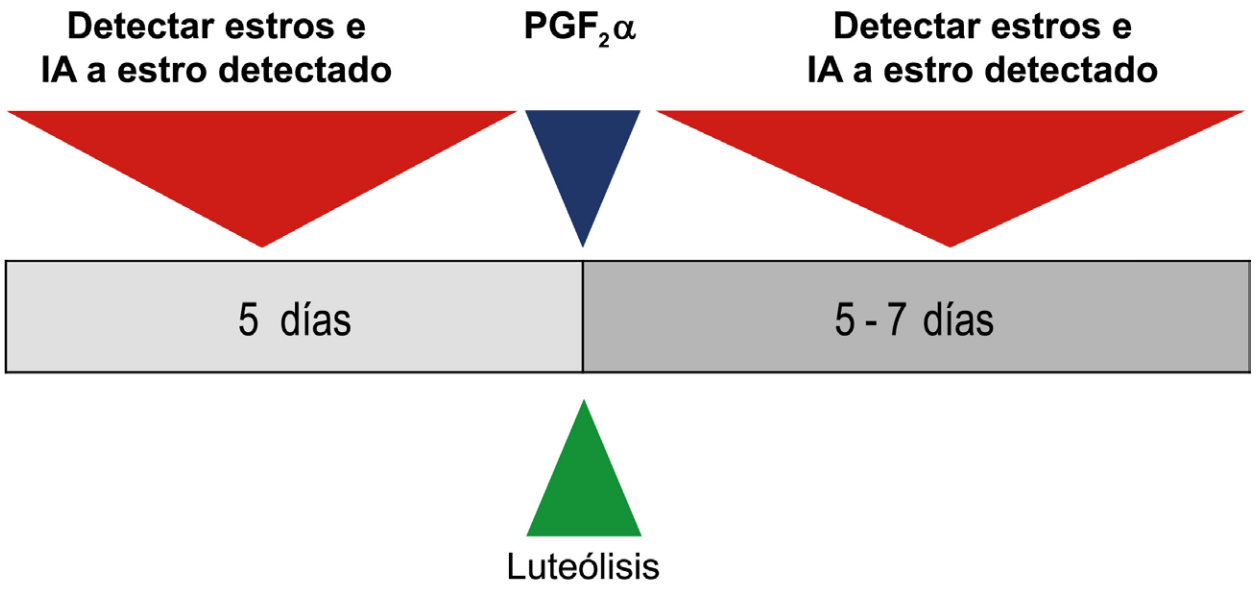


Imagen 17.16: sincronización de estros en bovinos aplicando una inyección de $PGF_2\alpha$ solamente a las vacas que no presentan estro de manera natural durante un periodo de detección de cinco días (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

En las vacas lecheras la $PGF_2\alpha$ se utiliza con frecuencia para provocar la regresión del cuerpo lúteo en cualquier hembra elegible para ser inseminada, y que al ser examinada por palpación rectal presente un cuerpo lúteo; o en animales que al llegar al diagnóstico de gestación se encuentren vacías y con un cuerpo lúteo en los ovarios. En cualquiera de los dos casos se busca programar el siguiente estro, ahorrando tiempo al adelantar la regresión del cuerpo lúteo y por lo tanto el estro subsecuente y la posibilidad de dejar gestante al animal. Al tratarse de un estro programado se facilita además la detección del mismo, ya que el encargado sabe que debe prestar especial atención a la vaca que ha sido inyectada con $PGF_2\alpha$. En vacas lecheras también se utiliza la $PGF_2\alpha$ para resolver problemas de piometra y de quistes foliculares luteinizados.

El uso de la $PGF_2\alpha$ en ovinos y caprinos se basa en principios similares a los mencionados para el bovino, con la importante diferencia de que en los pequeños rumiantes no es posible realizar palpación rectal para verificar la presencia de cuerpo lúteo o descartar gestaciones. Aunque el uso del ultrasonido, en teoría, puede resolver esta limitación, en la práctica su uso es muy poco frecuente. Por lo tanto, tener la seguridad de que no hay hembras gestantes dentro del grupo por sincronizar adquiere primordial importancia si se utiliza $PGF_2\alpha$ en pequeños rumiantes. De manera adicional, al tratarse de animales estacionales se debe tener una certeza razonable de que en su mayoría, o todos, los animales están en su época reproductiva y se encuentran ciclando.

El cuerpo lúteo de la oveja es sensible a la $PGF_2\alpha$ a partir del día tres o cuatro del ciclo. Para los esquemas de doble inyección de

$PGF_2\alpha$ se recomienda un intervalo de nueve días entre la primera y la segunda administración (**imagen 17.17**). Al igual que en el bovino, se pueden utilizar esquemas mixtos, como la detección de estros e inseminación de las hembras que presenten estro después de la primera inyección y aplicar la segunda dosis sólo a aquellas hembras que no respondieron a la primera inyección. Cuando la oveja tiene un cuerpo lúteo funcional al momento de aplicar la $PGF_2\alpha$, el estro normalmente se presenta entre 48 y 72 h después de la inyección.

La oveja es menos sensible que la vaca a la $PGF_2\alpha$, por lo que la dosis recomendada es cercana a la mitad de la dosis empleada en los bovinos. Por ejemplo, en el caso del dinoprost en bovinos se recomienda una dosis de 25 mg por animal, mientras que en los ovinos es de 12.5 mg o dos dosis de cinco mg aplicadas con 12 h de diferencia. En el caprino la dosis, por animal, recomendada es de 10 mg.

En la yegua el cuerpo lúteo es muy sensible a la $PGF_2\alpha$, por lo que se utiliza una dosis mucho menor que en el bovino a pesar de que ambos animales tienen pesos similares. Por ejemplo, la dosis luteolítica de $PGF_2\alpha$ natural (dinoprost) en la yegua es de cinco mg (la quinta parte de la usada en una vaca). Es importante señalar que la administración de $PGF_2\alpha$ natural, aun en la dosis recomendada, frecuentemente produce efectos colaterales desagradables en esta especie, como sudoración, cólico e inquietud; por esta razón muchas veces se prefiere utilizar análogos sintéticos con efectos más específicos sobre el cuerpo lúteo y menores efectos sobre la musculatura lisa.

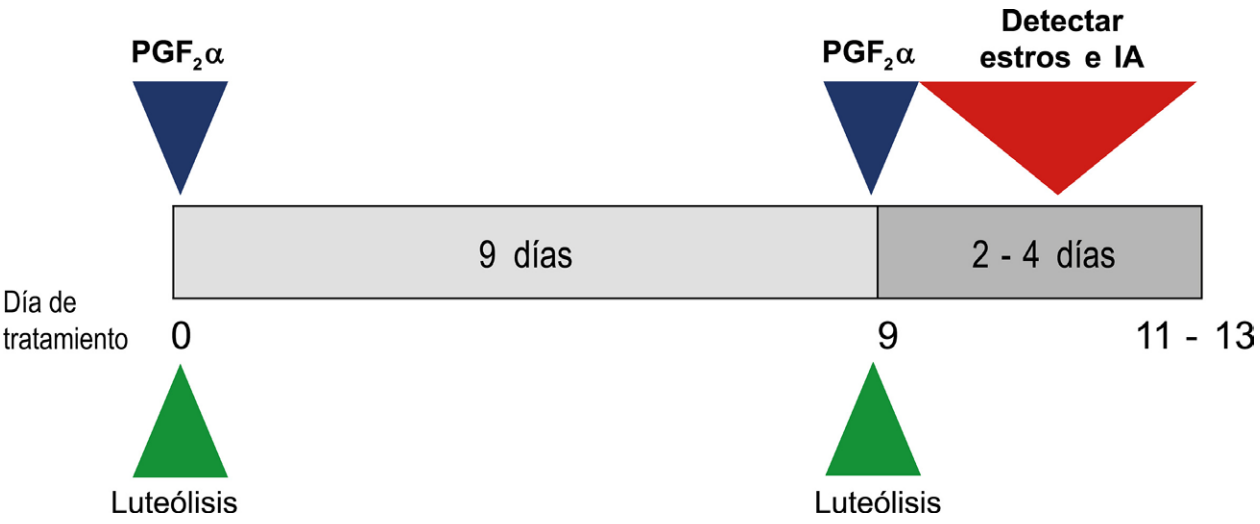


Imagen 17.17: sincronización de estros en ovinos con doble inyección de $PGF_2\alpha$ aplicada con nueve días de diferencia (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

En la yegua en general se utiliza la $PGF_2\alpha$ para programar el estro cuando se verifica la presencia de un cuerpo lúteo mediante ultrasonografía en una animal no gestante que se desea servir. Esto es importante, en particular, si se toma en cuenta que en esta especie hasta un 15 % de los cuerpos lúteos pueden persistir por varias semanas en forma espontánea, lo que evita que la yegua entre en estro y sea servida mientras ese cuerpo lúteo no sea destruido. Otro uso de la $PGF_2\alpha$ en la yegua es para inducir el aborto en gestaciones gemelares entre el día 16 y el día 30 de la gestación. Antes de ese periodo es más aconsejable tratar de destruir a uno de los embriones mediante presión mecánica. Después del día 30 la yegua podría no responder a la $PGF_2\alpha$ o requerir de administraciones repetidas de la hormona debido a que el cuerpo lúteo es protegido por la eCG producida por las copas endometriales.

En la cerda no se utiliza la $PGF_2\alpha$ para sincronizar la actividad ovárica debido a que los cuerpos lúteos solamente son sensibles a esta hormona después del día 11 del ciclo estral. En etapas posteriores los cuerpos lúteos si son sensibles, por lo que la hormona se utiliza con frecuencia para inducir el parto.

Sincronización de estros con progestágenos y $PGF_2\alpha$

Aunque en los animales que se encuentran ciclando la sincronización de estros con progestágenos puede ser más costosa y más lenta que la lograda utilizando únicamente $PGF_2\alpha$, su uso es común por diversas razones. En primer lugar, el uso de progestágenos es efectivo en animales que se encuentran ciclando y en aquellos que presentan anestro, lo cual lo hace pertinente en hatos de ovejas o cabras en los que una parte de los animales están ciclando y la otra parte aún se encuentra en anestro estacional, o en el caso de los bovinos productores de carne en los que parte del hato aún se encuentra en anestro posparto. En segundo lugar, se conoce que la expresión de signos de estro puede ser mayor en un estro sincronizado con progestágenos que en uno sincronizado con $PGF_2\alpha$.

Para la sincronización de estros con progestágenos se utilizan los mismos análogos y vías de administración que se describieron para cada especie en la sección sobre inducción de actividad reproductiva, con la diferencia de que al tratarse de animales que se encuentran ciclando, y que por lo tanto pueden tener cuerpos lúteos al iniciar el tratamiento, es necesario administrar el progestágeno por un tiempo suficiente para que se produzca la regresión natural de todos los cuerpos lúteos antes de retirar el progestágeno, o bien combinar el progestágeno con un agente luteolítico para destruirlos.

En el bovino los progestágenos tendrían que administrarse estrictamente por lo menos durante 18 días para permitir la regresión de los cuerpos lúteos de todos los animales que se encuentren ciclando –ya que el tratamiento se iniciaría en distintas etapas del ciclo–, pero desde hace décadas se conoce que un periodo

tan prolongado de tratamiento reduce la fertilidad del estro sincronizado. Por esta razón, los tratamientos basados en progestágenos generalmente se aplican o administran solamente durante siete a nueve días en vacas que están ciclando, usando al final una inyección de PG-$F_2\alpha$ para destruir cuerpos lúteos que todavía estén presentes (**imagen 17.18**).

En los ovinos y los caprinos la opción para no aplicar un progestágeno durante 14 días –ya que podría resultar en una disminución en la fertilidad a estro sincronizado como lo mencionado en bovinos–, es usarlos por siete a nueve días combinándolos con una inyección de $PGF_2\alpha$ al retirar el progestágeno (**imagen 17.19**). El fabricante de las esponjas de FGA, de manera alternativa, recomienda administrarlas de 12 a 14 días, aplicando 300 - 500 UI de eCG en el momento del retiro de la esponja, con el objeto de reclutar nuevos folículos para contrarestar la reducción de la fertilidad provocada por la larga permanencia de la esponja. La ventaja de este último método es que al evitar el uso de $PGF_2\alpha$ se reduce el riesgo de provocar abortos en caso de que en el hato tratado existan hembras gestantes.

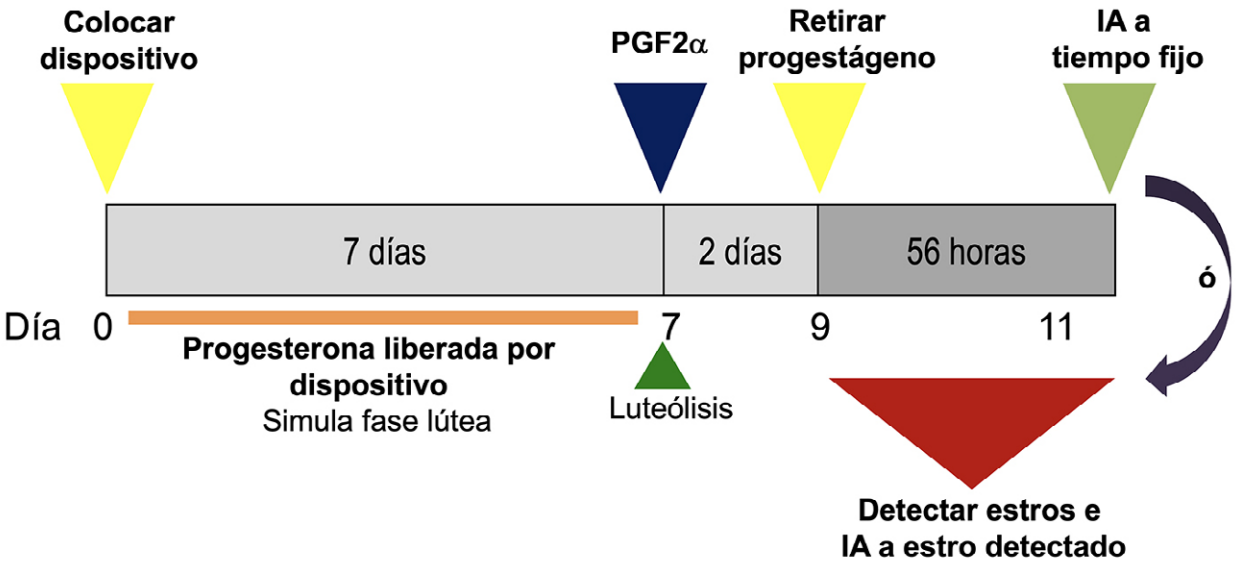


Imagen 17.18: sincronización de estros en bovinos mediante la aplicación de un progestágeno durante nueve días combinado con una dosis luteolítica de $PGF_2\alpha$ dos días antes del retiro del progestágeno. La inseminación puede realizarse a tiempo fijo o previa detección de estros (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

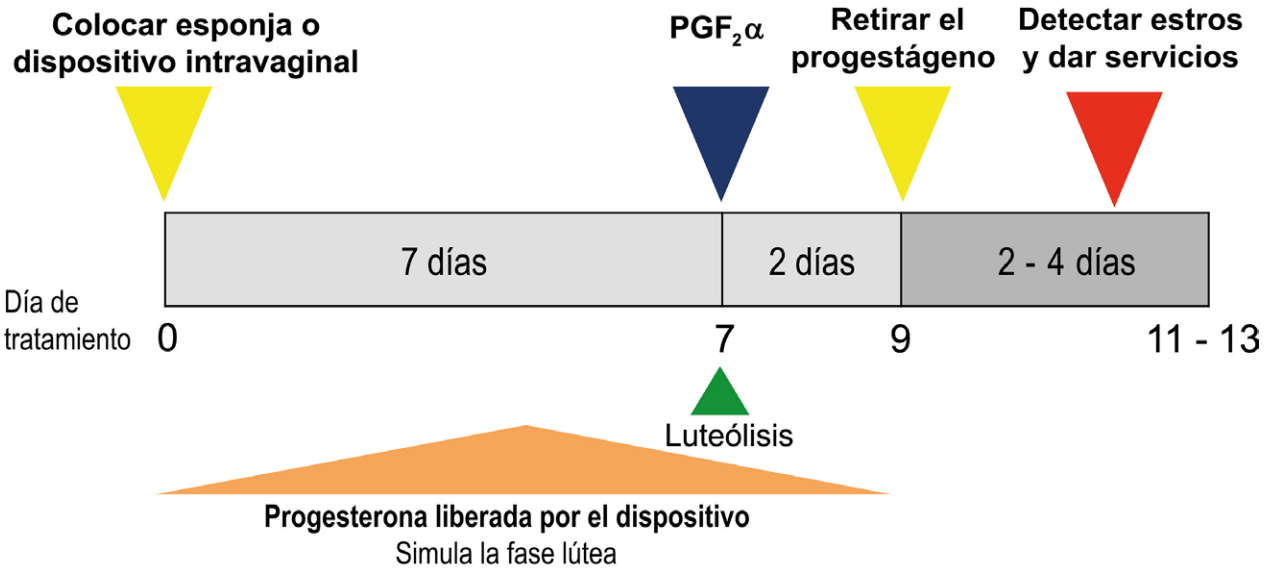


Imagen 17.19: inducción o sincronización de estros en ovinos mediante la aplicación de un progestágeno durante nueve días, combinado con una dosis luteolítica de $PGF_2\alpha$ dos días antes del retiro del progestágeno. La inseminación puede realizarse a tiempo fijo o previa detección de estro (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

Sincronización y programación de la ovulación

La sincronización de la ovulación se refiere a la administración de hormonas para lograr la ovulación después de un periodo corto y predecible con el objeto de reducir el número de servicios necesarios durante el estro, facilitar la inseminación a tiempo fijo sin necesidad de detectar estros, o mejorar la fertilidad al programar el servicio en el momento óptimo con respecto a la ovulación. Este manejo se realiza principalmente en vacas lecheras y en yeguas, aunque también se han descrito métodos efectivos en otras especies.

En bovinos lecheros, sobre todo, pero también en vacas productoras de carne, se ha popularizado el método de sincronización de oleadas foliculares conocido como Ovsynch®, que consiste en la administración de dos dosis de GnRH aplicadas con nueve días de separación y una dosis de $PGF_2\alpha$ siete días después de la primera aplicación de GnRH. La dosis inicial de GnRH tiene como función el producir la ovulación o luteinización del folículo dominante presente en el momento de su aplicación, para que se inicie una nueva oleada folicular. Siete días después se administra $PGF_2\alpha$ para provocar la regresión del cuerpo lúteo durante la etapa en la que existe un folículo dominante joven. Cuarenta y ocho horas después (día nueve) se administra una segunda dosis de GnRH para sincronizar la ovulación de dicho folículo, y se insemina a tiempo fijo entre 17 y 24 h después (también se puede inseminar a estro detectado) (**imagen 17.20**).

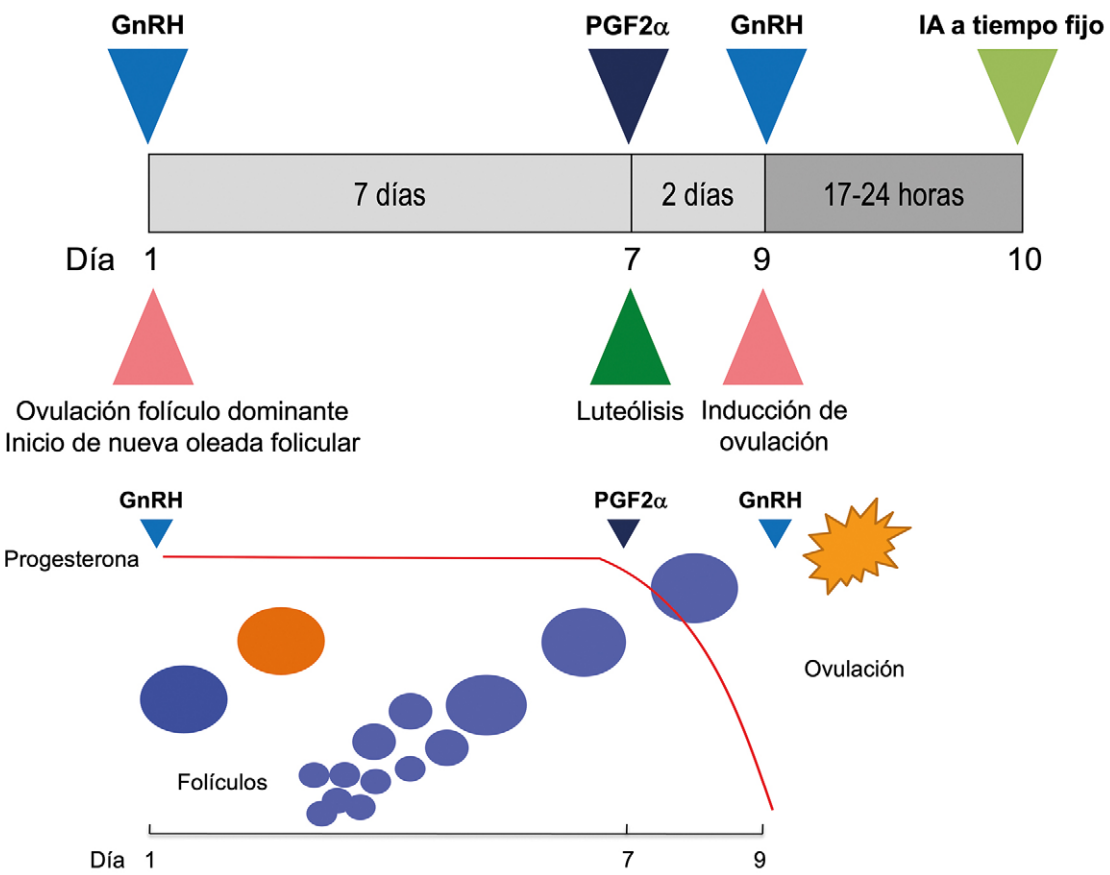


Imagen 17.20: programación de la ovulación con el método Ovsynch. El cambio de color del folículo dominante indica su ovulación o luteinización por efecto de la inyección de GnRH. La línea roja representa las concentraciones de progesterona (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

Una variante del protocolo anterior es el método denominado Cosynch® (**imagen 17.21**), en el que la inseminación artificial se realiza al mismo tiempo que la segunda inyección de GnRH. Con este método se reduce un poco el manejo de los animales, pero la fertilidad puede ser ligeramente menor.

Otro método con el que se logran resultados aún mejores, pero con el que se aumenta el manejo de los animales y el costo en hormonales es el método Presynch® (**imagen 17.22**), que consiste en una doble aplicación con $PGF_2\alpha$ antes de iniciar el protocolo Ovsynch®. La segunda inyección de $PGF_2\alpha$ se administra 12 días antes de aplicar la primera dosis de GnRH, por lo que el tiempo total desde que se aplica la primera dosis de $PGF_2\alpha$ hasta realizar la inseminación es de 33 días. Por esta razón se recomienda iniciar el protocolo a partir del día 30 posparto para que dé tiempo de realizar la primera inseminación a partir del día 65 posparto.

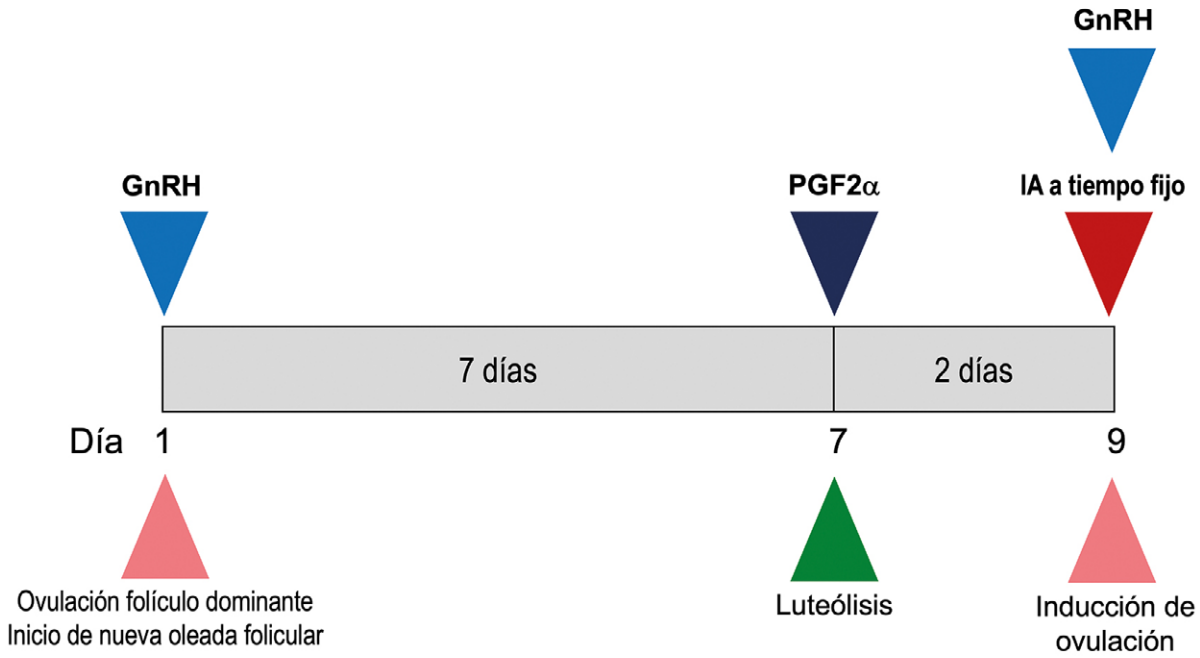


Imagen 17.21: cronograma del método Cosynch. La inseminación artificial se realiza al mismo tiempo en el que se aplica la segunda inyección de GnRH, con lo que se reduce el manejo de los animales aunque la inseminación puede ser prematura para lograr una fertilidad óptima (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

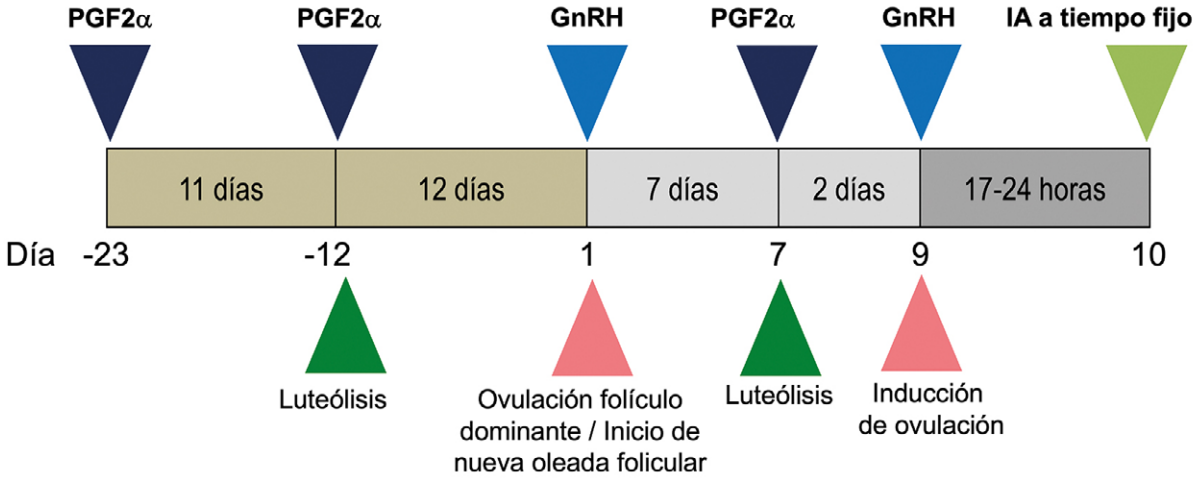


Imagen 17.22: cronograma del método Presynch. El proceso completo requiere de 35 días y de la administración de cinco dosis de hormonas en diferentes momentos (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

En animales que pueden encontrarse en anestro también se ha utilizado una variante del Ovsynch en el cual se administra un progestágeno durante el intervalo entre la primera y la segunda inyección de GnRH (**imagen 17.23**), de forma que se logra el efecto inductor de actividad ovárica del progestágeno y también el efecto sincronizador de las oleadas foliculares del Ovsynch.

En los ovinos se ha demostrado la efectividad del método Ovsynch durante la época reproductiva, y en algunos casos se ha utilizado también en animales en anestro poco profundo. La inseminación se puede hacer a estro detectado o a tiempo fijo de 17 a 24 h después de la segunda inyección de GnRH (**imagen 17.24**).

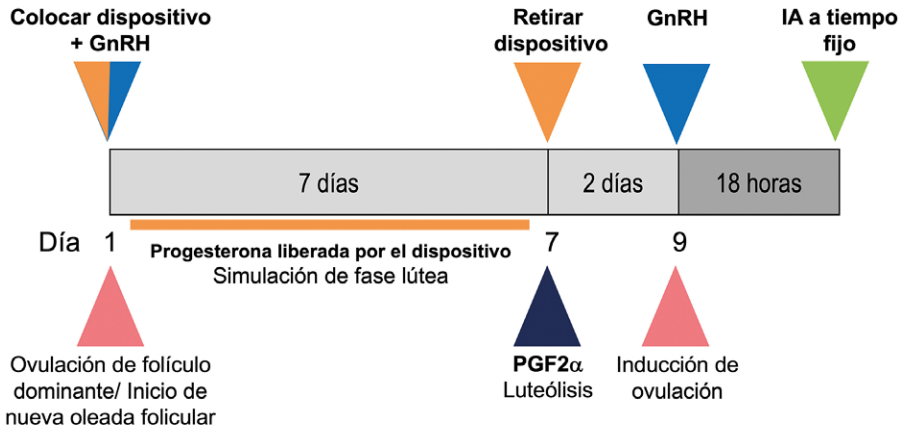


Imagen 17.23: cronograma de un método que combina Ovsynch con la administración de un progestágeno. El dispositivo permite que el método Ovsynch también sea efectivo en animales que no están ciclando antes de iniciar el protocolo hormonal (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

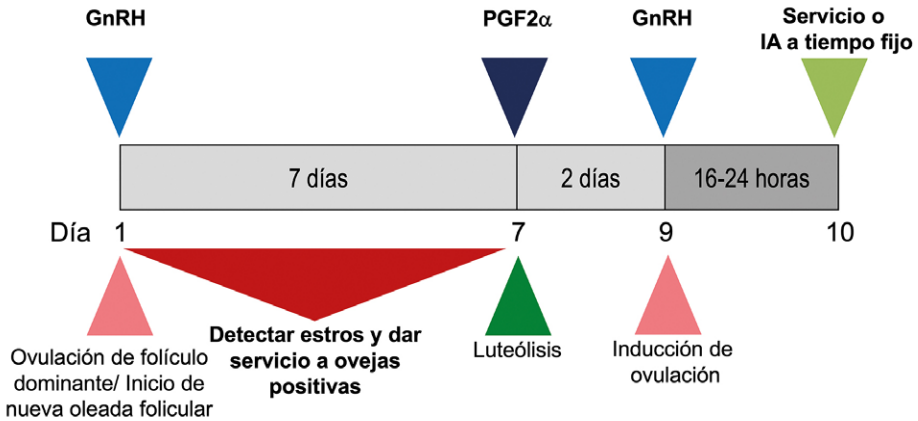


Imagen 17.24: sincronización de la oleada folicular con el método Ovsynch en ovinos (Elaborada por la M.C. Angélica Escobedo y el Dr. Luis Zarco).

En la yegua el intervalo entre el inicio del estro y la ovulación es muy variable, lo que dificulta el manejo del servicio y en muchos casos provoca que una yegua tenga que ser servida varias veces durante un mismo periodo de estro. Una alternativa para reducir esta variabilidad consiste en adelantar la ovulación mediante la administración de GnRH o de gonadotropina coriónica humana (hCG). En ambos casos la hormona debe ser administrada solamente cuando en los ovarios exista un folículo preovulatorio de por lo menos 35 mm de diámetro. La ovulación se producirá entre las 36 y las 48 h siguientes, por lo que se recomienda inseminar o dar monta natural 24 h después de la administración de la hormona. Al comparar ambas hormonas, la ventaja de la hCG es que actúa como LH directamente sobre el folículo preovulatorio, por lo que la respuesta puede ser más predecible que la lograda con la GnRH, ya que esta última hormona actúa sobre la hipófisis para que se libere LH endógena, la cual aún debe ir al folículo para provocar la ovulación. La desventaja de la hCG es que se trata de una glicoproteína grande proveniente de otra especie (humano), por lo que se produce una respuesta inmune que reduce su efectividad al usarse en forma repetida, e incluso puede llegar a provocar una reacción alérgica.

Referencias

- Agüera E, Aguilera-Tejero E, 10 E, Galisteo J, Tejero E, Perez-Marín C, et al. Comparison of Different Treatments for Oestrous Induction in Seasonally Anovulatory Mares. Reproduction of Domestic Animals. 2013; 48(3): p. 463-469.
- Ahmadzadeh A, Chebel R, Johnson C, Lopes G, Mendonca L, Moraes J, et al. Evaluation of reproductive and economic outcomes of dairy heifers inseminated at induced estrus or at fixed time after a 5-day or 7-day progesterone insert-based ovulation synchronization protocol. Journal of Dairy Science. 2013; 96(3): p. 1612-1622.
- Alcántara B, Boeta M, Porras A. Luteolysis, estrus induction, and clinical side effects in mares treated with a $PGF_2\alpha$ analog, cloprostenol (Sinocrel 11-21). Journal of Equine Veterinary Science. 2005; 25(9): p. 384-386.
- Allen C, Amstalden M, Thorson J, Williams G. Pharmacologic application of native GnRH in the winter anovulatory mare, I: Frequency of reversion to the anovulatory state following ovulation induction and cessation of treatment. Theriogenology. 2014; 81(4): p. 579-586.
- Allende R, Cox J, Díaz T, Dorado J, Lara E, Leiva A, et al. Follicular dynamics, interval to ovulation and fertility after AI in short-term progesterone and $PGF_2\alpha$ oestrous synchronization protocol in sheep. Reproduction in Domestic Animals. 2012; 47(6): p. 946-951.
- Alnimer M, Kridli R, Titi H. Estrus synchronization in sheep and goats using combinations of GnRH, progestagen and prostaglandin F2α. Reproduction of Domestic Animals. 2010; 45(4): p. 594-599.
- Alvarez L, Ramos A, Zarco L. The ovulatory and LH responses to the male effect in dominant and subordinate goats. Small Ruminant Research. 2009; 83(1): p. 29-33.
- Alvarez R, Ducoing W, Zarco Q, Trujillo G. Conducta estral, concentraciones de LH y función lútea en cabras en anestro estacional inducidas a ciclar mediante el contacto con cabras en estro. Veterinaria México. 1999; 30: p. 25-31.
- Angulo E, Bech-Sàbat G, García-Ispierto I, López-Gatius F, Maris C, Martino A, et al. Effects of a progesterone based oestrous synchronization protocol in 51 to 57 day postpartum in high producing dairy cows. Reproduction in Domestic Animals. 2010; 45(5): p. e168-e173.

- Angulo M, Rodríguez E, Valencia J, Zarco L. Female to female stimulation of ovarian activity in the ewe. Animal Reproduction Science. 1995; 39(4): p. 251-258.
- Austin B, Esterman R, Hersom M, McKinnis E, Thatcher W, Yelich J, et al. Evaluation of two progestogen-based estrous synchronization protocols in yearling heifers of Bos indicus X Bos taurus breeding. Theriogenology. 2011; 75(9): p. 1699-1707.
- Beltman M, Crowe M, McNally J, Roche J. Effects of physiological and/or disease status on the response of postpartum dairy cows to synchronization of estrus using an intravaginal progesterone device. Theriogenology. 2014; 82(9): p. 1263-1272.
- Bernelas D, Bonné J, Chemineau P, Forgerit Y, Leboeuf B, Pellicer-Rubio M, et al. Highly synchronous and fertile reproductive activity induced by the male effect during deep anoestrus in lactating goats subjected to treatment with artificially long days followed by a natural photoperiod. Animal Reproduction Science. 2007; 98(3): p. 241-258.
- Bilby T, Bruno R, Farias A, Hawkins D, Hernández-Rivera J, Navarrete A. Effect of gonadotropin-releasing hormone or prostaglandin F 2α-based estrus synchronization programs for first or subsequent artificial insemination in lactating dairy cows. Journal of Dairy Science. 2013; 96(3): p. 1556-1567.
- Boeta A, López-Pérez L, Zarco Q. Inducción de la actividad ovárica en yeguas criollas con un programa de fotoperiodo artificial en la latitud 19° 9'N. Veterinaria México. 2010; 41(2): p. 89-100.
- Bollwein H, Fleisch A, Hartnack S, Heckendorn F, Janett F, Piechotta M, et al. Comparison of 6-day progestagen treatment with Chronogest® CR and Eazi-breed™ CIDR® G intravaginal inserts for estrus synchronization in cyclic ewes. Small Ruminant Research. 2012; 107(2): p. 141-146.
- Busch D, Ellersieck M, Mallory D, Smith M, Patterson D, Wilson D. Comparison of long-term progestin-based estrus synchronization protocols in beef heifers. Journal of Animal Science. 2010; 88(11): p. 3568-3578.
- Campbel M. It's all in the timing: ovulation induction in the mare. Veterinary Research. 2012; 170(21): p. 538-539.
- Cavestany D, Rusiñol C. Comparación de tres métodos de sincronización de celos y ovulaciones con y sin inseminación artificial a tiempo fijo (IATF) en vaquillonas para carne. Veterinaria. 2011; 47(182): p. 23-28.
- Celi I, Guzmán J, Malpaux B, Zarazaga L. Enhancement of the male effect on reproductive performance in female Mediterranean goats with long day and/or melatonin treatment. Veterinary Journal. 2012; 192(3): p. 441-444.

- Currin J, Holland S, Kasimanickam R, Schramm H, Whittier W. Fertility in Angus cross beef cows following 5-day CO-Synch + CIDR or 7-day CO-Synch + CIDR estrus synchronization and timed artificial insemination. Theriogenology. 2013; 80(9): p. 963-969.
- Dahlen C, Jackson C, Lamb G, Mercadante V, Redden R, Waters K. Efficacy of various five-day estrous synchronization protocols in sheep. Small Ruminant Research. 2014; 120(1): p. 100-107.
- D'Alessandro A, Martemucci G. Synchronization of oestrus and ovulation by short time combined FGA, $PGF_2\alpha$, GnRH, eCG treatments for natural service or AI fixed-time. Animal Reproduction Science. 2011; 123(1): p. 32-39.
- De Lucas T, Vázquez P, Zarco Q. El efecto macho como inductor de la actividad reproductiva en sistemas intensivos de apareamiento en ovinos. Veterinaria México. 2008; 39(2): p. 117-127.
- Delgadillo J, Duarte G, Flores J, Fitz-Rodríguez G, Hernández H, Keller M, et al. Control of the sexual activity of goats without exogenous hormones: use of photoperiod, male effect and nutrition. Tropical and Subtropical Agroecosystems. 2011; 15(1): p. S15-S27.
- Delgadillo J, Gelez H, Hawken P, Martin G, Ungerfeld R. The 'male effect' in sheep and goats- revisiting the dogmas. Behavioural Brain Research. 2009; 200(2): p. 304-314.
- Driancourt M, Elleboudt F, Furstoss V, Martinat-Botté F, Ridremont B, Royer É, et al. Selection of impubertal gilts by ultrasonography optimizes their oestrus, ovulatory and fertility responses following puberty induction by PG600. Animal Reproduction Science. ; 124(1): p. 132-137.
- Echternkamp S, Thallman R. Factors affecting pregnancy rate to estrous synchronization and fixed-time artificial insemination in beef cattle. Journal of Animal Science. 2011; 89(10): p. 3060-3068.
- Ferris R, Hatzel J, Lindholm A, McCue P, Scofield D. Efficacy of deslorelin acetate (SucroMate) on induction of ovulation in American quarter horse mares. Journal of Equine Veterinary. 2012; 32(5): p. 285-288.
- Glover K, Kenyon P, Morel P, Morris S, Mulvaney F, Vinoles C, et al. Comparison between the reproductive performance of ewe hoggets and mature ewes following a progesterone-based oestrus synchronization protocol. New Zealand Journal of Agricultural Research. 2013; 56(4): p. 288-296.
- Hawken P, Martin G. Socio-sexual stimuli and reproductive function: emerging perspectives of the male effect in sheep and goats. En Chemical Signals in Vertebrates. New York: Springer; 2013. p. 397-413.

- Hernández-Cerón J, Valencia M, Zarco Q. Regresión del cuerpo lúteo y presentación del estro en ovejas con dos inyecciones de prostaglandina con 8 días de intervalo. Técnica Pecuaria México. 2001; 39(1): p. 53-58.
- Hernández-Cerón J, Zarco Q. Manejo hormonal de la reproducción bovina. En Hernández-Cerón J, Zavala R. Reproducción bovina. México: Universidad Nacional Autónoma de México; 2007. p. 240-249.
- Juengel J, Martinez M, McLeod B, Quirke L, Smaill B, Tattersfield G. Successful induction of oestrus, ovulation and pregnancy in adult ewes and ewe lambs out of the breeding season using a GnRH + progesterone oestrus synchronisation protocol. Animal Reproduction Science. 2015; 155: p. 28-35.
- Macmillan K. Recent advances in the synchronization of estrus and ovulation in dairy cows. Journal of Reproduction and Development. 2010; 56(S): p. S42-S47.
- Metcalf E, Thompson M. The effect of $PGF_2\alpha$ -induction of estrus on pregnancy rates in mares. Journal of Equine Veterinary Science. 2010; 30(4): p. 196-199.
- Ortiz A, Quispe T, Valencia J, Zarco L. Estrus synchronization with melengestrol acetate in cyclic ewes. Insemination with fresh or frozen semen during the first or second estrus post treatment. Theriogenology. 1994; 41(7): p. 1385-1392.
- Ungerfeld R. Combination of the ram effect with $PGF_2\alpha$ estrous synchronization treatments in ewes during the breeding season. Animal Reproduction Science. 2011; 124(1): p. 65-68.

18

Capítulo 18



Superovulación y transferencia de embriones

Alberto Balcázar S.
Myriam Boeta

Capítulo 18
Superovulación y transferencia de embriones

Alberto Balcázar S. ▮ *Myriam Boeta*

Introducción

La superovulación y la transferencia de embriones (STE, o Multiple Ovulation and Embryo Transfer, MOET por sus siglas en inglés); es una técnica de reproducción asistida que tiene como objetivo el incremento de la tasa reproductiva a través de la máxima utilización de hembras y machos de alto valor genético. Se emplea, para ese efecto, a una hembra genéticamente superior denominada "donadora"; la cual es sometida a un tratamiento hormonal para aumentar su tasa de ovulación (TO). Después se insemina o se le realiza un servicio con un semental genéticamente superior, para obtener embriones de alto valor genético; los embriones son recuperados y depositados o "transferidos" a hembras de menor valor genético, a las cuales se les llama "receptoras", para que sean gestados hasta su nacimiento. De manera alternativa, los embriones pueden ser criopreservados por un tiempo indefinido antes de su transferencia.

Una de las principales ventajas del uso de la STE radica en que cuantas más crías nazcan de una hembra genéticamente superior, más se reduce el intervalo generacional. La STE facilita, asimismo, el comercio nacional e internacional de material genético y permite realizar más rápidamente el cambio de raza de animales nativos a una raza "pura" dentro de un hato. Se puede utilizar también para favorecer la reproducción de animales en peligro de extinción.

Los protocolos de STE incluyen un periodo para sincronizar el estro de las donadoras y las receptoras, que puede anteceder o ser simultáneo al programa de STE propiamente dicho, ya que para que el embrión se desarrolle de modo adecuado después de ser transferido, es muy importante que exista una sincronía estrecha –de acuerdo al día del ciclo estral– en relación a las condiciones fisiológicas en las que se encuentra el aparato reproductor tanto de las hembras que lo donan como de las que lo reciben (**imagen 18.1**). La inclusión de un esquema de sincronización, como se explicará más adelante, permite comenzar el tratamiento de superovulación en la donadora cuando inicia la oleada folicular, lo que mejorará la respuesta.

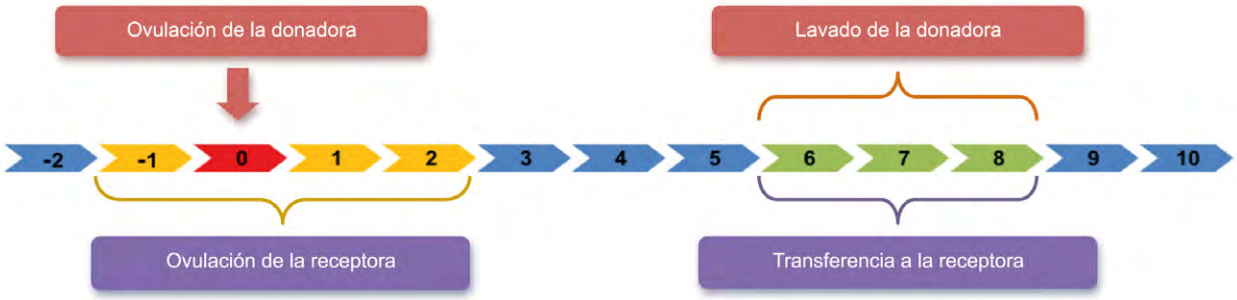


Imagen 18.1: sincronización entre la donadora y la receptora para la STE en equinos, se indica el periodo aceptable de sincronización entre ambas (Elaborada por la Dra. Myriam Boeta).

Selección de los animales

La selección de los animales en un programa de STE es de suma importancia, ya que de ello dependerá parte del resultado que se busca al emplear esta tecnología.

Las donadoras

La selección de la donadora generalmente se lleva a cabo con base en los registros genealógicos y productivos. Se pone especial atención, además, a que provenga de líneas fértiles, que presente ciclos estrales normales, que no muestre patologías en el aparato reproductor, ni antecedentes de distocia o de retenciones placentarias. En el aspecto sanitario debe de estar vacunada, desparasitada, libre de enfermedades, en especial de aquellas que afecten la función reproductiva.

En los pequeños rumiantes, particularmente, se seleccionan hembras que no requieran más de dos servicios por concepción, que tengan entre tres y ocho años de edad, y cuya condición corporal se encuentre entre tres y 3.5 (en una escala de cero a cinco). Respecto de las vacas posparto, es necesario que transcurran entre dos y cuatro meses desde el nacimiento del becerro para poder elegirlas. Cuando se emplean vaquillas, hay que seleccionar a aquellas cuyo peso vivo sea de al menos 350 kg.

Los sementales

El semental donador debe de poseer un alto mérito genético, buena salud, condición corporal de tres o más, estar libre de enfermedades que afecten el aparato reproductor y cumplir con los estándares propios de la raza. En el aspecto reproductivo se pone especial atención a las características del eyaculado, ya que impactan directamente sobre la fertilidad y el éxito del proceso. La calidad del eyaculado es así un estimador objetivo sobre los posibles resultados del programa de superovulación y sobre la tasa de recuperación de embriones.

En los programas de STE se utiliza generalmente la inseminación artificial; el semen empleado puede ser fresco, refrigerado o conge-

lado. Cabe mencionar que es muy importante tener personal altamente calificado durante todo el proceso, ya que, además de la evaluación del semen, una adecuada detección del estro y la precisión del momento de la ovulación son determinantes para definir cuándo realizar un servicio o la inseminación artificial.

Receptoras

La selección de una hembra receptora se realiza con base en características sanitarias, nutricionales y reproductivas, sin importar sus particularidades genéticas. Deben ser animales sin historia de distocia ni de retención placentaria; tener ciclos estrales regulares, habilidad materna, buen desarrollo corporal, especialmente de la pelvis (ya que en ocasiones deberán parir crías grandes y pesadas), buena condición corporal, estar clínicamente sanas, no poseer alteraciones anatómicas en el aparato reproductor, y contar con el programa de vacunación y desparasitación al corriente.

Al seleccionar una vaca receptora, es indispensable que ésta haya tenido al menos dos o tres partos, y más de 80 días posparto.

Hormonas Empleadas para la Superovulación y su Mecanismo de Acción

El primer paso para la realización de un programa de STE es el aumentar la tasa ovulatoria de la hembra donadora. Para ello se emplean gonadotropinas, sobre todo, la hormona folículo estimulante (FSH), u otras hormonas con acción similar, como la gonadotropina coriónica equina (eCG).

La naturaleza química de estas hormonas se revisó en la capítulo 3; aquí sólo se recordarán brevemente algunas de las características referentes a su estructura y a su vida media.

Hormona folículo estimulante (FSH)

La FSH es una glicoproteína, compuesta por dos subunidades -α y β-, y a cuya estructura están unidos en forma covalente diferentes azúcares, que impactan su vida media en la circulación (alrededor de tres horas). De ahí que la administración de FSH exógena se lleve a cabo en dosis repetidas con intervalos de aproximadamente 12 h. En los tratamientos superovulatorios, generalmente se emplea una FSH de origen ovino o porcino.

Se conoce que la aplicación exógena de esta hormona causa que los folículos que usualmente estarían destinados a sufrir atresia sean "rescatados" para que puedan completar su crecimiento y maduración. De esta manera se promueve que haya un mayor número de folículos susceptibles de ser ovulados. En diversos estudios se ha observado que la estimulación con FSH resulta en un mayor número de ovulaciones, un menor número de folículos anovulatorios y un mayor porcentaje de embriones recuperados.

Hay que considerar sin embargo, que existe una gran variabilidad en la respuesta a los tratamientos superovulatorios, principalmente debida a factores individuales, pero también al estado de la población folicular al momento de comenzar el programa.

Gonadotropina coriónica equina (eCG)

Es una glicoproteína de origen placentario de la yegua. Posee una mayor cantidad de carbohidratos que la FSH (entre los que destaca el ácido siálico), por lo que su vida media en la circulación es de hasta 40 h y requiere de una aplicación única cuando se utiliza en los tratamientos de superovulación. Esta vida media tan larga tiene el inconveniente, sin embargo,

de que el el desarrollo folicular se sigue estimulando aún después de ocurrida la ovulación, lo que incrementa los niveles de estradiol, que a su vez pueden crear un ambiente desfavorable para el desarrollo y supervivencia del embrión temprano. Las semejanzas en las características químicas entre la eCG y la FSH permiten que la primera ocupe los receptores para la segunda existentes en las células foliculares lo que posibilita el el reclutamiento de folículos ≥ a dos mm de diámetro en los rumiantes, y estimula el desarrollo de los folículos mayores, incrementándose así el número de folículos listos para ovular.

Al tratamiento básico de superovulación se le puede incorporar en la parte final, la administración de hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) o de gonadotropina coriónica humana (hCG), las cuales provocan la ovulación sincronizada de los folículos maduros.

Factores que Afectan los Resultados de la Superovulación

Existen factores externos, fisiológicos y farmacológicos que pueden afectar la respuesta al tratamiento superovulatorio y por lo tanto al éxito de la STE (cuadro 18.1).

Estacionalidad reproductiva

En las especies de reproducción estacional, debe considerarse que todos los animales a incluir en un programa de STE deben encontrarse en la época reproductiva; se incluyen a los sementales, ya que es en plena época reproductiva cuando se obtiene la mejor calidad del eyaculado. La época del año en la que se realiza un programa de STE, es fundamental para obtener un número adecuado de embriones de buena calidad en las hembras estacionales y consecuentemente, de asegurar una transferencia exitosa.

Cuadro 18.1

Factores que pueden afectar a la respuesta superovulatoria.

EXTERNOS	FISIOLÓGICOS	FARMACOLÓGICOS
Nutrición	Especie, raza, edad, individuo	Tipo de FSH empleada, uso de eCG
Época del año (en especies estacionales)	Estado fisiológico (lactación)	Relación de FSH y LH del producto empleado
Manejo	Dinámica folicular y características de las oleadas por especie	Dosis y frecuencia de administración
Semen	Respuesta individual al tratamiento	Sobre-estimulación o subestimulación

Nutrición

Tanto la hembra donadora como la receptora deben alimentarse adecuadamente, proporcionándoles cantidades apropiadas de macro y micronutrientes, grasas y aceites, los cuales pueden tener un impacto en procesos como la foliculogénesis y el desarrollo de los embriones.

Dinámica folicular

En diversos estudios se ha demostrado que el iniciar la superovulación al comienzo de una oleda de desarrollo folicular –antes de que ocurra la selección del folículo dominante–, mejora la respuesta al tratamiento. Al respecto, se ha observado en bovinos que la respuesta superovulatoria fue mayor cuando los tratamientos se iniciaron el día antes o el día del comienzo de la oleada folicular, ya sea de la primera o de la segunda oleadas, en comparación con los tratamientos iniciados uno o dos días después. Una alternativa es incluir en la STE manejos hormonales previos que permitan sincronizar a la oleada folicular y conocer el momento más oportuno para comenzar el tratamiento de superovulación.

Protocolos de Superovulación en Rumiantes

Los protocolos que a continuación se describen serán útiles como ejemplos ya que los avances en esta biotecnología son constantes. La STE se utiliza en diferentes programas de mejora genética, en los que se parte de un núcleo reducido de animales con alto valor genético y se maximiza su reproducción para difundir sus características en un breve lapso de tiempo.

En algunos protocolos de superovulación la FSH se emplea en dosis decrecientes, con el objeto de simular lo que ocurriría naturalmente con las concentraciones endógenas de esta hormona durante el reclutamiento y el desarrollo de una oleada folicular. Se muestra un ejemplo, entre muchos, de un protocolo de superovulación en el que se utiliza este tipo de esquema y en el que se incluye a otras hormonas como la progesterona o la $PGF_2\alpha$ para la sincronización del ciclo estral tanto en las donadoras como en las receptoras.

En el ejemplo presentado para los pequeños rumiantes (**cuadro 18.2**), la progesterona se utiliza por un periodo de 10 días, aplicando una dosis de $PGF_2\alpha$ al momento de iniciar el programa. La administración de FSH (ocho dosis decrecientes dos veces al día) comienza en las donadoras en el día ocho.

Durante el día 10 se les retira el implante de progesterona a las hembras donadoras y a las receptoras, y a éstas últimas se les administran 150 UI de eCG, con el objeto de rescatar folículo(s) que formará(n) cuerpo(s) lúteo(s) adicionales que ayudará(n) a aumentar las concentraciones de progesterona durante la gestación. El día 11 comienza la detección del comportamiento de estro dos veces al día, con la ayuda de un macho vasectomizado o con mandil. La donadora se insemina o se le da servicio al presentar el celo, lo que se considera como día cero. El lavado para recuperar a los embriones se lleva a cabo en los días seis o siete y los embriones son transferidos a las receptoras en ese mismo día.

En el ejemplo para los bovinos (**imagen 18.2**), la sincronización se lleva a cabo con prostaglandinas antes de comenzar el protocolo de superovulación, de modo que la administración de FSH a las donadoras comienza entre nueve y diez días después del celo sincronizado.

Cuadro 18.2

Ejemplo de un protoclo de sincronización, superovulación y transferencia de embriones en pequeños rumiantes.

DÍA	HEMBRAS DONADORAS	HEMBRAS RECEPTORAS
0 Inicio del tratamiento	Colocar CIDR y $PGF_2\alpha$.	Colocar CIDR y PGF2α.
8	FSH, am y pm.	
9	FSH, am y pm.	
10	FSH, am y pm. Retirar CIDR.	150 UI de eCG. Retirar CIDR.
11	FSH, am y pm. Detección de estros. Monta o IA.	Detección de estros.
0 Presentación del celo	Detección de estros. Monta o IA.	Detección de estros.
6	Dietado de sólidos y líquidos.	Dietado de sólidos y líquidos.
7	Lavado para recuperación de embriones. $PGF_2\alpha$.	Transferencia de embriones.

Manejos por realizar en las donadoras y en hembras las receptoras.

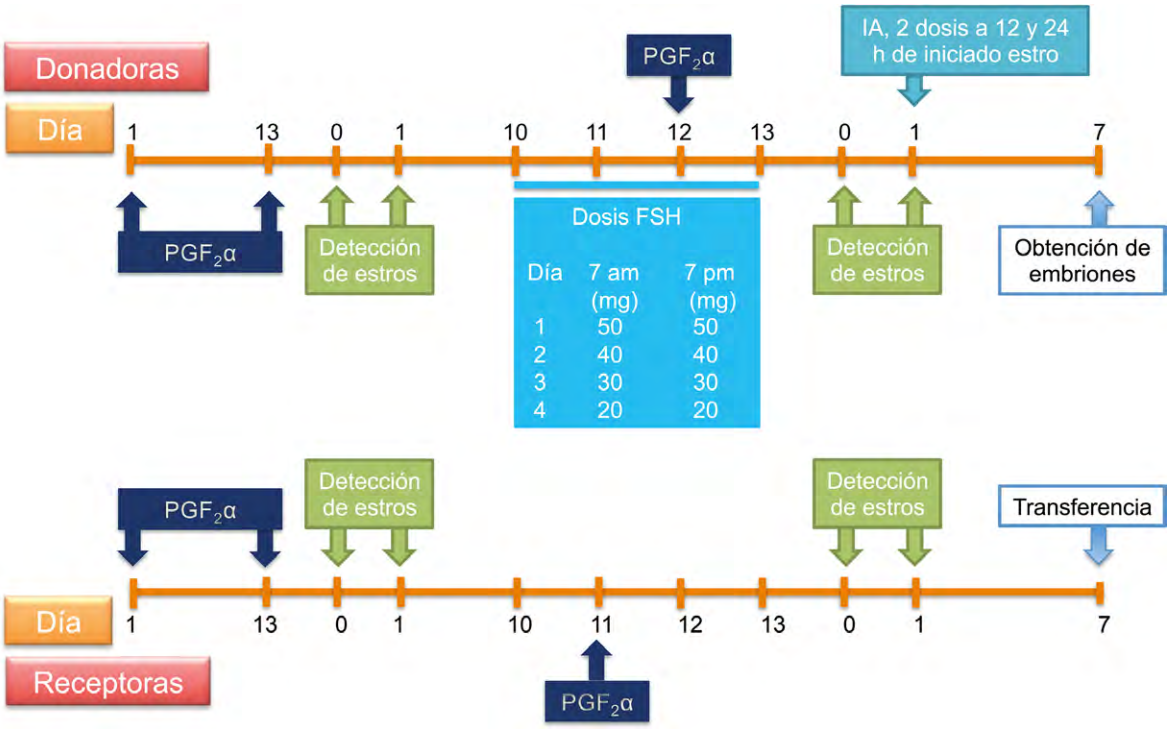


Imagen 18.2: ejemplo de un protocolo de sincronización, superovulación y transferencia de embriones en bovinos (Elaborada por la p. la M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez y el M.P.A. Alberto Balcázar).

Métodos de Obtención de Embriones

La recolección de embriones es conocida también con los tecnicismos de "lavado" o *"flushing"*. Para llevarla a cabo existen métodos no invasivos (no quirúrgicos) e invasivos (quirúrgicos), que son empleados de manera distinta en las diferentes especies.

Es necesario considerar que para mantener la viabilidad de los embriones fuera del útero se debe evitar que sufran cambios bruscos de temperatura, osmolaridad (debe encontrarse entre los 270 y los 310 miliosmoles) o pH (rango adecuado entre 7.2 y 7.6). Los medios utilizados para el lavado y en los que los embriones se mantendrán durante su manejo buscan igualar las condiciones existentes en el útero. La solución Hartmann modificada y la solución amortiguadora fosfatada (PBS) de Dulbecco, son ejemplos de soluciones comerciales consideradas adecuadas para este fin.

Métodos no quirúrgicos

La técnica de lavado transcervical se utiliza por elección para la recuperación de embriones tanto en los bovinos como en los equinos, aunque existen algunas consideraciones que determinan diferencias en el manejo según la especie. El procedimiento debe ser lo más aséptico posible y el material utilizado para realizarlo debe estar estéril.

Antes de comenzar el lavado es necesario contener a las hembras en una manga de manejo, evaluar las características de su tracto reproductivo, en particular del útero y cérvix por vía transrectal, y lavar y secar con cuidado el área perineal.

La recolección de embriones se lleva a cabo por medio de un lavado o arrastre (flush) uterino transcervical, utilizando un sistema que incluye una sonda de Foley y una manguera de dos vías o manguera en "Y". La sonda de Foley tiene, en uno de sus extremos, un balón o globo que puede inflarse y desinflarse desde el extremo opuesto para que pueda quedar fija dentro del cuerno o el cuerpo del útero, y para ocluir el lumen en su base e impedir la pérdida de líquido o de embriones. Por su parte, la manguera de dos vías tiene un extremo que se conecta directamente con la sonda de Foley, otro que está adaptado para conectarse a las bolsas o botellas que contienen la solución de lavado, mientras que el último se ensambla a un recipiente cuya base es un filtro para embriones, que también tiene una sonda de salida que permite regular el volumen de solución que va recibiendo y así evitar que se desborde. Tanto el extremo conectado a la solución de lavado como el adaptado al filtro para embriones en la manguera cuentan con broches para regular el paso del líquido (**imagen 18.3**). La sonda de Foley debe extraerse de su empaque hasta el momento previo a su colocación en el útero para evitar que se contamine, por lo que para conectarla al resto del sistema se expone únicamente el pabellón (**imagen 18.4**). Todo el sistema se purga con solución de lavado antes de iniciar el procedimiento.

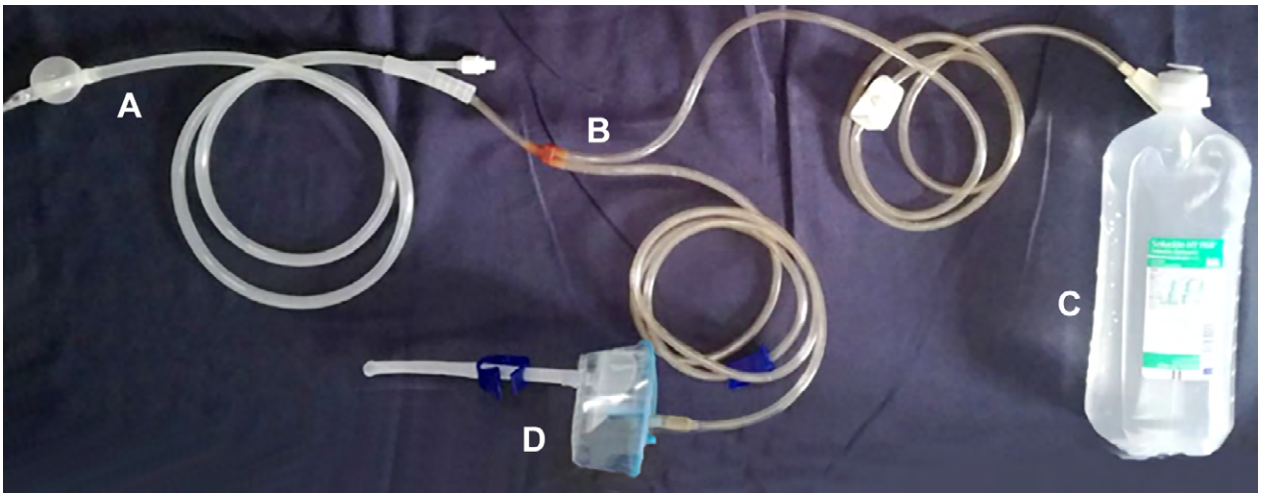


Imagen 18.3: sistema de lavado o *Flush*: **A**, sonda Foley con el globo inflado; **B**, manguera en Y; **C,** recipiente con la solución de lavado; **D**, filtro para embriones (Cortesía de la MVZ Maricruz Díaz Durán).



Imagen 18.4: a la izquierda una conexión de la sonda de Foley con la manguera de dos vías. Al conectarse, sólo se expone el pabellón de la sonda de Foley, para mantener cuanto más sea posible la esterilidad de la misma. A la derecha: una demostración de la sonda de Foley para equinos con el globo insuflado (Cortesía del M.V.Z. Guillermo González).

En el bovino la sonda de Foley se pasa a través del cérvix con la misma técnica que se utiliza para inseminar, es decir que el cérvix se manipula por vía transrectal y la sonda, que tiene una varilla para darle rigidez, atraviesa el cérvix hasta la curvatura mayor del útero, manipulándose desde fuera, del mismo modo en el que se haría con una pipeta de inseminación. En contraste, en el equino la sonda se introduce manualmente en la vagina. Una vez listo el sistema del equipo de lavado, el clínico se coloca un guante de palpación y sobre éste un guante de látex estéril, con lubricante. Se toma, después, la punta de la sonda Foley y protegiéndola lo más posible para que no se contamine, se introduce por la vagina, se localiza el cérvix y se guía la sonda con los dedos para que ésta pueda atravesarlo, asegurándose que el balón quede dentro del útero, ya que al insuflarlo (con alrededor de 50 cc de aire o de solución salina) permite que la sonda quede fija y se selle el cérvix (**imagen 18.5**). Si no se está seguro de que el globo está bien fijo dentro del útero, se le puede ubicar por vía transrectal y desplazarlo ligeramente para colocarlo en el sitio deseado.

El lavado en los bovinos debe realizarse entre el día seis y siete de la gestación y, únicamente en esta especie, es conveniente realizar el conteo de los cuerpos lúteos presentes en cada ovario, con la finalidad de estimar el número de estructuras por recuperarse (embriones u ovocitos).

El embrión equino es transportado a través del oviducto hacia el útero entre las 144 y 156 h post-ovulación, cuando se encuentra en etapa de mórula o blastocisto temprano, después de lo cual incrementa dramáticamente su tamaño hasta formar un blastocisto expandido. La recuperación de los embriones en esta especie se realiza entre los días siete y nueve posovulación. Cabe mencionar que si se lava a la yegua antes de este periodo el embrión no se podrá identificar o se perderá durante el procedimiento a consecuencia de su pequeño tamaño, de su mayor gravedad específica o porque aún no se encuentre en el útero.



Imagen 18.5: sonda de Foley dentro del cérvix en una yegua. A la derecha, insuflado del globo de la sonda de Foley que ya se encuentra dentro del útero (Dra. Myriam Boeta).

Cada lavado consiste en administrar solución atemperada a 30 – 35 °C, introduciendo el volumen suficiente para llenar el cuerno uterino (bovinos) o el cuerpo y los cuernos (equinos). La manguera de salida debe permanecer cerrada con una pinza hasta que las estructuras uterinas mencionadas estén llenas, momento en el que se realiza un masaje transrectal con delicadeza, con la finalidad de favorecer que los embriones queden suspendidos en la solución que se pretende recuperar. Durante el masaje la manguera que conecta al recipiente que contiene la solución de lavado también se mantiene cerrada, y una vez concluido el masaje, la pinza de la vía que se dirige al filtro se abre para permitir que el líquido que viene desde el útero pase a través de él. Es importante cuidar que el filtro no se vacíe para evitar que los embriones se queden sin medio y se peguen a la malla en la base, ni se desborde, ya que los embriones podrían perderse (**Imagen 18.6**). El proceso de lavado debe repetirse de dos a tres veces para maximizar el porcentaje de embriones recuperados. Sobra decir que en los bovinos se hacen de dos a tres lavados en un cuerno y luego se alterna para repetir el proceso en el segundo cuerno.

Al término de los lavados, la manguera de dos vías se cierra, se desinfla el globo de la sonda de Foley y se retira por completo. Una vez que se saca, es importante dejar pasar una cantidad suficiente de solución por todo el sistema de lavado que conduce al filtro, para asegurase de que se recuperen los embriones que pudieran haber quedado suspendidos en el volumen de medio que queda dentro de la sonda al sacarla.

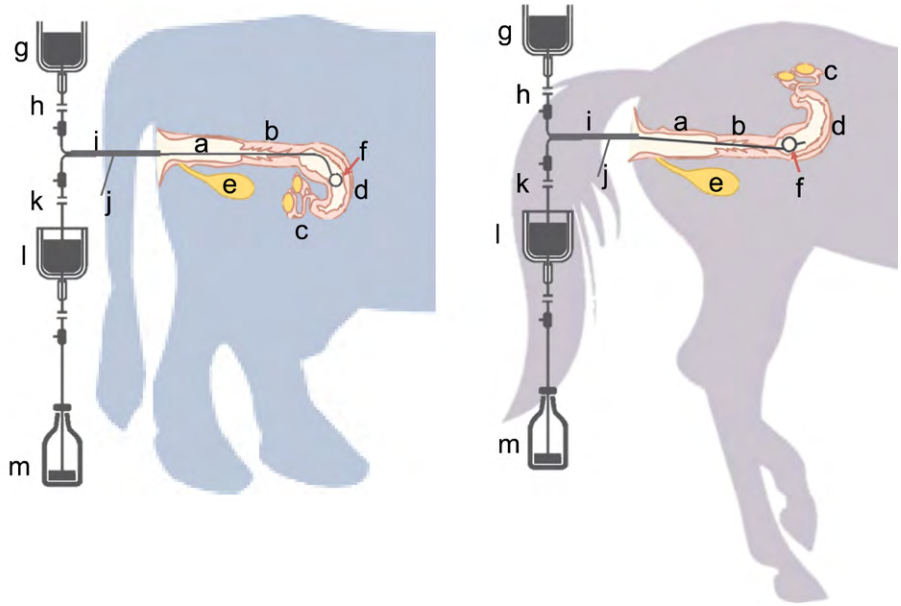


Imagen 18.6: sistema de lavado y colocación de la sonda de Foley para la recuperación de embriones en bovinos y equinos. **a**, vagina; **b**, cérvix; **c**, ovarios; **d**, útero; **e**, vejiga; **f**, bulbo de la sonda de Foley que no permite el paso de líquido hacia el cérvix; **g**, solución para el lavado; **h**, pinzas para control del paso del fluido; **i**, manguera de dos vías; **j**, válvula; **k**, pinzas para el control del paso del fluido; **l**, contenedor con filtro para la recolección de embriones; **m**, contenedor para el exceso de fluido de lavado (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

La solución de lavado utilizada en la hembra bovina debe contener suero fetal, para evitar que el embrión se adhiera a las cánulas del sistema de lavado; ésto no es necesario en los equinos, ya que el embrión está cubierto por una cápsula de mucina que evita que se pegue a la sonda, por lo que el lavado se puede realizar simplemente con solución Hartman o con solución salina.

Es necesario aplicar $PGF_2\alpha$ a la donadora al término del lavado, sin importar la la especie, para lisar a los cuerpos lúteos, con el objeto de evitar que se desarrolle una gestación en caso de que algún embrión haya permanecido dentro del útero.

Métodos quirúrgicos

La recolección de embriones se realiza por vía quirúrgica en aquellas especies en las que la manipulación del útero no es posible por vía transrectal; es el método de elección para los pequeños rumiantes, en los que el lavado para la recuperación de embriones se lleva a cabo preferentemente entre los días seis y siete posteriores a la primera inseminación o servicio, ya que para estos días los embriones ya descendieron al útero y se encuentran en etapa de mórula compacta y blastocisto. Recuperar a los embriones en esta parte del proceso permite obtener buenos porcentajes de gestación después de transferirlos.

El procedimiento quirúrgico se lleva a cabo mediante laparotomía medio ventral o por vía laparoscópica. Con la primera técnica se obtiene un mayor número de embriones, ya que al exteriorizar al útero se logra una adecuada manipulación para lavar cada cuerno uterino por separado. Es muy importante que los tejidos sean manipulados con delicadeza, ya que la formación de adherencias podría dificultar futuras recolecciones. Antes de comenzar el lavado, es importante evaluar la respuesta a la superovulación mediante la revisión detallada de los ovarios, contabilizando los cuerpos lúteos (CL) y verificando su color, el cual es un indicador de su calidad. Se consideran CL excelentes los que presentan una coloración roja brillante, y CL en regresión prematura los que presentan una coloración amarilla o naranja claro (**imagen 18.7**).

Como parte de la preparación de la donadora para el lavado, la hembra debe estar bajo dieta ya que va a ser sometida a un procedimiento quirúrgico, retirándole tanto el agua como el alimento, por un periodo mínimo de 12 a 24 h previas a la cirugía. Con ello se busca reducir el contenido intestinal para evitar una broncoaspiración y para facilitar la localización del útero durante la cirugía.

Como tranquilizante se utiliza hidrocloruro de xilacina, en dosis de 0.01 a 0.02 mg/Kg, por vía IM. Para la anestesia se recomienda clorhidrato de ketamina; se aplican de uno a dos mg/kg por vía IV. Si se utiliza una sonda endotraqueal, se debe de emplear lidocaína local en aerosol para facilitar el procedimiento. La región abdominal ventral del animal debe prepararse conforme a los principios de la antisepsia quirúrgica: trasquila o rasurado, lavado y embrocado con solución yodada (**imagen 18.8**). Una vez preparada, la hembra se coloca en una camilla en posición decúbito-dorsal, y el cirujano acomoda los campos quirúrgicos.



Imagen 18.7: A la izquierda: ovario con tres CL de excelente calidad, de color rojo brillante. A la derecha: la punta de las pinzas señala a un CL en regresión, el cual presenta una coloración blanquecina (M.P.A. Alberto Balcázar).



Imagen 18.8: preparación de la oveja: trasquila y rasurado (M.P.A. Alberto Balcázar).

En la técnica de recolección de embriones por laparotomía medio ventral la incisión, de aproximadamente 10 cm de largo, se hace sobre la línea media, iniciando a cuatro centímetros de la ubre en sentido craneal (**imagen 18.9 A**). Se localizan, después, el útero y los ovarios, se exteriorizan y se determina la respuesta al tratamiento de superovulación, mediante la observación y el conteo de los cuerpos lúteos. Se considera que aquellas hembras con tres CL o menos en total en ambos ovarios no tuvieron una respuesta adecuada a la superovulación y se descartan para el lavado (**imagen 18.9 B**). Si la respuesta fue buena se procede a la recuperación de los embriones, comenzando por realizar una pequeña incisión de tres mm en la base de uno de los cuernos del útero, por la que se introduce la sonda de Foley (calibre 8 G), cuyo globo se insufla para fijarla, y el extremo exterior se conecta al filtro para recibir a los embriones (**imagen 18.10 A**). En la punta opuesta a dicha incisión en el mismo cuerno uterino, en el que se colocó la sonda de Foley, se introduce un

angiocateter que está acoplado a una jeringa la cual contiene solución de lavado (Dulbecco modificada con cuatro porciento de albúmina sérica bovina y penicilina G sódica 100 UI/ml). Una vez que se introduce la solución, el cuerno se masajea gentilmente y la solución se recupera (**imagen 18.10 B**). Al finalizar el lavado se extrae la sonda y se cierra la incisión en la base del cuerno poniendo un punto con sutura de cuatro ceros.

Este procedimiento se repite para el segundo cuerno uterino; más tarde el útero de reintroduce a la cavidad abdominal y se aplica un gel a base de carboximetil celulosa para evitar la formación de adherencias. La incisión abdominal se sutura por planos. El procedimiento finaliza con la administración de $PGF_2\alpha$, para ocasionar la lisis de los cuerpos lúteos, y de antibióticos (como penicilinas) de manera preventiva.

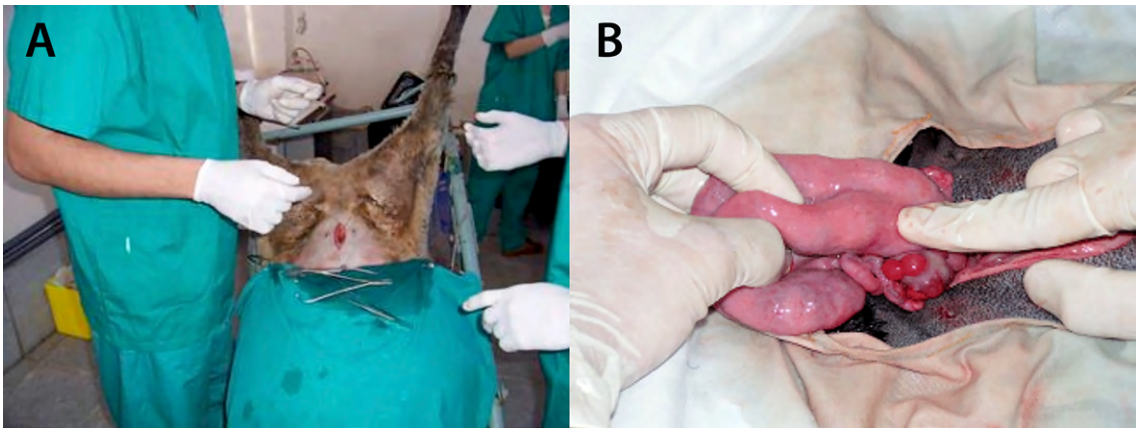


Imagen 18.9: laparotomía medio ventral para la colección de embriones en una oveja. **A**, colocación de campos quirúrgicos e incisión en línea media; **B**, extracción de los cuernos uterinos y conteo de los CL. El cirujano señala el sitio en el que se introducirá la sonda de Foley en la base del cuerno uterino (M.P.A. Alberto Balcázar).

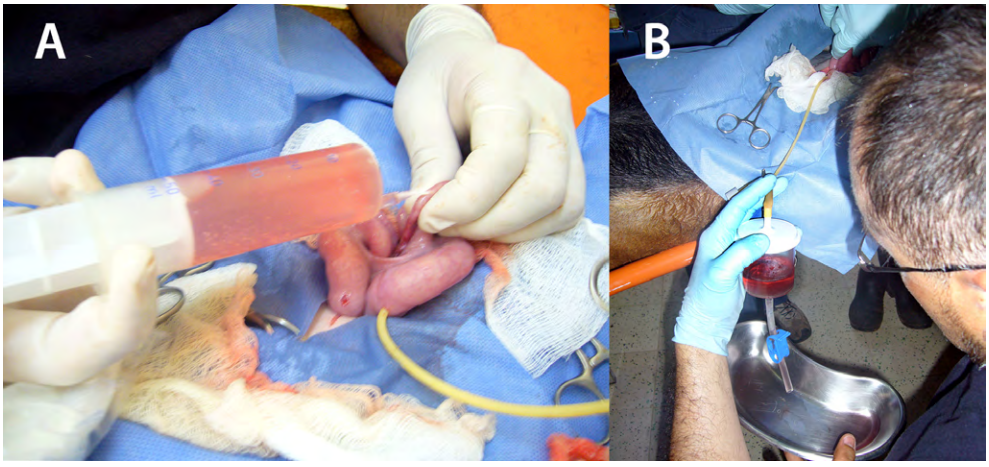


Imagen 18.10: lavado uterino para la recuperación de embriones. **A**, introducción del medio de lavado desde la punta del cuerno; **B**, recuperación del medio de lavado en un filtro para embriones (M.P.A. Alberto Balcázar).

Al igual que para el procedimiento por laparotomía, en la técnica de recolección de embriones por laparoscopía, es necesario seguir las recomendaciones de dieta, anestesia y antisepsia en la preparación de la hembra. Una vez que se encuentra sobre la mesa quirúrgica, se le realiza una incisión de tres mm en la piel, sobre la línea media –donde se introduce una aguja de Veress, a un centímetro cranealmente a la cicatriz umbilical– para administrar de uno a dos litros de CO_2 con el objeto de insuflar y expandir la cavidad abdominal, lo que se hace para mejorar la observación de los órganos a través del laparoscopio. Posteriormente, se realizan tres punciones anteriores a la glándula mamaria y laterales a la línea media, utilizando un trocar-cánula. La primera incisión se utiliza para colocar el laparoscopio: la segunda, para introducir un catéter de Foley, conectado a una manguera de dos vías, y la tercera se emplea para introducir una pinza atraumática, que permite la manipulación del aparato reproductivo, con el fin de hacer avanzar la sonda por la luz uterina y fijar la unión útero tubárica mientras fluye el medio de lavado (**Imagen 18.11**).

La obstrucción de la sonda por coágulos o moco en este procedimiento puede representar una complicación superable. La mayor ventaja de la técnica por laparoscopía es que se producen menos adherencias y por lo tanto el porcentaje de recuperación embrionaria no disminuye en las intervenciones sucesivas. Es sin embargo un procedimiento que requiere de entrenamiento y experiencia. Tiene una menor eficiencia en la recuperación de embriones cuando se compara con la técnica por laparotomía (60 %).

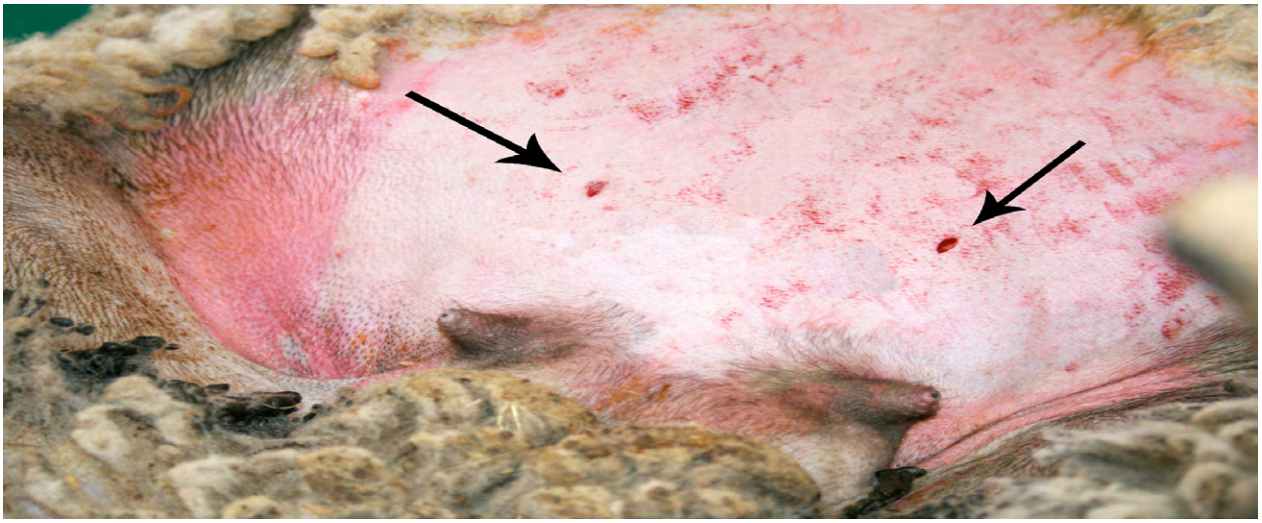


Imagen 18.11: borrega en posición decúbito dorsal para realizar la colección embrionaria por laparoscopía. Las flechas indican las incisiones en donde se colocarán los trocar-cánula (M.P.A. Alberto Balcázar).

Localización e identificación de los embriones

Una vez finalizado el lavado, independientemente de la técnica que se utilice, el contenido recuperado en el filtro se vierte en una caja de Petri estéril que se observa bajo un microscopio estereoscópico a 15 X y que está cuadriculada en su base, para facilitar el rastreo de los embriones en toda su superficie (**imagen 18.12; A**). En particular en los rumiantes, el diámetro promedio de las diferentes estructuras que pueden recuperarse permanece sin variaciones considerables desde el momento de la fertilización, cuando se forma el cigoto, hasta que el embrión se encuentra en fase de blastocisto. Habrá que recordar que, en el caso de los equinos, los embriones incrementan drásticamente su tamaño en las diferentes etapas de su desarrollo; por ello, en esta especie se recomienda recuperar a los embriones destinados para criopreservación entre los días 6.5 a siete post-ovulación, cuando miden menos de 300 µm.

Una vez que los embriones se localizan en la caja de búsqueda, se transfieren con una jeringa de 1000 µl (como las utilizadas para la prueba de tuberculina), con émbolo sin goma y adaptada con una punta plástica o con una pipeta, a otra caja de Petri o a una caja con pozos que contiene un medio de mantenimiento y se clasifican tomando en cuenta su grado de desarrollo y su calidad (**imagen 18.12; B**).

Se recomienda que los embriones sean lavados varias veces (lo usual son 10 pasos sucesivos en el medio de mantenimiento), para eliminar moco y residuos celulares (**imagen 18.12, B**). Es conveniente cambiar la punta de la micropipeta en cada paso y procurar transferir la menor cantidad de medio entre uno y otro pozo o gota. Cuando los embriones se destinan a la venta o a ser transferidos fuera de la unidad de producción, el medio en el que se efectúa el cuarto o quinto lavado debe contener tripsina (una enzima proteolítica que no daña al embrión), con el objeto de eliminar posibles agentes patógenos. Los embriones ya clasificados pueden permanecer durante un periodo breve en cajas tapadas y cubiertas de la luz, listos para proceder al empajillado, para ser transferidos de manera inmediata (transferencia en fresco), o bien sometidos a un proceso de criopreservación.

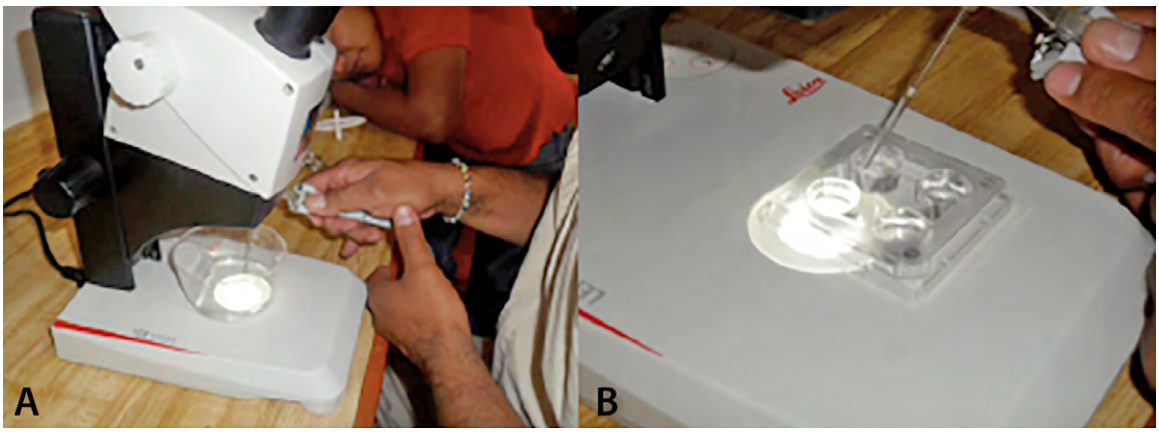


Imagen 18.12: manejo de embriones bajo el microscopio. **A**, búsqueda en una caja cuadriculada; **B**, lavado del embrión en la caja de cuatro pozos (Dra. Myriam Boeta).

Evaluación de Embriones

Para seleccionar a aquellos embriones que son susceptibles de ser transferidos o congelados, es necesario hacer una clasificación y una evaluación previas, con las que se les asigna una calificación o escala numérica, que se relaciona a su potencial de supervivencia. No existe una característica específica que determine la capacidad de un embrión para implantarse o para desarrollarse después de ser transferido; el grado de desarrollo con respecto a su edad gestacional y sus características morfológicas, sin embargo, se toman en cuenta como parámetros conjuntos para su valoración.

La evaluación morfológica, considera criterios como la forma, la apariencia, la simetría de los blastómeros, la integridad de la zona pelúcida y la ausencia de vacuolas celulares entre otros, que se determinan mediante la observación de los embriones con un aumento mayor (40 X) al que se utiliza para identificarlos y localizarlos.

Existen distintos sistemas de calificación o de gradación embrionarias, que difieren no sólo entre especies, sino también entre laboratorios.

Grado de desarrollo

En general los embriones, cuyo desarrollo corresponde a su edad gestacional, tienen mayor posibilidad de sobrevivir que aquellos que presentan un retraso. En los rumiantes, el grado de desarrollo de un embrión se determina, por lo general, con una escala numérica que tiene las siguientes correspondencias (**cuadro 18.3**):

1. Ovocito sin fertilizar.
2. Embrión con hasta 16 células (dos a cinco días post-fertilización).
3. Mórula temprana.
4. Embriones que ya presentaron compactación.

5 al 9. Blastocistos.

Cuadro 18.3

Clasificación del embrión bovino de acuerdo a su grado de desarrollo.

GRADO DE DESARROLLO	CLAVE	DÍAS POST-FERTILIZACIÓN
Ovocito	1	
Dos a 16 células	2	2 a 3
Mórula temprana	3	5
Mórula compacta	4	6
Blastocito temprano	5	7
Blastocisto	6	7
Blastocisto expandido (el diámetro aumenta hasta en 30%; la zona pelúcida se adelgaza hasta un 66%)	7	8
Blastocisto en eclosión (la masa celular puede estar por fuera de la zona pelúcida o en proceso de salir)	8	9
Blastocisto eclosionado	9	

El ovocito es una estructura que no se fertilizó, con forma redonda que mide aproximadamente 150 - 190 µm, y que tiene una zona pelúcida de 12 a 15 µm (**imagen 18.13**).

En la etapa de mórula la zona pelúcida se observa como una estructura transparente que rodea a los blastómeros; entre una y otros, el espacio perivitelino continúa siendo identificable hasta que el embrión llega a la etapa de blastocisto.

Las fases de desarrollo de la mórula son los siguientes: mórula temprana, las células (blastómeros) son difíciles de distinguir unas de otras; el embrión tiene aproximadamente cinco días; y mórula compacta, los blastómeros forman uniones entre ellos, dando la apariencia de una masa celular sólida; el embrión ocupa aproximadamente un 60 % del espacio perivitelino.

El blastocisto presenta una cavidad (blastocele) llena de líquido. El embrión en este estadio ocupa entre 70 y 80 % del espacio vitelino. Es posible diferenciar a las células del trofoblasto y del embrioblasto.

En la **imagen 18.14** se muestran ejemplos de embriones con los diferentes grados de desarrollo.

En el **cuadro 18.4** se presenta la descripción del embrión equino de acuerdo a su grado de desarrollo y a su tamaño; mientras que en el **cuadro 18.5** se muestra la clasificación de calidad del embrión bovino de acuerdo a su morfología.

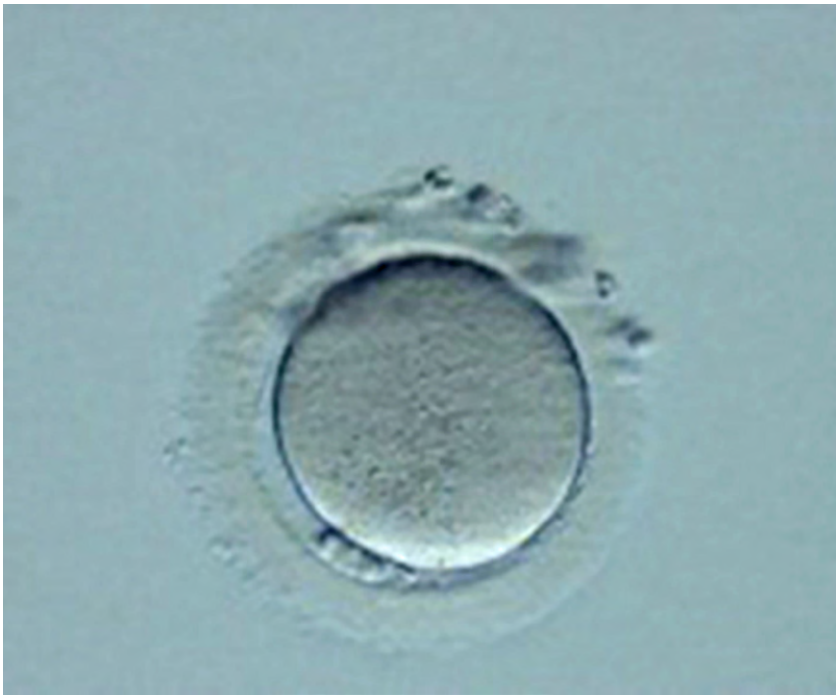


Imagen 18.13: ovocito maduro (Cortesia del M.V.Z. Rafael Ortiz).

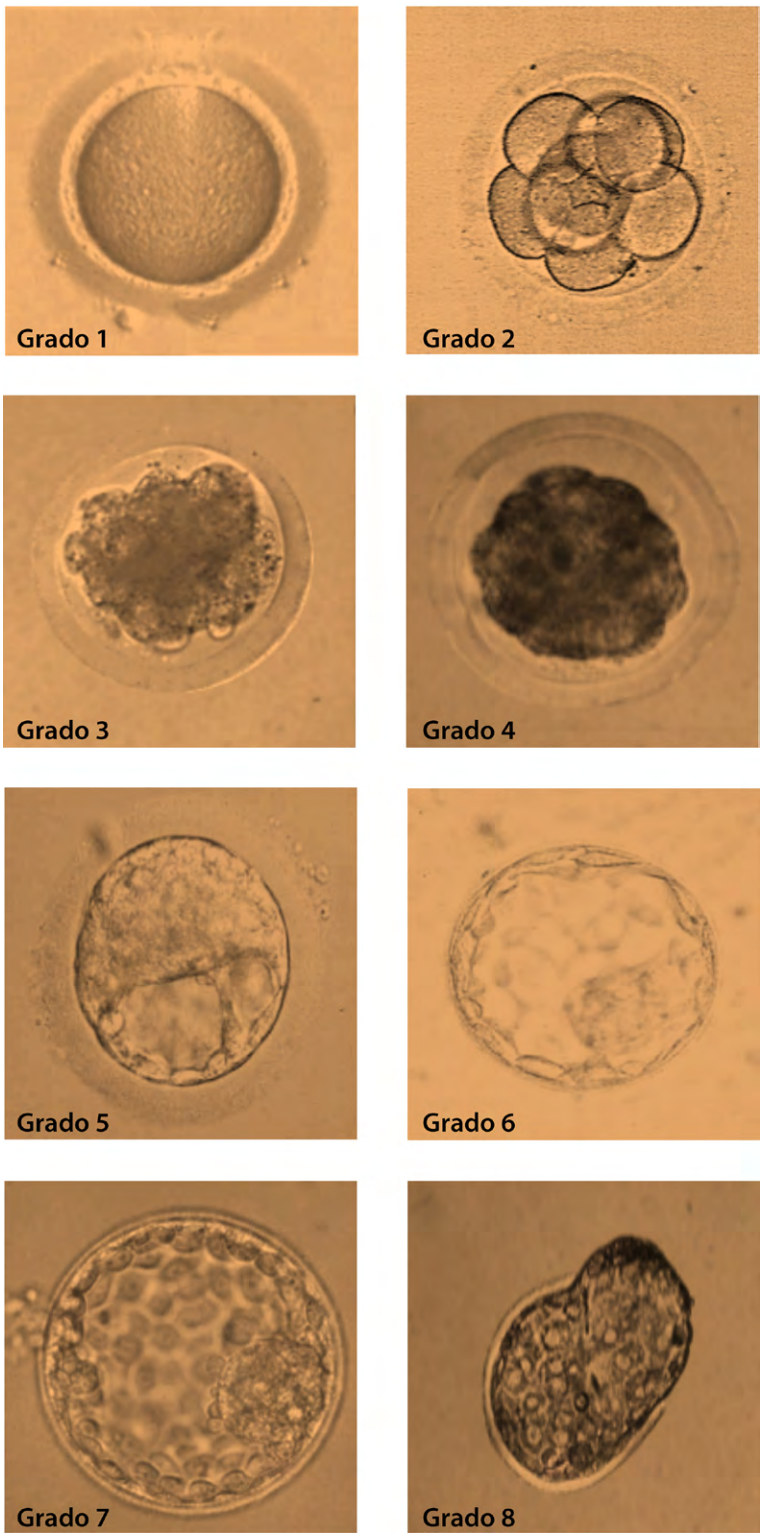


Imagen 18.14: embriones bovinos en diferentes grados de desarrollo (ver **cuadro 18.3**) (Cortesía del Dr. Javier Valencia).

Cuadro 18.4

Descripción del embrión equino de acuerdo a su grado de desarrollo.

GRADO DE DESARROLLO	TALLA (µm)	DESCRIPCIÓN
Ovocito no fertilizado (UFO)	125 - 150	Forma oval. Zona pelúcida delgada. La membrana celular y el citoplasma pueden estar degenerados.
Mórula	150 - 200	Masa sólida de blastómeros. Zona pelúcida gruesa. Se observa el espacio perivitelino.
Blastocisto temprano	150 - 200	Inicia formación del blastocele. Se deja de observar el espacio perivitelino.
Blastocisto	150 - 300	Se distinguen el blastocele, la masa celular interna y el trofoblasto, este último en la periferia Zona pelúcida delgada. Cápsula entre trofoblasto y zona pelúcida.
Blastocisto expandido	300 - 1000	La zona pelúcida se pierde. La cápsula equina rodea al embrión.

Cuadro 18.5

Estimación de la calidad del embrión bovino de acuerdo a su morfología.

CALIDAD DEL EMBRIÓN	CLAVE	MORFOLOGÍA	USO
Excelente	1	Esféricos, simétricos, con blastómeros de tamaño, color y textura uniformes.	Idóneos para la congelación
Bueno	2	Blastómeros sueltos, vesículas o células degeneradas.	Pueden ser congelados
Pobre o regular	3	Numerosos blastómeros sueltos y vesículas, células degeneradas, de distinto tamaño, color y textura, formas irregulares.	No se deben congelar. Pueden ser transferidos en fresco, con una fertilidad variable.
No transferible	4	Blastómeros en desorden y sueltos. Hay muchas vesículas intracelulares. Pueden tener un aspecto granular, como los ovocitos no fertilizados, y tener un crecimiento retardado con respecto a los otros embriones de la colecta.	Deben descartarse.

Métodos de Transferencia de Embriones

En todas las especies el embrión se transfiere al cuerno ipsilateral al ovario que posea el mejor cuerpo lúteo.

Métodos no quirúrgicos

La transferencia de embriones en los bovinos y en los equinos se realiza transcervicalmente, guiándose por palpación transrectal. Se pueden emplear pistolas de plástico desechable, las de Cassou de inseminación de ¼ cc son las más utilizadas; éstas se protegen con una camisa sanitaria de plástico para evitar su contaminación a su paso por la vagina y por el cérvix.

En las cabras es posible transferir a los embriones por vía transcervical, pero es necesario hacer un ultrasonido para corroborar la existencia de un cuerpo lúteo en la receptora.

Para cargar al embrión en la pajilla cuando se va a hacer una transferencia, resulta más eficiente poder identificar a simple vista la columna en la que se encuentra el embrión y evitar que permanezca en uno de los extremos de la pajilla. Es así que se han dispuesto convenciones a seguir durante el empajillado, que pueden variar ligeramente entre un laboratorio y otro. Para delimitar a las columnas de medio, se carga un poco de aire, lo que permite distinguirlas fácilmente. Para el empajillado de embriones equinos que van a ser transferidos en fresco por ejemplo, se pueden cargar una o dos columnas de solución, delimitadas por burbujas de aire y seguidas por la columna de solución que contiene al embrión y una o dos columnas más de medio y aire. De este modo, el embrión queda en la columna central (**Imagen 18.15**). Después la pajilla se coloca en la pipeta de inseminación, protegiendo la punta con la mano cubierta por un guante estéril y con gel lubricante, antes de proceder a la trasferencia del embrión en la base del cuerno deseado.

Después de realizar la trasferencia y de extraer la pipeta, es importante cerciorarse de que el embrión no haya quedado adherido a la punta cuando se expulsó el medio contenido en la pajilla; ésto se hace a través de la observación bajo el microscopio.

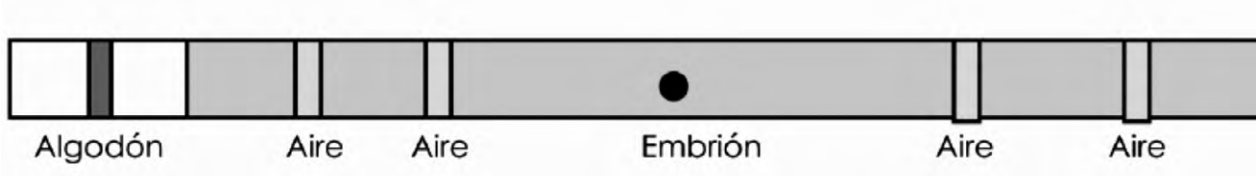


Imagen 18.15: empaquetado del embrión equino en una pajilla de 0.5 ml (Dra. Myriam Boeta).

Métodos quirúrgicos

La transferencia de embriones por vía laparoscópica se utiliza, sobre todo, en los pequeños rumiantes. El instrumental quirúrgico mínimo que se requiere es: bisturí, tijeras de mayo rectas, pinzas de Kelly, pinzas de disección con dientes y sin dientes, porta agujas, charola de riñón, aguja de Veress, trócar-cánula de cinco a 10 mm, laparoscopio, pinzas de Babcock, angiocatéter calibre 18 G y un catéter Tomcat.

En esencia, se realiza la misma técnica quirúrgica ya descrita para el lavado de embriones. Es importante evaluar el tono, color, brillo e integridad del útero al acceder a la cavidad abdominal con el laparoscopio (**imagen 18.16**), así como identificar al ovario con los mejores cuerpos lúteos, para que la transferencia del embrión se lleve a cabo en el cuerno ipsilateral.

Para realizar la transferencia es necesario extraer al cuerno uterino de la cavidad abdominal con la ayuda de las pinzas de Babcock. Una vez expuesto, se realiza una punción en la porción más cercana a la unión con el oviducto utilizando un angiocatéter de calibre 18 G, que es donde se introduce a los embriones con la ayuda de un catéter Tomcat. La forma en la que se introduce al catéter es en dirección al oviducto para depositar al embrión lo más cercano a la punta del cuerno posible (**imagen 18.17**).

Una vez finalizada la transferencia, el cuerno uterino se regresa a la cavidad y se verifica su integridad con el laparoscopio. La aponeurosis del músculo oblícuo abdominal externo se sutura con un punto en "x", con material absorbible de dos ceros. En la piel se utilizan puntos separados con material no absorbible de dos ceros. Al finalizar la cirugía se administra un antibiótico preventivo y se aplica un promotor de la cicatrización tópico. Los puntos de sutura se retiran 10 días después de la cirugía.

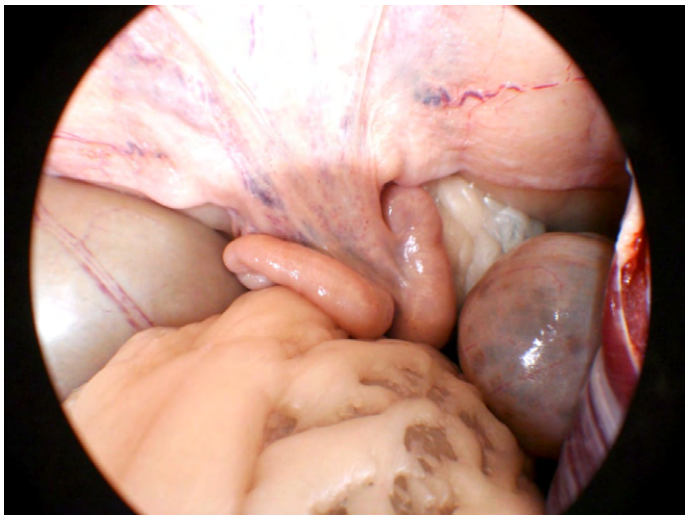


Imagen 18.16: observación de los cuernos del útero de una borrega mediante laparoscopía (M.P.A. Alberto Balcázar).

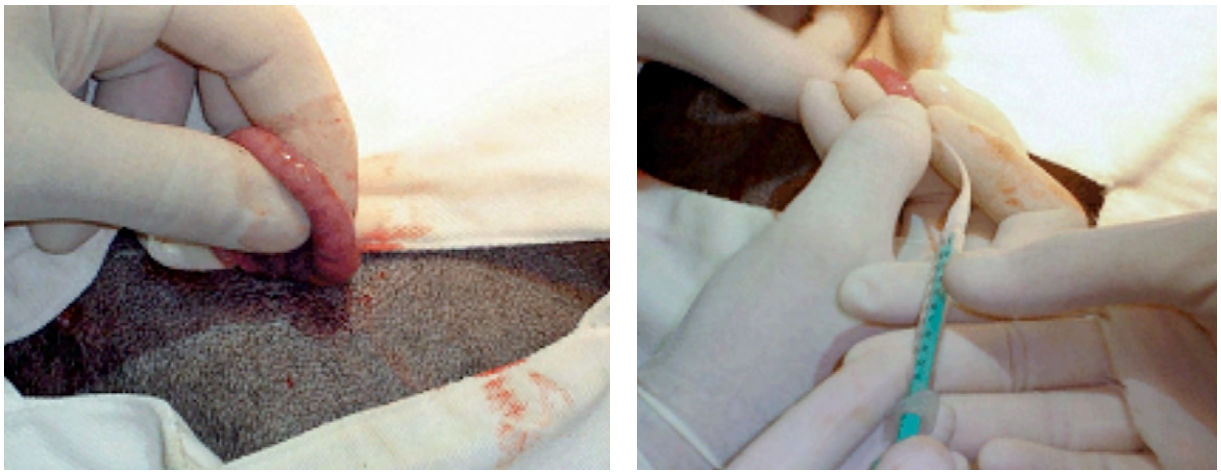


Imagen 18.17: izquierda, el cuerno uterino se exterioriza y se expone con cuidado fuera de la cavidad abdominal. A la derecha: depósito del embrión en la punta del cuerno uterino (Cortesía del M.V.Z. Bruno Rodríguez M).

Criopreservación de Embriones

La criopreservación posibilita la preservación y el almacenaje de los embriones por un tiempo indeterminado. Esta tecnología forma parte integral de los programas de transferencia, ya que además de posibilitar el comercio nacional e internacional entre reproductores, otorga una mayor flexibilidad en la disponibilidad de las receptoras, lo cual permite una planeación más eficiente.

Los crioprotectores (CP) que se utilizan para la congelación de embriones se clasifican en permeables y no permeables, en función de su capacidad para penetrar en el interior de las células a temperaturas cercanas a los cero grados centígrados. Los CP permeables más empleados son: Glicerol, dimetilsulfóxido (DMSO), propilenglicol, y etilenglicol; todos ellos penetran a las células reemplazando a las moléculas de agua, lo que tiene como consecuencia una reducción en la formación de cristales de hielo durante la congelación, lo cual puede dañar las estructuras celulares. Los CP se solidifican al congelarse, formando más bien una sustancia amorfa de consistencia vidriosa. El DMSO y el glicerol, disminuyen además el punto de congelación, dando más tiempo a la célula para que se deshidrate. El etilenglicol, por su parte, es un agente sumamente permeable, lo cual favorece su eliminación en corto tiempo durante la descongelación, disminuyendo sus efectos tóxicos en el embrión.

Los CP no permeables tienen un alto peso molecular. Algunos ejemplos son la polivinilpirrolidona (PVP), la glucosa, la fructosa, el ficol, el dextrano, el sorbitol, la sucrosa, la lactosa, la trealosa, la rafinosa y otros azucares. Estos elementos actúan generando diferencias de presión osmótica desde el exterior de la célula, lo que favorece su deshidratación, reduciendo la probabilidad de formación de hielo intracelular.

Los CP empleados con más frecuencia son: el glicerol y el etilenglicol. Durante la fase inicial del proceso de congelamiento, los embriones se exponen a la presencia del CP (fase de

equilibrio). La respuesta inmediata del embrión ante la presencia del glicerol o del etilenglicol es una rápida disminución de volumen por la salida del agua intracelular, ya que los embriones son mucho más permeables al agua que a los crioprotectores. La contracción del embrión se detiene cuando se alcanza el equilibrio entre la salida de agua y la entrada del CP. A medida que el CP penetra al embrión, éste se expande gradualmente, ayudado por una reentrada limitada de agua, que contribuye a mantener el equilibrio osmótico.

Los procedimientos convencionales en un proceso de congelamiento incluyen los siguientes pasos.

1. Exposición de los embriones a temperatura ambiente (22 ºC) con el crioprotector, hasta que se alcanza el punto de equilibrio. La duración de este periodo va a depender del tipo de CP utilizado, el tiempo óptimo para el etilenglicol (EG) es de entre cinco y 10 min y para el glicerol (G) es de entre 10 y 20 min.
2. Durante el periodo de equilibrio los embriones son colocados en pajillas (0.25 - 0.50 ml), las cuales se identifican y clasifican a partir de criterios establecidos por la Sociedad Internacional de Transferencia de embriones (IETS).
3. Inducción de la formación de cristales de hielo en el medio extracelular que rodea al embrión –denominada cristalización o *seeding*–, para evitar cambios de temperatura locales que pudieran ser perjudiciales para el mismo (entre -5 y -7 ºC).
4. Descenso lento y controlado de la temperatura (de 0.3 a 1.0 ºC/min) hasta los -30 a -35 ºC.
5. Transferencia al nitrógeno líquido (NL).

Congelamiento con glicerol

En los rumiantes, el embrión –previamente lavado y evaluado– se coloca en una solución que contiene PBS + albúmina sérica bovina + 10 % de glicerol (1.4 M), donde permanece por 20 min, hasta iniciar el proceso de congelación. Con la ayuda de una jeringa acoplada a una pajilla se succionan de tres a cuatro columnas de medio, separadas por burbujas de aire. Como se mencionó antes, el objeto de este sistema es que el embrión quede colocado en la columna central para poder identificar su ubicación (**imagen 18.18**). La pajilla se coloca en la congeladora automática (temperatura -7 °C); y transcurridos dos min se induce la cristalización o *seeding*, para lo cual, se toca la pajilla en la columna de medio más cercana a la del embrión con una pinza cuya punta se enfría previamente al introducirla al NL. Después del *seeding*, la pajilla permanece por 10 min a -7 °C y se procede descender la temperatura a un ritmo de 0.5 °C/min, hasta alcanzar los -30 °C. Luego la pajilla se introduce al nitrógeno líquido.

Congelamiento con etilenglicol

Los embriones son expuestos a una solución que contiene EG a una concentración de 1.5 M, durante alrededor de cinco min, a una temperatura de 25 a 30 °C. Se procede a empajillar de la siguiente manera: columna del medio de transferencia, aire, columna del medio de transferencia, aire, columna central con medio con etilenglicol + embrión, aire, columna del medio de transferencia, sellador.

La pajilla se coloca en la congeladora a -6 °C durante cinco min. Se realiza el seeding y la pajilla permanece a esa temperatura por 10 min. Posteriormente se desciende la tempera-

tura a un ritmo de 0.5 °C/min hasta alcanzar los -30 °C, para que al final se transfiera la pajilla al nitrógeno líquido.

Los procedimientos convencionales de congelación a baja velocidad han dado resultados favorables con embriones equinos menores a 250 µm; los protocolos utilizan concentraciones mínimas de crioprotectores y la velocidad de congelación se controla reduciendo la temperatura entre 0.3 y 0.5 °C por min, con lo que provocan una deshidratación lenta. El primer informe de un nacimiento de un potro proveniente de la transferencia de un embrión congelado de seis días de edad fue en 1982 por Yamamoto y sus colaboradores. Las mejores tasas de gestación en equinos se obtienen cuando los embriones se congelan en estado de mórula (día seis - 6.5 postovulación), ya que durante este periodo aún no se desarrolla por completo la cápsula del trofoblasto, y se ha visto que dicha estructura acelular, que se forma del día 6.5 al siete entre la zona pelúcida y el trofoblasto, interfiere en el proceso de deshidratación y de congelación.

Vitrificación

Es un proceso físico de solidificación que permite una congelación muy rápida. Se ultiliza una solución vitrificante (SV) la cual contiene crioprotectores en alta concentración; esa solución al ser enfriada no se cristaliza; de inmediato se torna viscosa y pasa de un estado líquido a uno sólido similar al vidrio, tomando de ahí su nombre. Todo el procedimiento desde el equilibrio hasta la inmersión en NL no requiere más de 10 min. Antes de la vitrificación, los embriones deben ser equilibrados con el CP a temperatura ambiente. La metodología, descrita por Sheffen y col. en 1986, indica que la exposición a la solución de equilibrio (SE) (10 % Glicerol (G) + 20 % propilenglicol (PG) en PBS) debe realizarse a temperatura ambiente (20 °C) durante 10 min, y la exposición a la solución de vitrificación (SV) (25 % G + 25 % PG) se efectúa a cuatro °C. Otro protocolo descrito por Dobrinsky y col. en 1991, propone que la deshidratación del embrión en la SE (10 % G y 25 % PG) debe llevarse a cabo por siete min a 20 °C, manteniéndose la misma temperatura al transferirlo a la SV (25 % G y 25 % PG), y hasta introducirlo al nitrógeno líquido.

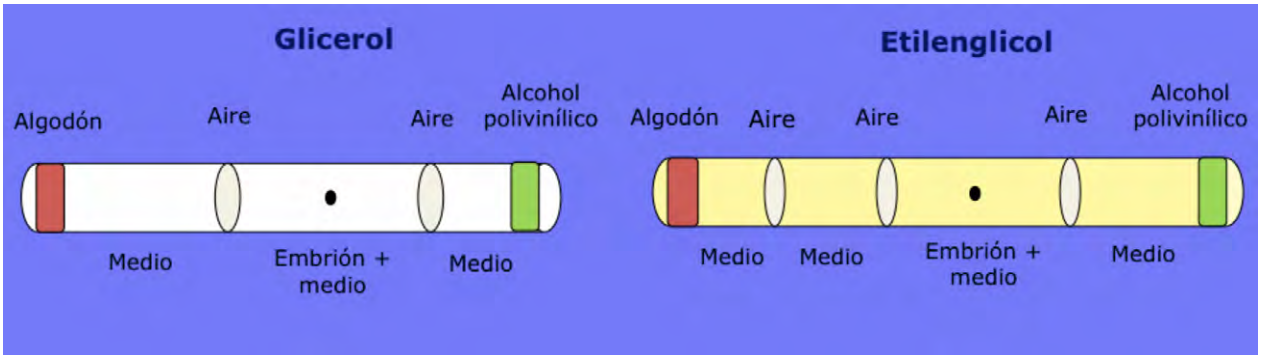


Imagen 18.18: método de empajillado del embrión en medios que contienen glicerol o etilenglicol (Elaborada por M.P.A. Alberto Balcázar).

El Descongelamiento

Los embriones congelados con los métodos tradicionales con glicerol o con etilenglicol deben ser descongelados rápidamente para evitar daños estructurales que pudieran disminuir su probabilidad de supervivencia. Un protocolo típico incluye mantener a las pajillas entre cinco y 10 segundos al aire después de extraerlas del NL –esta acción evita que se rompa la zona pelúcida– y luego sumergirlas en agua a 25 - 37 ºC hasta que el hielo esté completamente derretido, en aproximadamente 30 segundos. El descongelamiento de las pajillas exponiéndolas, únicamente, al aire resulta en una reducción de la viabilidad embrionaria, mientras que la descongelación directamente en agua causa una alta incidencia de fracturas de la zona pelúcida.

Cuando el embrión fue congelado con glicerol, se debe proceder al retiro escalonado del crioprotector antes de transferirlo, con el objeto de evitar un choque osmótico. Para ello, debe pasarse por distintas soluciones en el orden que enseguida se describe:

PBS + suero fetal bovino al 10 % + sacarosa 0.3 M + glicerol al 6 %.
PBS + suero fetal bovino al 10 % + sacarosa 0.3 M + glicerol al 3 %.
PBS + suero fetal bovino al 10 % + sacarosa 0.3 M.
PBS + suero fetal bovino al 10 %. Se carga el embrión en una pajilla y se transfiere.

El descongelamiento con etilenglicol no requiere la remoción del CP, pero hay que tener en cuenta que, una vez descongelado, el embrión debe ser transferido a la receptora en un lapso máximo de cinco min.

Referencias

- Alvimb G, Fonseca J, Peixoto M, Vernequeb R, Vianab J, Zambrini F. Embryo production and recovery in goats by non-surgical transcervical technique. Small Ruminant Research. 2013; 111(1-3): p. 96-99.
- Amiridisa G, Cseh S. Assisted reproductive technologies in the reproductive management of small ruminants. Animal Reproduction Science. 2012; 130(3-4): p. 152-161.
- Baird A, Pugh D. Sheep and Goat Medicine. 2nd ed. Missouri: Saunders; 2012.
- Barbosa L, Bittencourt T, Gordiano H, Gusmäo A, Martins L, Silva J. Coleta transcervical de embriões em ovinos da raça Dorper no semiárido do Nordeste brasileiro. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia. 2009; 61(2): p. 313-318.
- Bari F, Haresing W, Khalid M, Merrel B, Murray A. Factors affecting the survival of sheep embryos after transfer within a moet program. Theriogenology. 2003; 59(5-6): p. 1265-1275.
- Barros C, Nogueira M. Embryo transfer in Bos indicus cattle. Theriogenology. 2001; 65(1): p. 1463-1496.
- Bó G, Baruselli P, Ferreira R, Gimenes L, Martins C, Rodrigues C, et al. Advances in Bovine Reproduction and Embryo Technology. Timed embryo transfer programs for management of donor and recipient cattle. Theriogenology. 2011; 76(9): p. 1583-1593.
- Bó G, Mapletoft R. Historical perspectives and recent research on superovulation in cattle. Theriogenology. 2014; 81(1): p. 38-48.
- Boland M, Lonergan P. Encyclopedia of Dairy Sciences. Gamete and embryo technology. Multiple ovulation and embryo transfer. 2nd ed. Philadelphia: Saunders Co.; 2011.
- Campion E, Chavatte-Palmer P, Degrelle S, Gelin V, Heyman Y, Hue I, et al. Transcervical collection of bovine embryos up to Day 21: An 8-year overview. Theriogenology. 2015; 83(7): p. 1101-1109.

- Casu S, Dattena M, Mara L, Mayorga I, Morgante M, Sanna D, et al. Good quality sheep embryos produced by superovulation treatment without the use of progesterone devices. Theriogenology. 2011; 75(9): p. 1661-1668.
- Crispo M, Menchaca A, Pinczak A, Rubianes E, Vilariño M. Day 0 Protocol: Superstimulatory treatment initiated in the absence of a large follicle improves ovarian response and embryo yield in goats. Theriogenology. 2007; 68(8): p. 1111-1117.
- Dobrinsky J, Duby R, Hess F, Robl J. Cryopreservation of bovine embryos by vitrification. Theriogenology. 1991; 37: p. 20.
- Lindner G, Wright R. Bovine embryo morphology and evaluation. Theriogenology. 1983; 20(4): p. 407-416.
- Machaty Z, Peippo J, Peter A. Production and manipulation of bovine embryos: Techniques and terminology. Theriogenology. 2012; 78(5): p. 937-950.
- Martinez A, Matkovic M. Cryopreservation of ovine embryos: slow freezing and vitrification. Theriogenology. 1998; 49(5): p. 1039-1049.
- Massip A, Sheffen B, Van Der Zwalmen P. A simple and efficient procedure for preservation of mouse embryos by vitrification. CryoLetters. 1985; 7: p. 260-269.
- Meyers-Brown G, Roser J. Superovulation in the Mare: A Work in Progress. Journal of Equine Veterinary Science. 2012; 32(7): p. 376-386.
- Squires E. Superovulation in Mares. Veterinary Clinics Equine. 2007; 99(1-2): p. 1-8.
- Velazquez M. The role of nutritional supplementation on the outcome of superovulation in cattle. Animal Reproduction Science. 2011; 126(1-2): p. 1-10.
- Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology Philadelphia: Saunders Co.; 1997.

19

Capítulo 19

Ultrasonografía reproductiva en las hembras domésticas

Myriam Boeta

Capítulo 19
Ultrasonografía reproductiva en las hembras domésticas

Myriam Boeta

Introducción

El empleo de la ultrasonografía modo B de tiempo real en los animales domésticos ha ayudado a desarrollar y a incrementar el conocimiento de procesos fisiológicos reproductivos muy importantes como son la dinámica folicular, la ovulación, la formación y el funcionamiento del cuerpo lúteo; asimismo ha sido útil para generar mayor conocimiento sobre el desarrollo embrionario y fetal. La información obtenida a través de esta herramienta supera ampliamente la que se obtiene mediante la palpación rectal, permitiendo por ejemplo, el detectar de manera precoz las gestaciones y determinar la viabilidad embrionaria en las hembras con problemas de concepción; este hecho mejora la eficiencia reproductiva al reducir el intervalo entre servicios y al disminuir el número de servicios por concepción. Otra de las ventajas del uso del ultrasonido es la detección temprana de gestaciones gemelares, lo que permite implementar el manejo correspondiente para evitar abortos o bien para prevenir los problemas perinatales que podrían presentarse en este tipo de gestación. Diversas patologías uterinas y ováricas pueden, también, ser visualizadas con la ultrasonografía, facilitando su detección oportuna y tratamiento.

Debido a lo anterior y al desarrollo de los equipos de ultrasonido, cada vez más portátiles y económicos; es probable que sea sólo cuestión de tiempo para el uso extensivo de esta tecnología como herramienta de apoyo en el manejo reproductivo de los animales de producción, como lo que ya ocurre en los animales de compañía.

Principios Básicos

Los sonidos audibles por el humano varían entre los 20 y los 20,000 hertz (Hz) o ciclos por segundo (un ciclo por segundo es un hertz, 1000 ciclos por segundo es un kilohertz). Cualquier sonido que supere estas frecuencias se llama ultrasonido.

En los equipos de ultrasonido, las ondas de frecuencia van de uno a 25 MHz (es decir de uno a 25 millones de ciclos por segundo) y la mayoría de los que son utilizados en medicina veterinaria y en producción animal emiten ondas sonoras con una frecuencia que va de 2.25 a 10 MHz; en el área reproductiva las frecuencias más empleadas van de los tres a los 7.5 MHz.

Cualquiera que sea su frecuencia, el sonido tiende a desplazarse en ondas longitudinales, las cuales pueden ser transmitidas por distintos medios, cuya conductividad cambia de acuerdo con sus características: el medio

sólido es el mejor conductor, seguido por el medio líquido, y después por el medio gaseoso, que es muy mal conductor del sonido. Esta resistencia que presentan los diferentes medios conductores al ser atravesados por el sonido se denomina impedancia acústica. Al igual que con el sonido audible, el ultrasonido se refleja –como eco– cuando se encuentra con un material de distinta impedancia acústica de aquel en el cual ha estado viajando; más aún: este fenómeno es conocido como reflexión y constituye la base más importante de la ultrasonografía, esta técnica también es conocida como ecografía.

En un aparato de ecografía, el ultrasonido es producido por la vibración de los cristales piezoeléctricos encontrados en una sonda denominada transductor. La frecuencia del sonido emitido depende de las características inherentes a los cristales contenidos en esta sonda. Las vibraciones de los cristales son además amortiguadas por un soporte de bloque, de manera que un transductor emite sólo un pulso corto que puede ajustarse hasta en dos o tres longitudes de onda. El sonido viaja penetrando a los tejidos y conforme va encontrando interfaces de distinta densidad, parte de ese sonido se refleja mientras que otra continúa penetrando. Después de haber emitido el ultrasonido, los cristales permanecen estáticos y funcionan como tímpanos recibiendo el eco que proviene de los tejidos. Estos ecos hacen vibrar nuevamente a cada cristal, produciendo señales de poco voltaje que son amplificadas y transformadas en una energía eléctrica proporcional a la intensidad del eco y ajustada de acuerdo a la distancia que el sonido viajó y al tiempo que tardó en regresar y en ser captado. El convertidor dentro del equipo de ultrasonido transforma, entonces, esta energía eléctrica en una imagen cuyo brillo es variable y que va desde el blanco brillante –reflejo casi total del sonido, estructuras sólidas– hasta el negro –reflejan muy poco eco, estructuras con líquido o gas–, pasando por toda la gama de grises.

Existen distintos tipos de transductores y una forma de clasificarlos se relaciona a la manera en la que están dispuestos sus cristales. En los transductores lineales, los cristales están situados en una hilera y en consecuencia producen una imagen rectangular (**imagen 19.1; A**). Requieren una superficie de contacto bastante grande y, en su imagen, representan al área ubicada inmediatamente bajo ellos. Este tipo de transductor es en particular útil en la ultrasonografía transrectal. Los transductores sectoriales, por su parte, contienen uno o varios cristales colocados en forma de arco (requieren de una superficie de contacto menor) y producen una imagen en forma de abanico (**imagen 19.1; B**). La frecuencia de los transductores representa un balance entre la profundidad y el detalle de la imagen producida, en la que una menor frecuencia se relaciona a una mayor profundidad, pero también a un menor detalle. Y viceversa...

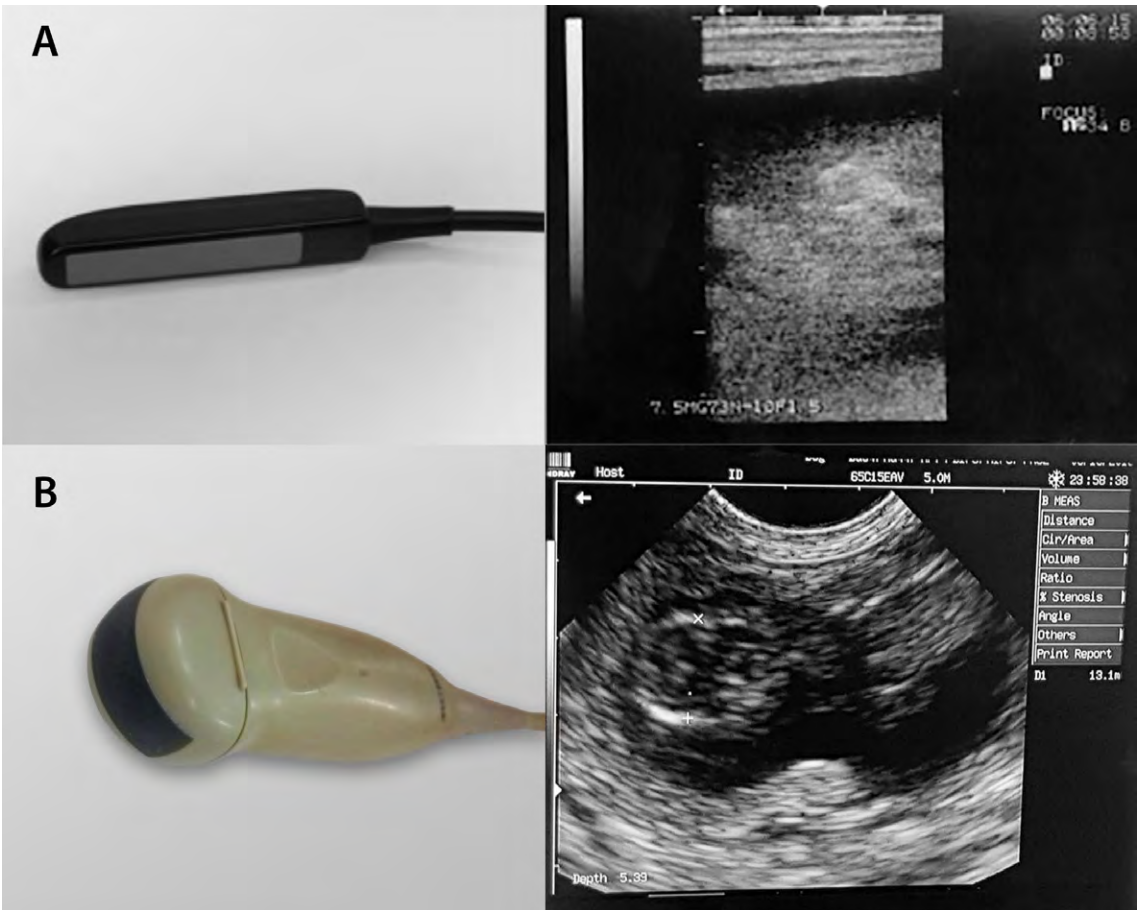


Imagen 19.1: tipos de transductores de ultrasonido con las respectivas imágenes que generan (visibles a la derecha). A, transductor lineal. B, transductor sectorial (Dr. José Luis Cerbón y Dra. Myriam Boeta).

En los bovinos y en los equinos, para la evaluación de los órganos reproductivos internos, la ultrasonografía se lleva a cabo por vía transrectal con un transductor lineal. Se considera, entonces, que es una extensión de la palpación transrectal, por lo tanto es necesario tener cierta experiencia en esta última para realizar un diagnóstico adecuado. En especies más pequeñas, en las que se dificulta o no es posible la utilización del ultrasonido transrectal (ovinos, caprinos, porcinos, caninos y felinos), la ultrasonografía se lleva a cabo principalmente por vía transabdominal, empleando ya sea un transductor sectorial o uno lineal con una frecuencia que va entre los 3.5 y los cinco MHz. En ovinos y caprinos el transductor lineal de 7.5 MHz puede ser utilizado introduciéndolo por el recto con una adaptación que le permite ser manipulado desde fuera. La vía transrectal, sin embargo, debe reservarse para la investigaciones, y para personal altamente capacitado, debido al riesgo que se corre de dañar la pared intestinal si no se procede con cuidado.

Evaluación Ultrasonográfica de la Vaca

En la hembra bovina la palpación rectal se utiliza comúnmente como método confiable y de bajo costo tanto para el diagnóstico de gestación, como para la evaluación de las estructuras ováricas y de algunas patologías reproductivas. El uso de la ultrasonografía para estos fines permite sin embargo una mayor precisión y rapidez, ya que a la sensibilidad desarrollada por el palpador se le añade la observación de una imagen creada a partir de la reflexión del sonido de los tejidos examinados. La identificación de determinadas condiciones o patologías del ovario, como son los "ovarios estáticos" o los quistes foliculares y luteinizados, puede realizarse con sencillez al utilizar esta herramienta.

Diagnóstico de gestación

El uso de la ultrasonografía para un diagnóstico de gestación temprano en los bovinos tiene como objetivo principal la detección oportuna de aquellas hembras que permanecen vacías después del servicio; y posibilita una mejora en la eficiencia reproductiva del hato, lo cual es de particular importancia en el ganado lechero. El primer hallazgo observable es la presencia de la vesícula amniótica en el cuerno grávido; la misma que contiene al embrión. Esta estructura puede detectarse desde el día 20 hasta el 25 después del servicio. El latido cardiaco puede observarse a partir del día 21, mientras que entre los días 22 y 25 se detecta la membrana alantoidea (**cuadro 19.1**).

Cuadro 19.1

Principales estructuras encontradas mediante ultrasonografía durante el diagnóstico de gestación en las diferentes especies domésticas, la edad gestacional, en días, en la que pueden ser observadas.

ESTRUCTURA SONOGRÁFICA	VACA	YEGUA	BORREGA / CABRA	CERDA	PERRA	GATA
Vesícula embrionaria	18 - 20	10 - 16	20 - 15	18 - 20	18 - 20	10 - 16
Latido cardiaco	24	24 - 25	21 - 23		24	16 - 18
Feto	28 - 30	20 - 22	25 - 30	25 - 30		16 - 20
Cotiledones o alantoides	35 - 40	20 - 22	40 - 50			25
Huesos o miembros visibles	57 - 60	65 - 75	70		42-50	30 - 33
Sexo fetal	57 - 60	60 - 70	60 - 90			38 - 43
Movimientos fetales	42 - 50	40 - 45		60		30 - 34

Adaptado de Purohit G. Methods of pregnancy diagnosis in domestic animals: The current status. Webmed Central Reproduction, 2010.

Pérdida embrionaria temprana

La ultrasonografía transrectal reduce el intervalo de la primera IA al diagnóstico de preñez, ya que se puede realizar para tal fin desde los 26 o 28 días con un alto grado de precisión. Hay que considerar sin embargo, que de las vacas confirmadas como gestantes a los 28 días un 16 % experimenta pérdida de la preñez antes de los 56 días. En consecuencia, es necesario realizar una nueva revisión para confirmar la gestación alrededor del día 60, cuando la tasa de pérdida embrionaria disminuye drásticamente.

Gestaciones gemelares

Los gemelos resultan inevitables en la reproducción del ganado de leche, pero son considerados como un factor indeseable que reduce la rentabilidad y la eficiencia reproductiva del hato, ya que se puede comprometer a la madre y se abre el intervalo entre partos al aumentarse el tiempo requerido para la involución uterina durante el puerperio. Por otro lado, pueden presentarse problemas de infertilidad en las crías hembras -como el freemartinismo- cuando los gemelos son de distinto sexo. La incidencia promedio de gemelos en ganado productor de leche varía entre el 2.5 y el 5.8 % y parece estar influenciada fuertemente por el número de lactaciones, con un porcentaje cercano al uno porciento en la primera lactancia que puede llegar hasta el 10 % en lactancias posteriores. Lo anterior tiene un componente genético, pero podría también estar influido por las dietas altas en energía utilizadas en este tipo de ganado. Debido a que la mayoría de los gemelos en ganado de leche provienen de una doble ovulación, la presencia de dos o más CL al momento del diagnóstico ultrasonográfico representa una excelente manera de distinguir a las vacas con alto riesgo de tener gestaciones gemelares. Este tipo de gestaciones pueden identificarse con precisión entre los días 40 y 55 post IA; es esencial, claro, realizar un escaneo cuidadoso de cada uno de los cuernos uterinos.

Sexado fetal

La determinación del sexo del feto es útil cuando se justifica el costo del examen, como por ejemplo cuando se tiene que dar cumplimiento a contratos escritos de venta en relación al sexo de la cría en una vaca preñada. Ese manejo no es una práctica reproductiva estándar para todas las vacas preñadas del hato. La determinación del sexo del feto bovino por ultrasonografía transrectal puede hacerse a partir del día 55 a 60 de la gestación. El sexo se determina mediante la identificación del tubérculo genital, por lo que es necesario contar con personal experimentado.

Quistes ováricos

El diagnóstico de quistes en el ganado lechero ocurre con mayor frecuencia durante la evaluación de la vaca postparto. Cuando se hace una valoración a través de palpación rectal, los quistes se sienten como estructuras grandes y llenas de fluido, pero resulta difícil diferenciar un quiste lúteo de uno folicular. No obstante, con la ultrasonografía transrectal, es posible discernir con precisión más del 90 % de los quistes lúteos y cerca del 75 % de los foliculares.

Evaluación Ultrasonográfica de la Yegua

Antes de realizar el examen ultrasonográfico del aparato reproductivo de la yegua, es necesario tomar ciertas precauciones como el introducir al animal en una manga de palpación para contenerla, lo que facilita el manejo y protege a la persona que va a realizarlo; cuando la sujeción por este medio no es posible, se pueden utilizar tranquilizantes. Antes de proceder a la evaluación ultrasonográfica, es importante lubricar bien el guante de palpación y evacuar todas las heces del recto. Se procede, entonces, a realizar una evaluación de los órganos reproductivos por palpación rectal, después de lo cual se lleva a cabo el examen ultrasonográfico; será importante recorrer con lentitud todo el aparato reproductor de la yegua realizando movimientos de lado a lado y hacía adelante en el cuerpo del útero. Los cuernos uterinos se recorren lentamente a todo lo largo hasta llegar a cada ovario, que se palpará con delicadeza.

Vejiga

La imagen ultrasonográfica del contenido de este órgano tiene la apariencia de arena de mar, debido a que la orina de los caballos presenta grandes cantidades de cristales de calcio, las cuales reflejan las ondas de sonido (**imagen 19.2**).

Útero

El cérvix o cuello uterino es la parte caudal del útero la cual se une a la vagina; presenta pliegues longitudinales que se observan como líneas ecogénicas en la imagen ultrasonográfica. Por su parte, el cuerpo del útero se aprecia como una imagen ecogénica y longitudinal, en la parte superior de la pantalla, debido al corte sagital que se obtiene por el posicionamiento del transductor. Los cuernos uterinos, en contraste, se observan de forma circular, ya que la ubicación del transductor en esta zona resulta en un corte transversal (**imagen 19.3**).

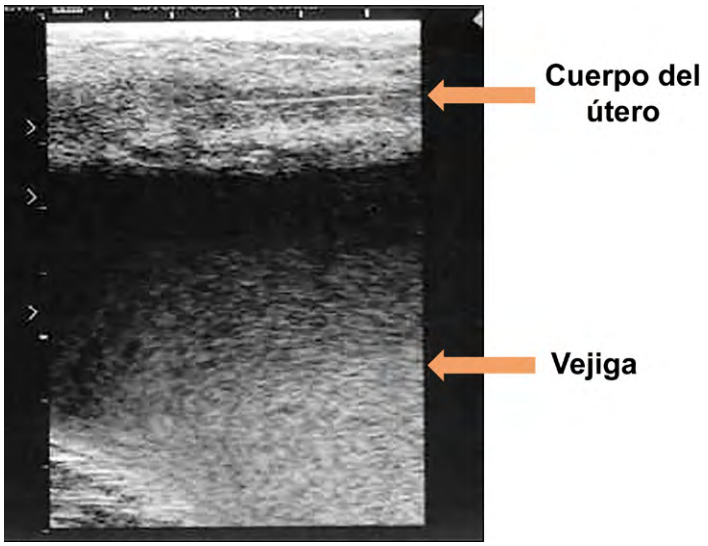


Imagen 19.2: el cuerpo del útero se encuentra en la parte superior de la imagen, mientras que en la inferior se observa la vejiga (Dra. Myriam Boeta).

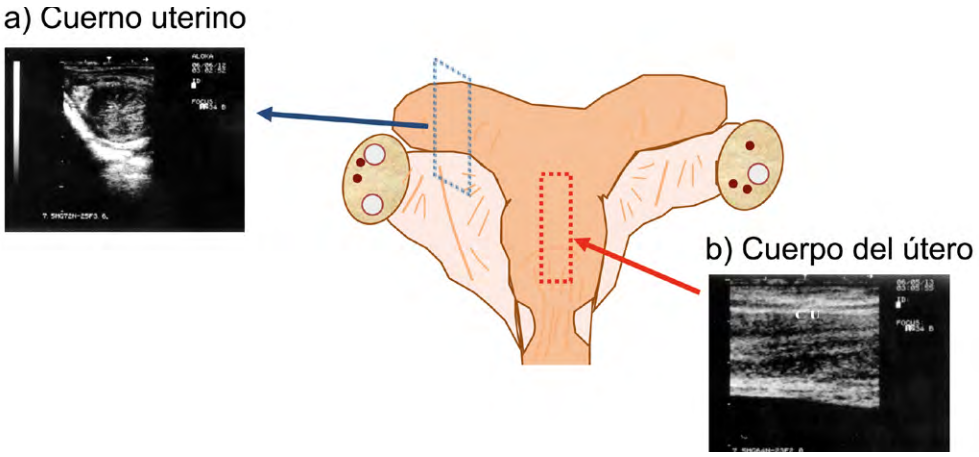


Imagen 19.3: aparato genital de la yegua. Las líneas punteadas sobre el esquema indican la posición que guarda el transductor al realizar un examen ultrasonográfico, con respecto a los cuernos uterinos (línea azul) o al cuerpo del útero (línea roja). En las imágenes se distinguen: **a)** el cuerno del útero, el cual se observa de forma circular debido al corte transversal que se realiza con el transductor; **b)** el cuerpo uterino, que se ubica en la parte superior de la pantalla (CU), y se observa como una estructura ecogénica y longitudinal, debido al posicionamiento del transductor (Dra. Myriam Boeta).

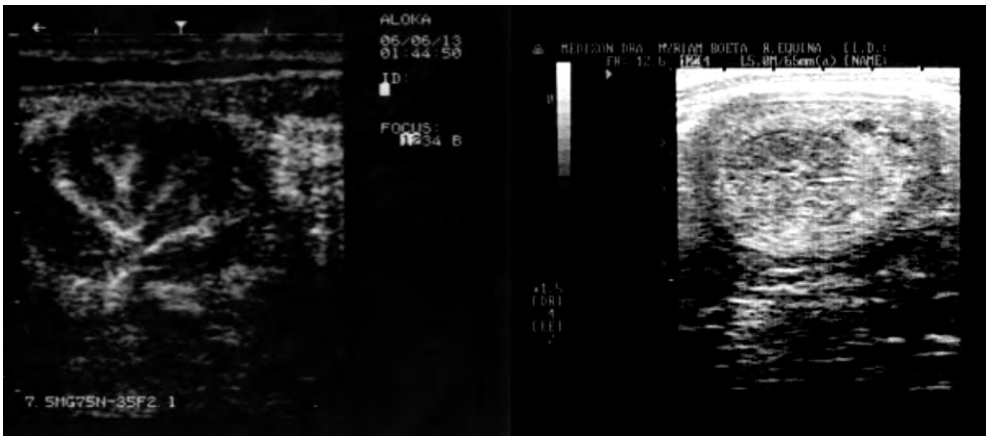


Imagen 19.4: imágenes ultrasonográficas de un cuerno uterino en estro con apariencia de rueda de carreta (a la izquierda) y un cuerno en diestro con apariencia homogénea (a la derecha) (Dra. Myriam Boeta)

La apariencia ultrasonográfica de los cuernos uterinos varía en las distintas etapas del ciclo estral. Durante la etapa anovulatoria los cuernos se observan irregulares y pequeños, con apariencia hipoecoica (producen poco eco); mientras que durante la época ovulatoria se observan circulares y con áreas anecoicas (no producen eco) definidas, las cuales se originan por el edema de los pliegues longitudinales del endometrio provocado por acción de los estrógenos. Estas áreas anecoicas dan la apariencia de una rueda de carreta, la cual se hace más evidente a la mitad del estro. En la etapa lútea (diestro) los cuernos uterinos se observan circulares, pequeños y ecogénicos (**imagen 19.4**).

Ovarios

Durante la época anovulatoria los ovarios se observan pequeños, con folículos menores a 15 mm de diámetro y sin cuerpos lúteos (**imagen 19.5**). En contraste, durante la época ovulatoria se pueden encontrar folículos de entre 20 y 55 mm de diámetro. Los folículos en general tienen una apariencia anecoica debido a que contienen líquido en su interior y están delimitados por una línea circular ecoica que corresponde a la pared folicular (**imagen 19.6**).

Al inicio del estro se observa desarrollo folicular; se encuntran múltiples folículos creciendo en el ovario. Conforme avanza el estro se desarrolla idealmente un sólo folículo dominante, que puede tornarse piriforme al aproximarse a la fosa de ovulación, sin embargo, este fenómeno se presenta en el 85% de las yeguas, mientras que el 15% restante puede ovular con folículos redondos. Después de la ovulación se forma un cuerpo hemorrágico cuya cavidad la ocupa parcialmente un coágulo de sangre que es reemplazado gradualmente por células lúteas hasta formar un cuerpo lúteo maduro.

El cuerpo lúteo maduro –que es considerado como tal al quinto día postovulación, y una vez que produce niveles mayores a un ng/ml de progesterona–, se visualiza al examen ultrasonográfico como una estructura con bordes redondeados e hiperecogénicos (blanco brillante), cuya apariencia puede ser homogénea o tener una zona anecoica al centro (**imagen 19.7**). En ocasiones puede observarse al remanente del CL en el ovario, como una estructura hiperecoica pequeña, que corresponde a un cuerpo albicans.

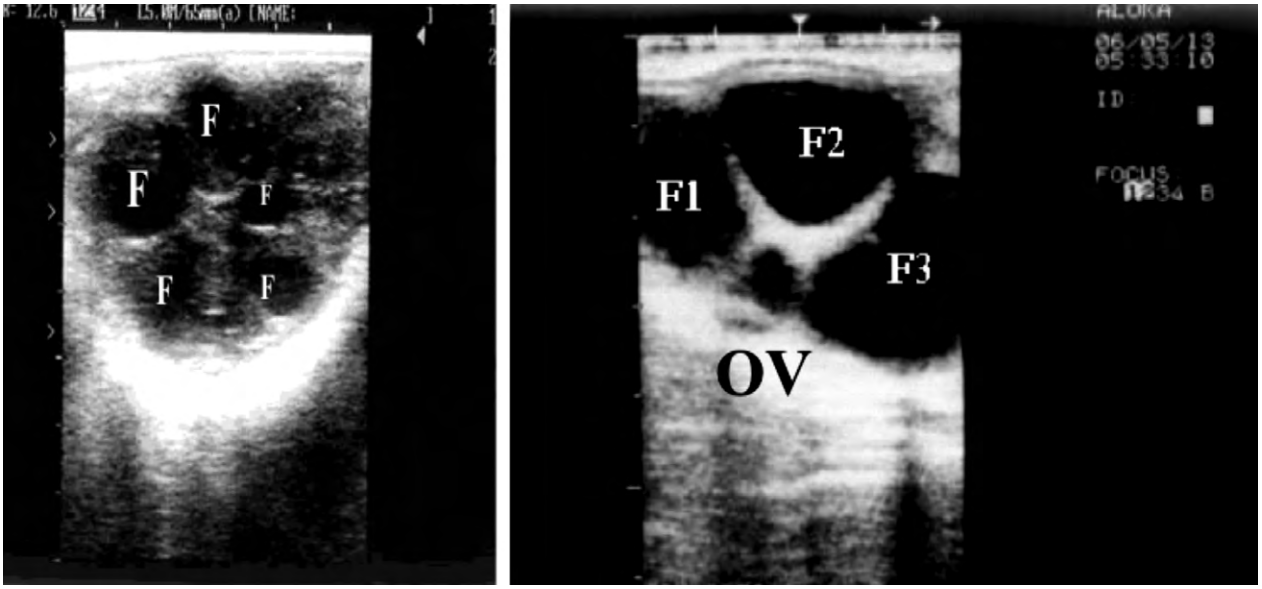


Imagen 19.5: imagen ultrasonográfica de dos ovarios que se encuentran en época anovulatoria: son pequeños y presentan múltiples folículos (F) de apariencia anecoica (Dra. Myriam Boeta).



Imagen 19.6: imagen ultrasonográfica de un folículo preovulatorio, el cual mide entre 44 y 50 mm de diámetro (Dra. Myriam Boeta).

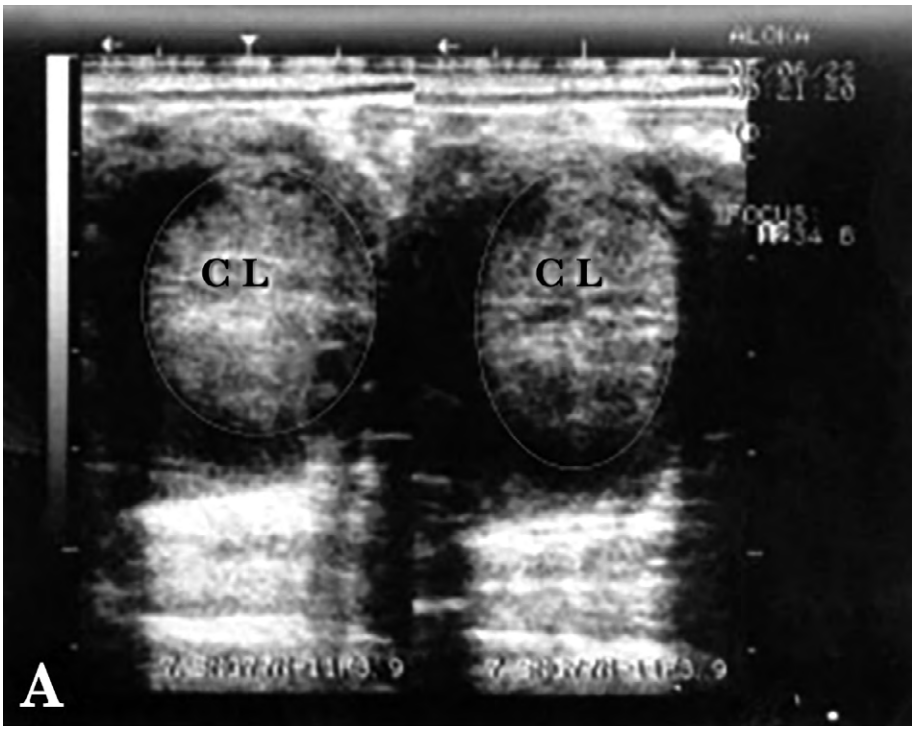


Imagen 19.7: imágenes ultrasonográficas de dos cuerpos lúteos maduros con apariencia ecogénica (Dra. Myriam Boeta).

Diagnóstico de la gestación

Al iniciar la evaluación de los órganos reproductivos con el ultrasonido resulta útil tomar como punto de referencia a la vejiga ya que es un órgano fácilmente reconocible cuando está lleno; seguir, entonces, la revisión de forma metódica y sistematizada con movimientos lentos de un lado al otro y hacía el frente para abarcar tanto al cuerpo como a los cuernos del útero. En la yegua es posible realizar un diagnóstico precoz de gestación ya que desde el día nueve o 10 postovulación, se puede observar una vesícula embrionaria de tres a cuatro mm de diámetro (**imagen 19.8**). La fijación de la vesícula ocurre alrededor del día 16 días postovulación cerca de la bifurcación uterina; es importante recordar que antes dicha estructura viaja recorriendo todo el útero, por lo que es posible localizarla en cualquier segmento del mismo.

Diagnóstico de gestaciones gemelares

Las gestaciones gemelares en los equinos representan un problema, debido a que la yegua no tiene la capacidad uterina para mantener y alimentar a dos fetos de manera adecuada, por lo que es altamente probable que uno o ambos mueran.

Las gestaciones gemelares en esta especie se dan casi siempre por ovulaciones dobles y en el menor de los casos por división de la vesícula embrionaria en una etapa temprana, por lo que puede ser una condición heredable y repetible. El diagnóstico de gestación en yeguas con historia de gemelos u ovulaciones dobles debe de realizarse, por lo tanto, en todas las hembras con historia de gemelos, desde los nueve días postovulación.

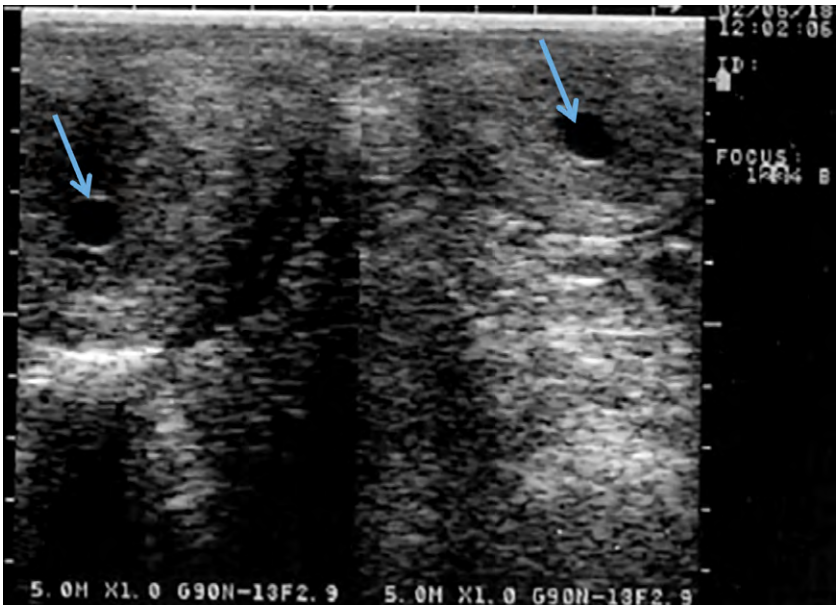


Imagen 19.8: dos imágenes de una vesícula embrionaria (que indican las flechas) que se aprecian como un círculo redondo anecoico (negro), correspondiente a una edad gestacional de 13 días (Dra. Myriam Boeta).

Las vesículas embrionarias se pueden localizar juntas o separadas tanto en el cuerpo del útero como en los cuernos uterinos. Resulta más fácil eliminar una vesícula por presión mecánica, si la localizamos por sí sola en uno de los cuernos. Una vez que las vesículas se fijan –al día 16–, en el 70 % de los casos lo hacen en el mismo cuerno (fijación unicornual) y en el 30 % restante en ambos cuernos (fijación bicornual) (**imagen 19.9**). Cuando la fijación es unicornual, en lugar de optar por la eliminación mecánica de una de las vesículas se puede optar por dejar que continúe la gestación con ambos embriones, hasta antes de la formación de la copas endometriales, ya que se ha observado que en un 60 - 65 % de las veces, las yeguas con gestaciones gemelares unicornuales van a reabsorber una de las vesículas embrionarias por sí solas. Cuando no ocurre así se puede administrar $PGF_2\alpha$ para impedir que continúe la gestación, y ambos embriones se pierden.

Etapa vitelina

Una vesícula embrionaria en esta etapa va a medir aproximadamente de tres a cuatro mm de diámetro y se aprecia como una estructura esférica y llena de líquido, por lo que se observa como una imagen obscura (anecoica) en la pantalla del ultrasonido. En los polos dorsal y ventral de la vesícula embrionaria se distingue a los reflejos especulares (se notan como líneas hiperecoicas -blancas-) que son característicos de las vesículas embrionarias hasta el día 16 de la gestación (**imagen 19.10**). Esos reflejos resultan del modo perpendicular en el que incide la onda del ultrasonido sobre una estructura esférica. Los reflejos especulares son importantes durante la búsqueda de una vesícula embrionaria temprana, pero hay que saber diferenciar ésta última de otras estructuras esféricas como son los quistes uterinos que también muestran reflejos especulares. Dos parámetros que ayudan a distinguirla como una vesícula embrionaria son que es una estructura que va a ir creciendo y que puede moverse de lugar.



Imagen 19.9: imagen ultrasonográfica de dos vesículas embrionarias fijas en el mismo cuerno (Dra. Myriam Boeta).

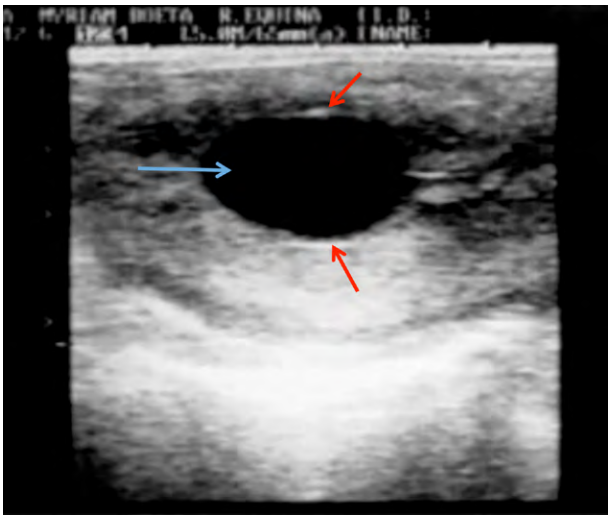


Imagen 19.10: imagen ultrasonográfica de una vesícula embrionaria de 15 días de gestación donde la zona anecoica corresponde al saco vitelino (flecha azul). Se aprecian también, los reflejos especulares (flechas rojas) (Dra. Myriam Boeta).

Etapa alantoidea

Durante esta etapa se puede detectar el embrión –a partir del día 21 de gestación– como un pequeño punto hiperecoico en la parte ventral de la vesícula embrionaria (**imagen 19.11**). Al mismo tiempo se desarrolla el saco alantoideo y, conforme éste va creciendo y el saco vitelino disminuye, puede observarse el ascenso del embrión desde la parte ventral hasta la parte dorsal de la vesícula. Con base en estos cambios, es posible determinar la edad aproximada de la gestación con bastante exactitud hasta los 60 días.

Durante el día 30, el alantoides ya ocupa la mitad de la vesícula embrionaria y al centro de la misma se observa al embrión, así como a una línea ecogénica que corresponde a la parte ventral y dorsal de los sacos vitelino y alantoideo respectivamente. En el día 35 de la gestación, el embrión ya ha ascendido hasta las tres cuartas partes de la vesícula, debido a que el alantoides sigue creciendo mientras que el saco vitelino continúa involucionando (**imagen 19.12**).

Etapa fetal

Para el día 40 de la gestación se ha concluido la transición de la etapa de embrión a la etapa fetal, debido a que ya se ha completado la organogénesis. El alantoides, que ya ocupa toda la vesícula embrionaria, se fusiona con el corion formando a la membrana corioalantoidea. Para este momento el saco vitelino queda únicamente como un remanente. El feto se observa en la parte dorsal de la vesícula unido al cordón umbilical el cual ya se puede distinguir (**imagen 19.13**). Conforme el cordón umbilical comienza a crecer, el feto desciende nuevamente hacia el polo ventral de la vesícula embrionaria, encontrándose aproximadamente a la mitad en el día 45, alcanzando el polo ventral hacia el día 50.

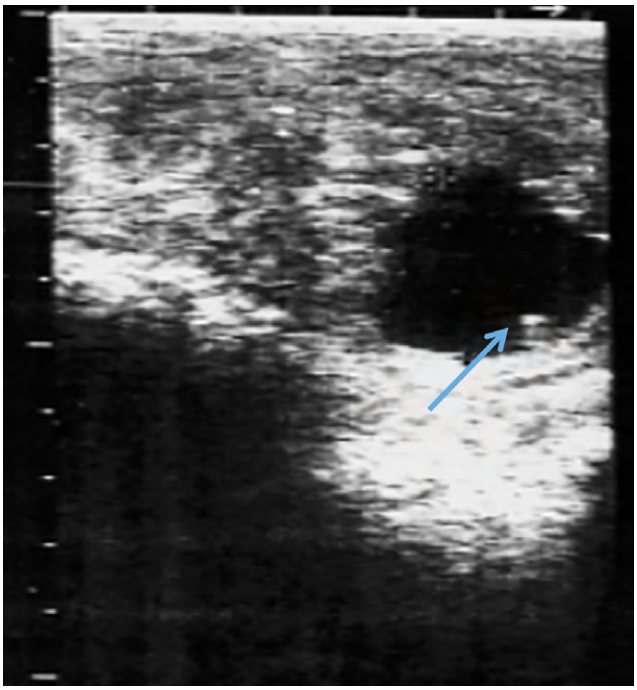


Imagen 19.11: imagen ultrasonográfica de una vesícula embrionaria de 21 días. En la parte ventral se observa un punto blanco ecogénico que corresponde al embrión (indicado con la flecha) (Dra. Myriam Boeta).

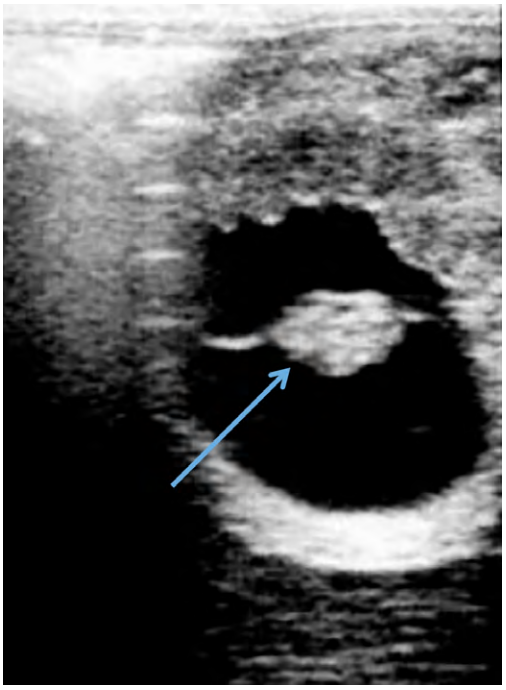


Imagen 19.12: vesícula embrionaria de 33 días de gestación. La flecha azul señala al embrión (Dra. Myriam Boeta).



Imagen 19.13: imagen ultrasonográfica de un feto con su cordón umbilical llegando a la parte ventral de la vesícula embrionaria (Dra. Myriam Boeta).

Sexado fetal

La determinación del sexo del feto equino puede hacerse de manera tempranana mediante la identificación y ubicación del tubérculo genital, estructura embrionaria que dará origen al clítoris en la hembra y al pene en el macho. Durante la diferenciación, la distancia anogenital aumenta significativamente en el macho pero no en la hembra. El tubérculo genital, modifica su posición inicial entre los miembros posteriores para ubicarse cerca del cordón umbilical en el macho y permanece cerca de la cola en la hembra (**imagen 19.14**).

Cuando este diagnóstico se realiza de manera temprana entre los días 59 - 68 de gestación, se utiliza la vía transrectal, y un transductor lineal de cinco MHz. Se puede optar también por llevarlo a cabo más tardíamente, alrededor de la mitad de la gestación, en cuyo caso se utiliza un transductor de arreglo lineal de entre 3.5 y cinco MHz.

En la evaluación ultrasonográfica para la deteminación temprana del sexo se coloca el transductor sobre el feto y el examen debe comenzar en la cabeza o en el corazón latiendo, avanzando en dirección caudal hasta llegar al cordón umbilical donde se busca una estructura bilobulada de apariencia hiperecoica, la cual corresponde al tubérculo genital masculino. En la hembra el examen se continúa hasta los miembros posteriores y la estructura bilobulada de apariencia hiperecoica se encuentra por debajo de la cola.

Quistes endometriales

Los quistes endometriales se originan a partir de dilataciones glandulares o bien como consecuencia de la obstrucción en la circulación

linfática endometrial. Para poder diferenciar a los quistes endometriales de los linfáticos, es necesario realizar un examen histológico.

En la evaluación ultrasonográfica, los quistes uterinos tienen una apariencia anecoica (negra) y una forma de irregular a esférica presentando reflejos especulares algunas veces, por lo que pueden llegar a confundirse con vesículas embrionarias tempranas de 10 a 16 días de gestación (**imagen 19.14**). Es importante resaltar, sin embargo, que una vesícula embrionaria continúa con un patrón de crecimiento y los quistes permanecen del mismo tamaño. Dentro de los quiste es posible distinguir estructuras ecogénicas, lo cual también ayuda a diferenciarlos de las gestaciones tempranas. Los quistes endometriales pueden ser únicos o múltiples (**imagen 19.15**) y se pueden encontrar tanto en el cuerpo como en los cuernos uterinos.

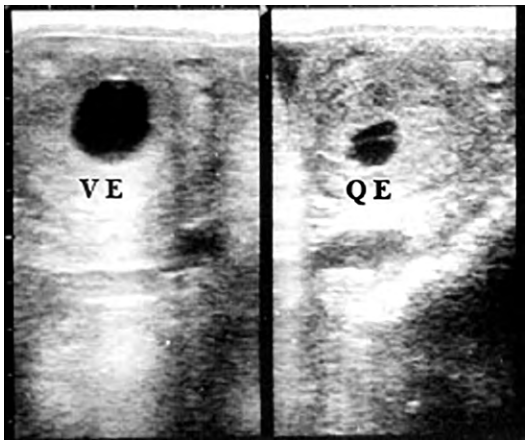


Imagen 19.14: en la imagen de la izquierda se observa una vesícula embrionaria (**VE**) de 14 días, mientras que en la derecha se observa un quiste endometrial (**QE**) de forma irregular, el cual presenta una estructura ecogénica que lo atraviesa de lado a lado (Dra. Myriam Boeta).

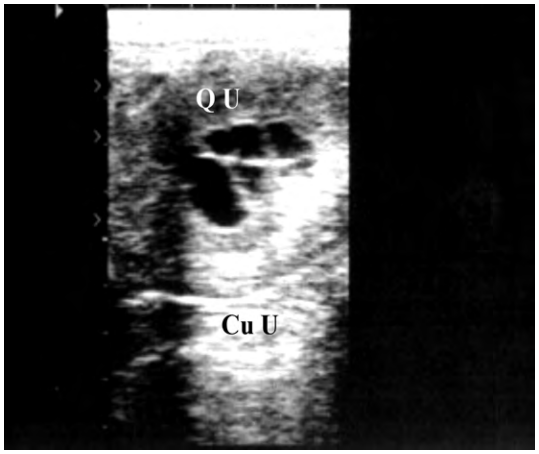


Imagen 19.15: quistes endometriales múltiples (**QU**) que están localizados en uno de los cuernos uterinos (**Cu U**) (Dra. Myriam Boeta).

Tumor de las células de la granulosa

Esta es la neoplasia más común en el ovario de las yeguas y por lo regular es benigna. Tiene actividad hormonal originando que el ovario contralateral sea inactivo y de un tamaño muy pequeño. A la palpación rectal y al examen ultrasonográfico el ovario afectado se muestra agrandado y multiquístico, lo que le da una apariencia de un panal de abejas. El diagnóstico de un tumor de las células de la granulosa está basado en los signos clínicos, la palpación rectal y la evaluación ultrasonografica.

Infecciones uterinas

La infección uterina crónica provoca infertilidad en la yegua y la endometritis es una de las principales causas de acumulación de líquido en el útero. El diagnóstico de endometritis se basa en la historia clínica, la evaluación externa de la anatomía y conformación perineal, así como la verificación de que el cérvix se relaje en el estro y cierre bien durante el diestro. Al examen ultrasonográfico se nota la presencia de líquido en el fondo del útero pre y post-servicio, que se observa, asimismo, anecoico con partículas ecogénicas, indicativo de la presencia de material purulento (**Imagen 19.16**).

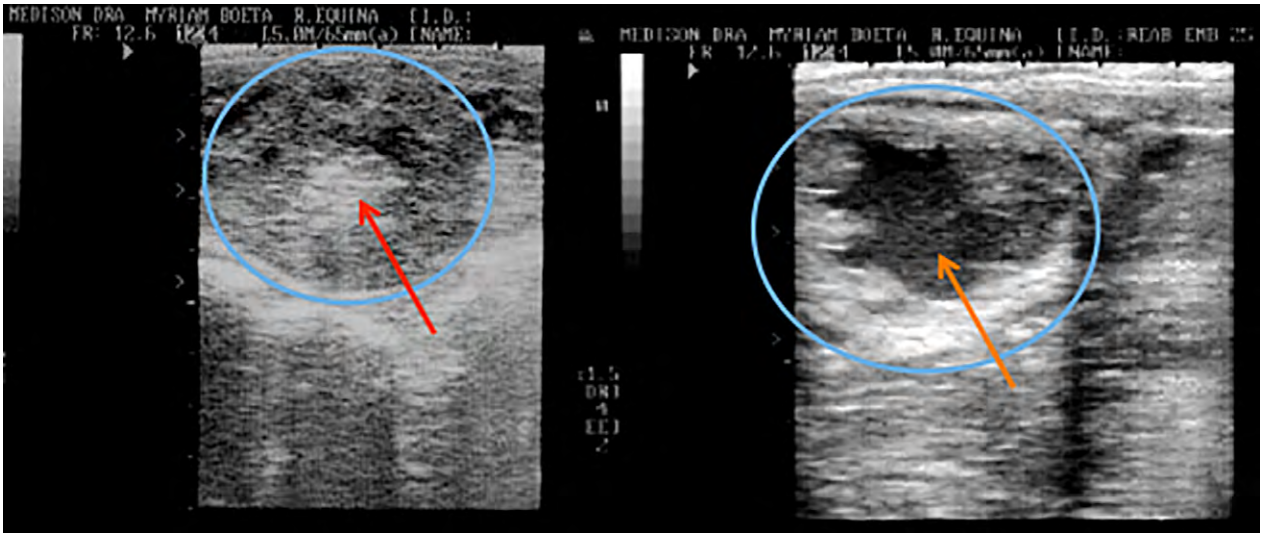


Imagen 19.16: imagen ultrasonográfica de dos cuerpos uterinos con infección (círculo azul). Se aprecia líquido intrauterino con apariencia anecoica con partículas ecogénicas, característico de presencia de material purulento, que a mayor densidad (flecha roja) genera mayor ecogenicidad, mientras que una densidad moderada se observa con apariencia de vidrio esmerilado o de copos de nieve (flecha anaranjada) (Dra. Myriam Boeta).

Evaluación Ultrasonográfica en los Pequeños Rumiantes

Para poder realizar adecuadamente la técnica de ultrasonografía en los pequeños rumiantes, es necesario recordar los planos anatómicos en los que se encuentran las diversas estructuras del aparato reproductor, las cuales se muestran en la **imagen 19.17**.

En los pequeños rumiantes, el diagnóstico de gestación se puede realizar desde el día 40 - 50 de gestación con precisión a través de la ultrasonografía transabdominal. Para ello, se sujeta a la hembra en posición de cuadripedestación o en decúbito lateral y el transductor se coloca por delante de la ubre, se dirige en un ángulo de 45°, y se realiza un movimiento en "W" para visualizar toda la región ocupada por el útero (**imagen 19.18**).

Ultrasonografía transrectal

Se puede realizar ultrasonografía transrectal para el diagnóstico temprano de la gestación en los pequeños rumiantes utilizando un transductor lineal de 7.5 MHz ajustado a un adaptador que permite su manipulación desde el exterior del animal (**imagen 19.19**). Cabe mencionar que este método se tiene que realizar de manera cuidadosa y evitando movimientos bruscos o forzados; hay riesgo de ocasionar daño a la mucosa rectal e incluso la perforación en casos extremos.

En este procedimiento se coloca a la hembra en una prensa de manejo, o se sujeta en posición de cuadripedestación; a veces ayuda empujar manualmente el abdomen hacia arriba, para facilitar la visualización del útero. Al igual que en otras especies, la vejiga funciona como un buen punto de referencia, ya que los cuernos uterinos se pueden localizar fácilmente por delante de la misma (**imagen 19.19**).

A partir del día 25, se puede observar la vesícula embrionaria, y después del día 30 se aprecia el desarrollo de los placentomas y al feto (**imágenes 19.20 y 19.21**); sin embargo, a medida que el feto aumenta de tamaño se dificulta su observación. La eficiencia de este método varía desde un 50 hasta un 100 % debido a factores como el tipo de transductor empleado, la edad gestacional, la condición corporal y la experiencia del técnico.

Evaluación Ultrasonográfica de la Perra *

Para realizar el examen ultrasonográfico del aparato reproductivo en la perra se debe rasurar el abdomen medio y medio caudal, y en algunas ocasiones los flancos. El paciente se coloca en posición decúbito dorsal, decúbito lateral, o en cuadripedestación; este último caso para gestaciones avanzadas. Se coloca gel conductor para ultrasonografía y se realiza el seguimiento por cortes sagitales, parasagitales y transversales. Los transductores que permiten una buena definición al valorar el aparato reproductor son aquellos que tienen una frecuencia de cinco a 10 MHz.

En la evaluación ultrasonográfica debe considerarse lo siguiente: los ovarios se localizan a unos dos centímetros del polo caudal del riñón, y se deben evaluar en cortes transversales y longitudinales para determinar la presencia de folículos u otras estructuras. El útero se ubica usando como punto de referencia la vejiga, que se observa como una estructura anecoica, de tamaño variable en la posición caudal del abdomen, cerca de la pelvis. En la mayoría de los casos, el cuerpo del útero y el cérvix se encuentran sobre la línea media;

* En esta sección, correspondiente a la ultrasonografía de la perra, se agradece la colaboración del M.M.V.Z., Rafael Paz Benito.

sin embargo, por su densidad isoecoica con los tejidos que lo rodean no se observan con facilidad cuando no presentan alteraciones o gestación. Los cuernos del útero son difíciles de distinguir del intestino por su posición anatómica, pero se puede utilizar el peristaltismo para diferenciarlos. La vagina se encuentra en posición caudal al útero y generalmente no se visualiza en el ultrasonido, siendo mejor herramienta la radiografía con medio de contraste para valorarla.

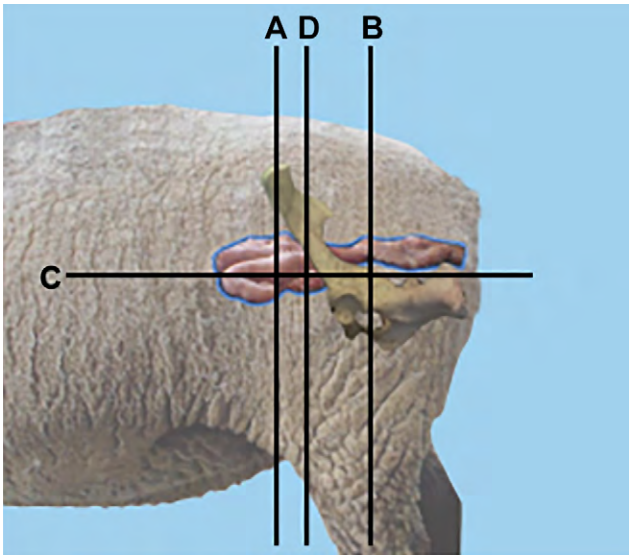


Imagen 19.17: relación de los planos anatómicos para la localización de las estructuras en el aparato reproductor de los pequeños rumiantes al realizar un ultrasonido transabdominal. **A**, plano transverso a nivel de la tuberosidad coxal y la articulación de la rodilla; **B**, plano transverso a nivel de la articulación coxofemoral; **C**, plano longitudinal a nivel de la tuberosidad isquiática; **D**, plano transverso y paralelo a los planos A y B. El ovario se localiza en la intersección de los planos C y D (M.P.A. Alberto Balcázar).

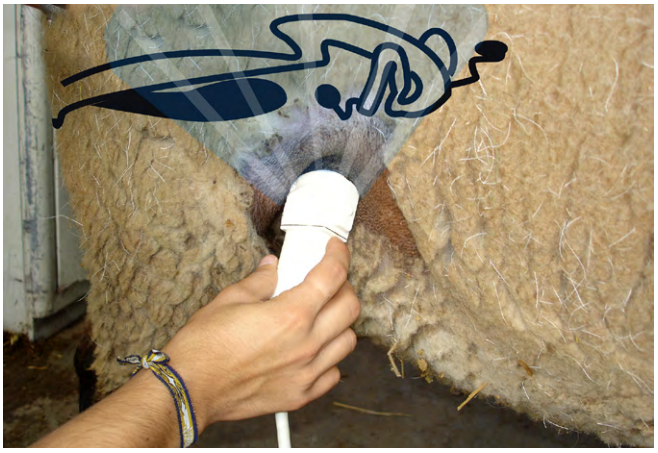


Imagen 19.18: representación esquemática de la dirección del transductor transabdominal para observar los cuernos uterinos y realizar el diagnóstico de gestación (M.P.A. Alberto Balcázar).

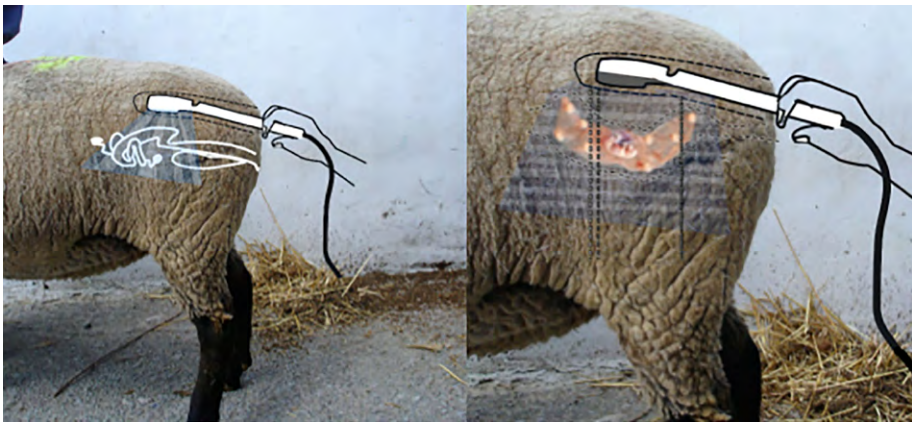


Imagen 19.19: representación esquemática del ultrasonido transrectal. A la izquierda, se aprecia la silueta del útero. A la derecha, una placenta y un feto de 40 días (M.P.A. Alberto Balcázar).

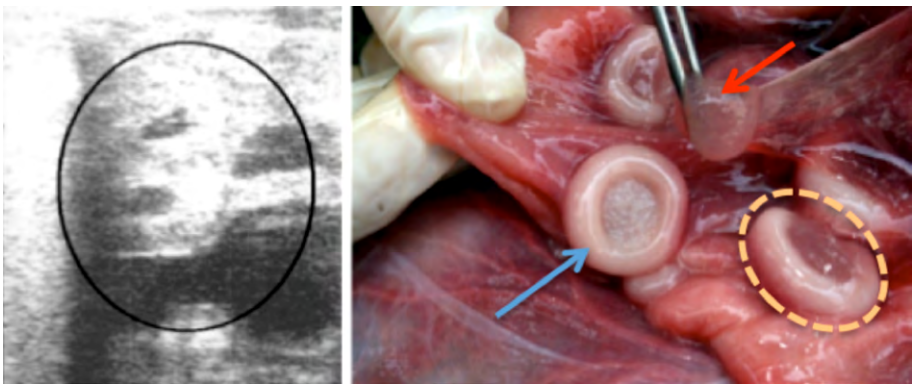


Imagen 19.20: a la izquierda, imagen ultrasonográfica de una oveja de 40 días de gestación, donde se observan dos placentomas. A la derecha hay material anatómico de rastro, donde se señalan un placentoma (círculo anaranjado), una carúncula (flecha azul) y un cotiledón (flecha roja) (Elaborada por la M.V.Z. Lorena Torres García).



Imagen 19.21: cabeza de cordero de 80 días de gestación observada a través de un ultrasonido (M.P.A. Alberto Balcázar).

Evaluación de los ovarios

Durante el anestro tardío, los ovarios se observan hipoecóicos, con una ecogenicidad parecida a la de la corteza renal. Su tamaño aumenta conforme se acerca el proestro, detectándose al principio folículos pequeños de uno a dos mm de diámetro, llenos de líquido. Esta situación se mantiene durante cerca de 30 días hasta el inicio del proestro, cuando el número y el tamaño de los folículos aumentan, observándose como estructuras anecoicas, de diferentes diámetros (**Imagen 19.22**). Varios o todos los folículos anecoicos, eventualmente son reemplazados por estructuras ligeramente hipoecoicas correspondientes a los folículos que han iniciado su luteinización y que finalmente formarán a los cuerpos lúteos.

El ultrasonido es poco práctico para determinar el momento de la ovulación, por esa razón se recomienda utilizar otras técnicas para tal fin, como son la citología vaginal exfoliativa seriada y las determinaciones de progesterona sérica.

Los quistes foliculares se pueden observar como una o varias estructuras anecoicas de gran tamaño (más de 0.9 cm) en la zona cortical del ovario, las cuales tienen paredes hiperecoicas y producen un refuerzo acústico posterior –zona más ecogénica en la base de los quistes–. Esta patología se acompaña por los signos clínicos característicos del estro.

En hembras, generalmente de edad avanzada, pueden presentarse tumores ováricos los cuales modifican considerablemente el tamaño, forma y ecogenicidad del ovario. Los tumores más frecuentes son los adenomas, los adenocarcinomas, los tumores de células de la granulosa, los teratomas y los disgerminomas; todos se observan como estructuras de tamaño variable, con ecogenicidad mixta o heterogénea, en algunos casos con zonas de hemorragia o necrosis. También pueden acompañarse de estructuras quísticas.

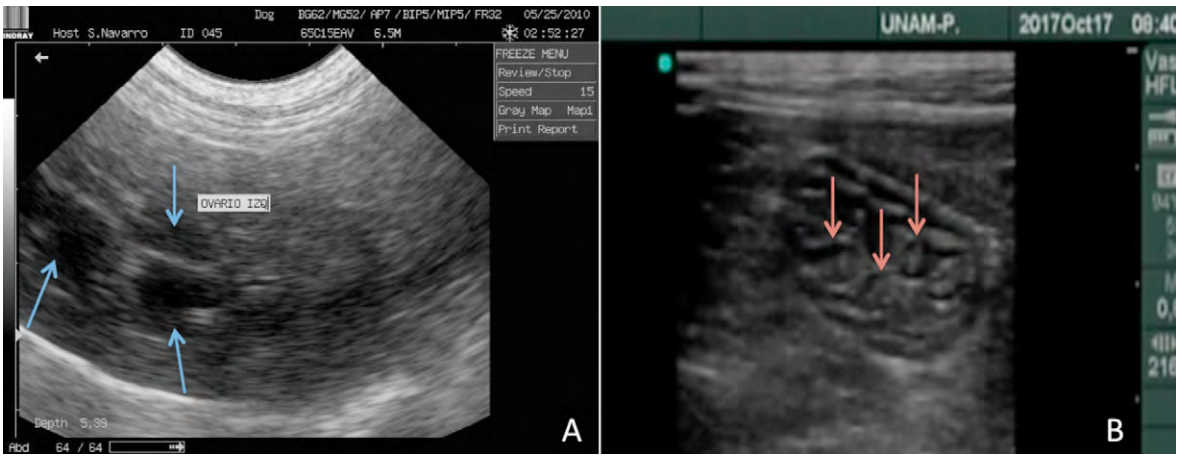


Imagen 19.22: ovarios de perra: **A**, etapa de estro, estructuras anecoicas correspondientes a folículos en desarrollo (flechas azules); **B**, gestación, estructuras ecoicas correspondientes a cuerpos lúteos (flechas rojas) (Cortesía del M.M.V.Z. Rafael Paz Benito).

Evaluación del útero

La imagen ultrasonográfica del útero, cambia en relación con la etapa del ciclo estral. Durante el proestro y el estro, el útero se observa marcadamente hipoecóico; aun así pueden distinguirse líneas hiperecóicas a consecuencia del edema tisular. En el diestro se pierden las líneas hiperecoicas, mientras que en el anestro es díficil localizar tanto al útero como a los ovarios.

La hiperplasia quística endometrial (HQE) es una patología uterina que se presenta en algunas hembras durante el diestro, ante los cambios de hormonas esteroides que ocurren en esta etapa. La ecogenicidad del endometrio aumenta y se pueden identificar estructuras quisticas, como pequeñas zonas anecoicas de uno a cuatro mm de diámetro. En algunas otras ocasiones se puede observar también líquido anecoico dentro del lumen uterino.

Otra patología que puede presentarse en la endometritis en la que el útero puede observarse ligeramente distendido con apariencia hipoecoica.

La mucometra y la piometra son afecciones que pueden ocurrir a consecuencia de la HQE o de una pseudogestación. Ambas se relacionan con una condición inflamatoria o con la respuesta a la estimulación de progesterona, y en el caso de la piometra, además con una proliferación bacteriana dentro del útero. En la mucometra los cuernos uterinos se aprecian con un grado de distención variable y llenos de líquido anecoico, mientras que en la piometra este líquido se observa con partículas ecogénicas que se mueven libremente (**Imagen 19.23**).

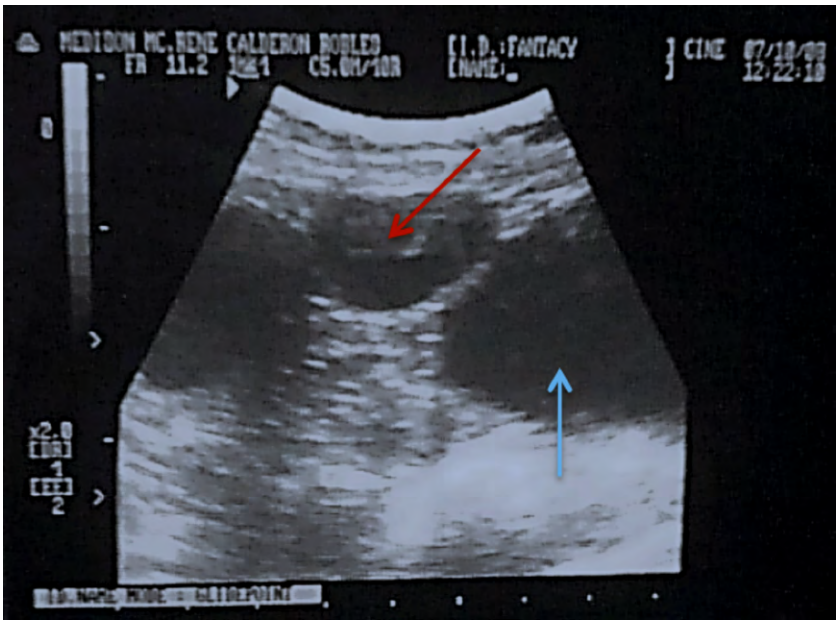


Imagen 19.23: imagen ultrasonográfica en la que se observa en el caso de una perra una piometra. En posición caudal se ubica la vejiga (flecha azul), y craneosacralmente se aprecian dos vesículas sin contenido embrionario, que contienen abundante líquido anecoico, con contenido hipoecoico fluctuante (flecha roja), indicativo de la presencia de pus (Cortesía del M.M.V.Z. Rafael Paz Benito).

En los casos de piometra de cuello abierto no siempre es posible detectar la presencia de líquido con partículas ecogénicas –pus– en el útero, ya que la secreción drena hacia el exterior y no se acumula en gran cantidad.

La ultrasonografía es la técnica de diagnóstico más útil cuando se presenta una piometra de muñón, ya que permite detectar la presencia del útero remanente lleno de pus con ecogenicidad variable, en posición craneal a la pelvis, dorsal a la vejiga y ventral al colon.

Los tumores uterinos son poco frecuentes, siendo más comunes los leiomiomas, los adenomas, los adenocarcinomas y los linfomas. En todos los casos se pueden presentar como estructuras aisladas o multiples, ya sea con una ecogenicidad homogenea o con una ecogenicidad mixta. Los leiomiomas pueden proyectarse hacia la luz del útero y presentar estructuras quísticas de tamaño variable. En ningún caso es posible la diferenciación histológica por medio del ultrasonido, por lo que es recomendable realizar histopatología para llegar al diagnóstico final.

Diagnóstico de gestación

Por medio del ultrasonido es fácil detectar la presencia de productos de forma temprana. Permite, además, valorar el estado de los cachorros, la muerte fetal, el sufrimiento fetal, así como determinar la edad gestacional aproximada, con la finalidad de estimar la fecha aproximada de parto. Se considera, por ende, el tamaño de las vesículas embrionarias, o bien de algunas estructuras fetales como la cabeza o el cuerpo. La ultrasonografía no permite determinar con exactitud el número de cachorros, pero puede dar una idea de un número aproximado, que más tarde se deberá verificar por radiografía.

Es necesario saber que para el diagnóstico de gestación en la perra se debe considerar como día cero el día en el que ocurre la ovulación, lo cual se lleva a cabo 24 a 48 h después del pico de LH. Si se relaciona el día del examen ultrasonográfico con el día de la monta, se pueden obtener resultados erróneos, ya que la fertilización puede haber ocurrido días después. El aumento de tamaño y de líquido en el útero puede detectarse entre los siete y los 10 días después del apareamiento, pero no es indicativo de gestación sino hasta la observación de los sacos gestacionales o vesículas embrionarias, que se pueden observar aproximadamente a los 17 o 18 días posovulación, cuando se lleva a cabo la implantación. Las vesículas embrionarias se aprecian en este periodo como estructuras esféricas anecóicas, con un diámetro de uno a dos mm, que en los días siguientes se alargan y se llenan de líquido anecóico, presentando reflejos especulares en los polos ventral y dorsal. A partir del día 21 posovulación, el embrión ya puede distinguirse como un punto hiperecoico de dos a tres mm; sin embargo, en algunas vesículas alargadas el embrión se observa hasta el día 23. El latido cardíaco se detecta generalmente en los días 23 a 25 y es posible medir la frecuencia cardiaca *in utero*, lo que sirve como estimador para valorar el sufrimiento fetal (**imagen 19.24**). La frecuencia cardiaca normal del feto debe ser de 200 a 230 latidos por minuto o al menos del doble que la frecuencia cardiaca de la madre.

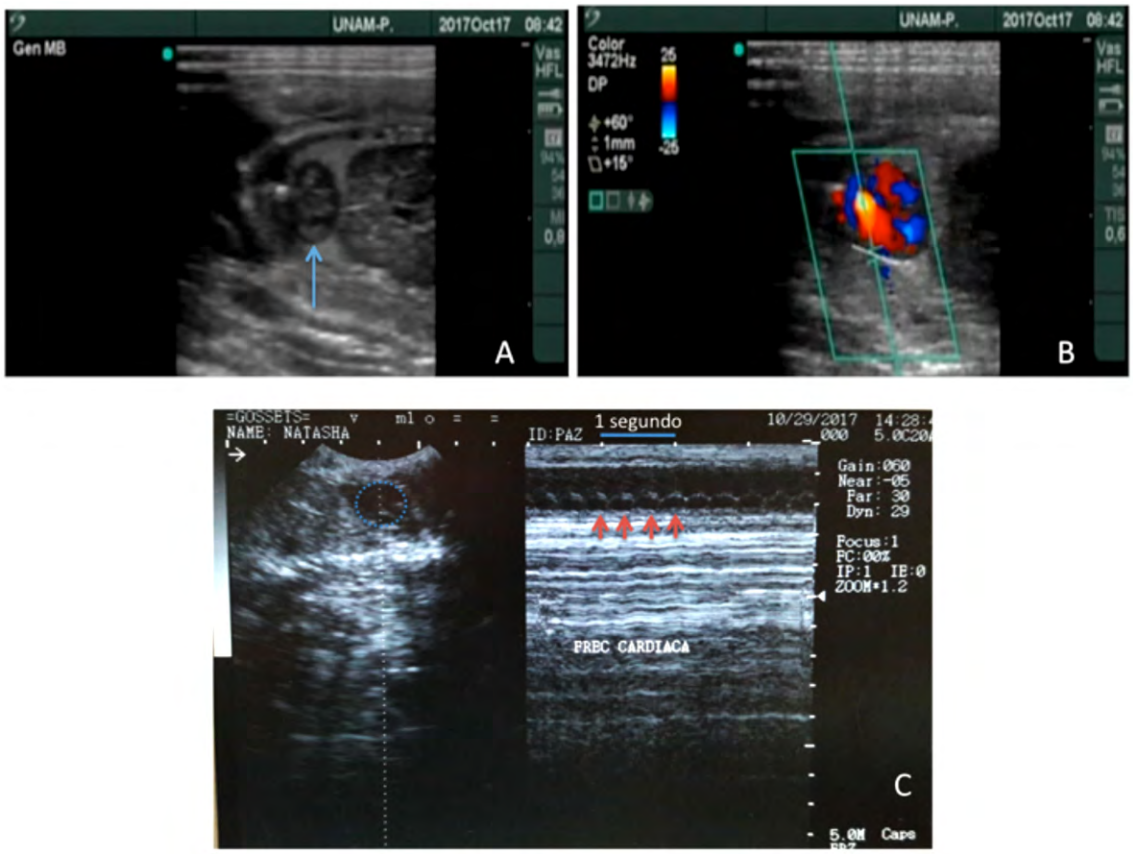


Imagen 19.24: A, corte transversal del tórax de un cachorro en una gestación avanzada en el que se observa el corazón (flecha azul); **B**, imagen del corazón de un cachorro por ultrasonografía Doppler de color, en la que se observa el flujo sanguíneo en las cámaras cardiacas; **C**, al utilizar el ultrasonido en modo B+M es posible medir la frecuencia cardiaca; delimitado con la línea azul se observa el corazón en el modo B, y en el lado derecho se aprecian los latidos cardiacos (flechas rojas) en el modo M, en este caso la frecuencia cardiaca del cachorro, al contabilizar los cuatro segundos mostrados, es de 180 latidos por minuto, lo que indica que el parto está próximo (Cortesía del M.M.V.Z. Rafael Paz Benito).

En el día 27 se puede identificar un segundo saco anecoico lleno de líquido y ventral al embrión que corresponde al alantoides. A medida que el alantoides crece, se distingue del saco vitelino. Las dos estructuras generalmente se pueden diferenciar porque la membrana del saco vitelino es más ecogénica y muestra claros dobleces, rodeando, finalmente, al alantoides aproximadamente entre los días 28 y 30 post-ovulación. El remanente del saco vitelino permanece claramente visible dentro de la cavidad amniótica a lo largo de la mitad de la gestación. A los 24 días postovulación se puede observar al amnios como otra estructura anecoica que rodea íntimamente al embrión.

Para los clínicos principiantes es recomendable verificar la presencia de los productos un poco después, alrededor de los 30 días de gestación, cuando éstos son de mayor tamaño, y es posible evitar falsos positivos. Alrededor del día 30 (entre los días 26 y 32) es posible diferenciar la cabeza y el cuerpo de embrión,

pero es hasta el día 35 que adquiere la forma fetal, el esqueleto se distingue con una densidad hiperecóica entre los días 34 y 39 aunque aún no se ha completado su osificación. En este momento también es posible observar la presencia de cachorros hidrópicos o con anasarca con gran cantidad de líquido contenido en diferentes cavidades corporales.

Determinación de la edad gestacional y fecha probable de parto: se han establecido varias medidas ecográficas que permiten conocer la edad aproximada de la gestación de la perra con gran precisión. La medida más exacta antes de los 40 días de gestación es el diámetro del saco gestacional, mientras que después de los 40 días es el diámetro de la cabeza o diámetro biparietal, determinado en un corte transversal. En este momento también se puede establecer la longitud cráneo-caudal del feto y el diámetro de la circunferencia corporal -establecido en un corte transversal a la altura del higado-, pero estas dos últimas medidas son menos exactas después de los 48 días de gestación, por salir del campo de observación del transductor.

Las fórmulas de England * que se usan con mayor frecuencia para conocer la edad de la gestación y predecir el parto son:

Antes de los 40 días de gestación (**imagen 19.25**)

EG = (DSG x 6) + 20
EG = edad gestacional ± 3 días
DSG = diámetro del saco gestacional (en cm)

EG = (LCC x 3) + 27
EG = edad gestacional ± 3 días
LCC = longitud cráneo caudal (en cm)

Después de 40 días de gestación (**imagen 19.26**)

EG = (DC x 15) + 20
DC = diámetro del cráneo, diámetro biparietal o diámetro cefálico (en cm)

EG = (DCC x 7) + 29
DCC = diámetro de la circunferencia corporal (en cm)

EG = (DC x 6) + (DCC x 3) + 3

Si ocurre una muerte embrionaria temprana, el embrión con sus membranas se reabsorben por completo. Cuando la muerte es alrededor del día 28 de gestación los hallazgos al ultrasonido son una reducción en el volumen de la vesícula, una ecogenicidad aumentada del líquido remanente; algunas veces se pueden identificar partículas flotando dentro del líquido alantoideo, así como la ausencia de latido cardiaco fetal, desintegración de la masa embrionaria y el colapso final de la vesícula. En estos casos el útero permanece ligeramente aumentado de tamaño y puede haber una pequeña cantidad de fluido luminal libre.

La muerte fetal se puede determinar por la ausencia de latido cardiaco y de movimientos fetales, y ocasionalmente es posible observar la presencia de gas intrauterino o intrafetal, cuando es un proceso séptico. En estos casos es importante determinar la causa de muerte y el aborto puede o no producirse días después de que los cachorros han muerto.

Se considera aborto cuando se produce la muerte fetal y hay descarga vaginal con la expulsión de material y líquido después del día 35 de la gestación. Los hallazgos a la ultraso-

* England *et al.*; Yeager *et al.* y Beck *et al.* En Nyland T Mattoon J. Diagnóstico ecográfico en pequeños animales. Todas las medidas se calculan en centímetros.

nografía de un aborto inminente son un incremento en la ecogenicidad de los líquidos alantoideo y amniótico con partículas ecogénicas, seguidas de una disminución o ausencia de latido cardiaco fetal y ocasional engrosamiento de la pared uterina, como el que se observa en una perra posparto. Después del aborto la revisión ultrasonográfica es de utilidad para determinar la presencia de fetos retenidos, así como la integridad y contenido uterino.

Al realizar una revisión posparto en los primeros cuatro a cinco días, el útero permanece con líquido y un diámetro de uno a 2.8 cm de diámetro, con una pared gruesa hiperecóica. La involución uterina debe completarse en los siguientes 25 días, lapso en el que se observa una disminución del tamaño y la ecogenicidad, hasta alcanzar las características que tenía previo a la gestación.

Evaluación Ultrasonográfica de la Cerda

Para el diagnóstico de gestación en los porcinos, se emplea el ultrasonido de tiempo real con transductores sectoriales (3.5 a cinco MHz) o más comúnmente con instrumentos doppler. En ambos casos el transductor se coloca en la región abdominal a la altura del segundo pezón (de caudal a craneal) y se dirige en un ángulo de 45° hacia arriba, hacia el frente, y en dirección al miembro delantero del lado opuesto. Con estos métodos, el diagnóstico de gestación se puede realizar desde el día 25.

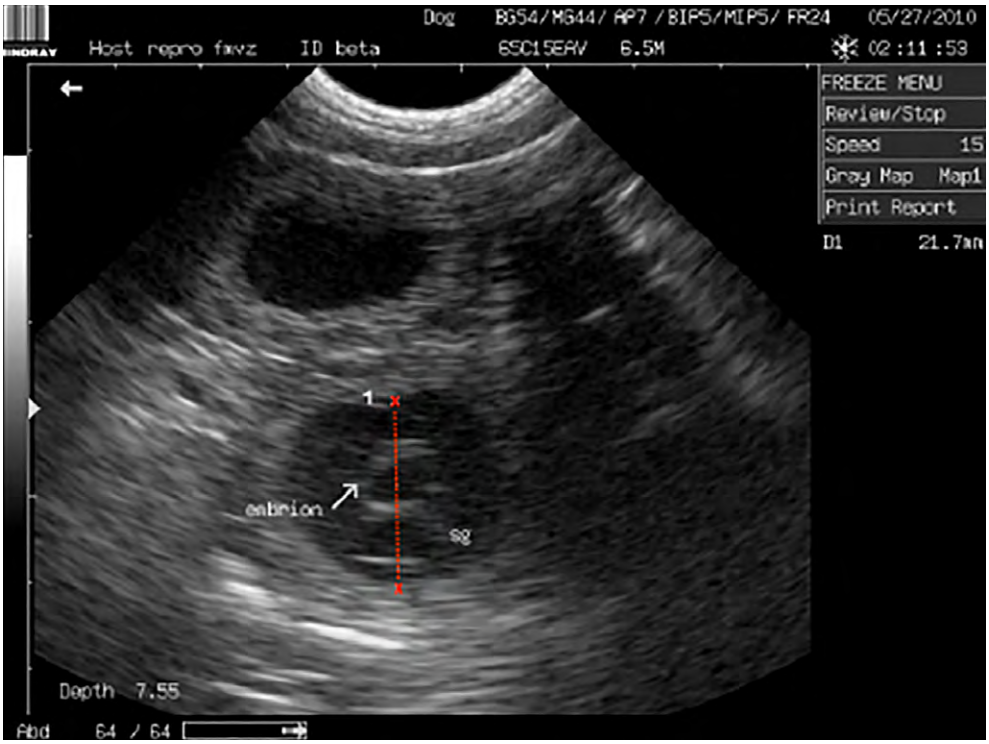


Imagen 19.25: medida del saco gestacional antes de los 40 días de gestación. Se observa un saco de 2.17 cm, con lo que se estima una gestación de 33 ± tres días (Cortesía del M.M.V.Z. Rafael Paz Benito).

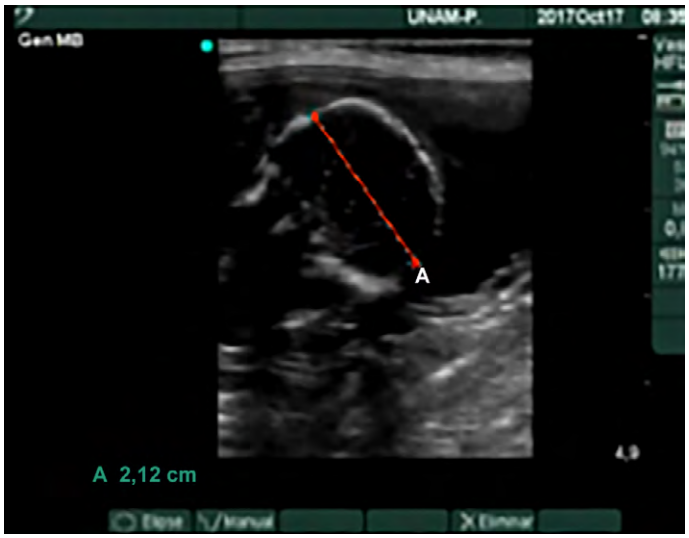


Imagen 19.26: medida del diámetro cefálico después de los 40 días de gestación. Se observa un diámetro de 2.12 cm. Se estima una gestación de 51.8 ± tres días (Cortesía del M.M.V.Z. Rafael Paz Benito).

Referencias

- Abou M, Maghraby E, Roos E. Assesment of reproductive performance in mares using diagnostic ultrasound. Assiut Veterinary Medical Journal. 2000; 42(84): p. 297-309.
- Badinga L, De La Sota R, Lucy M, Savio J, Thatcher W. Factors that affect ovarian follicular dynamics in cattle. Journal of Animal Science. 1992; 70(11): p. 3615-3626.
- Baker A, DuBose T. Acoustic doppler shifts in medicine. Applied Acoustics. 2007; 68(3): p. 240-244.
- Barr. F, Gaschen L. Manual of canine and feline ultrasonography. 1st ed. England: British Small Animal Veterinary Association; 2011.
- Baxter S, Ward W. Incidence of fetal loss in dairy cattle after pregnancy diagnosis using an ultrasound scanner. Veterinary Record. 1997;(140): p. 287-288.
- Beccaglia M, Alonge S, Trovo C, Luvoni G. Determination of gestational time and prediction of parturition in dogs and cats: an update. Journal of Reproduction in Domestic Animals. 2016; 51(S1): p. 12-17.
- Beerepoot G, Dykhuizen A, Mielen M, Schukken Y. The economics of naturally occurring twinning in dairy cattle. Journal of Dairy Science. 1992; 75(4): p. 1044-1051.
- Bergfelt D, Ginther O, Kastelic J. Ultrasonic detection of the conceptus and characterization of intrauterine fluid on days 10 to 22 in heifers. Theriogenology. 1991; 32(3): p. 569-581.
- Bierschwal C, Elmore R, Martin C, Oqwu D, Sharp A, Vaillancourt D, *et al*. Correlation between pregnancy diagnosis by membrane slip and embryonic mortality. Journal of the American Veterinary Medical Association. 1979; 175(5): p. 466-468.
- Burk R, Feeney D. Small animal radiology and ultrasonography. 2nd ed. St. Louis Missouri: Saunders Co.; 2003.

- Concannon P. Reproductive cycles of the domestic bitch. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 200-10.
- Couthard H. Ultrasound diagnosis of pregnancy in cattle. Veterinary Research. 1994; 16(134): p. 427-428.
- Curran S, Ginther O. Ultrasonic fetal gender diagnoses during months 5 to 11 mares. Theriogenology. 1993; 40(6): p. 1127-1135.
- Curran S, Kastelic J, Ginther O. Determining sex of the bovine fetus by ultrasonic assessment of the relative location of the genital tubercle. Animal Reproduction Science. 1989; 19(3-4): p. 217-227.
- Curran S, Pierson W, Ginther O. Ultrasonographic appearance of the bovine. Journal of the American Veterinary Medical Association. 1986; 189(10): p. 1295-1302.
- Davis M, Haibel G. Use of real-time ultrasound to identify multiple fetuses in beef. Theriogenology. 1993; 40(2): p. 373-382.
- Dennis R, Kirberger R, Barr F, Wrigley R. Handbook of small animal radiology and ultrasound, techniques and differential diagnoses. 2nd ed. China: Elsevier Hartcourt Publishers; 2010.
- Dorraine W. Management of twin pregnancy in mares. Compendium on continuing education for the practicing veterinarian. 1996; 18(7): p. 808-811.
- Farin P, Youngquist R, Parfet J, Garverick H. Diagnosis of follicular cysts in dairy cows by sector scan ultrasonography. Theriogenology. 1990; 34(4): p. 633-642.
- Fricke P, Wiltbank M. Effect of milk production on the incidence of double ovulation in dairy cows. Theriogenology. 1999; 52(7): p. 1133-1143.
- Fritsch R, Gerwing M. Ecografía de Perros y Gatos. 1a ed. Zaragoza: Acribia S.A.; 1996.
- Ginther O, Griffin P. Natural outcome and ultrasonic identification of equine fetal twins. Theriogenology. 1994; 41(5): p. 1193-1194.
- Ginther O, Griffin P. Research applications of ultrasonic imaging in reproductive biology. Journal of Animal Science. 1992; 70(3): p. 953-972.
- Ginther O, Pierson R. Ultrasonic imaging of the ovaries and uterus in cattle. Theriogenology. 1988; 29(1): p. 21-37.

- Ginther O, Pierson R. Ultrasonography for detection of pregnancy and study of embryonic development in heifers. Theriogenology. 1984; 22(2): p. 225-233.
- Ginther O. Ultrasonic imaging and animal reproduction Cross Plains: Equiservices Publishing; 1995.
- Ginther O. Ultrasonic Imaging and Reproductive Events in the Mare. 3rd ed. Cross Plains: Equiservice; 1986.
- Goddard P. Ecografía Veterinaria. 1a ed. Zaragoza: Acribia S.A.; 2000.
- Han M, Hurd D. Practical Guide to Diagnostic Imaging: Radiography and Ultrasonography. 3rd ed. Philadelphia: American Veterinary Publication; 1994.
- Kähn W. Veterinary reproductive ultrasonography. 1st ed. Germany: Schlütersche Verlagsgesellschaft. Co.; 2004.
- Kealy J, McAllister H, Graham J. Radiology and Ultrasonography of the dog and cat. 5th ed. St. Louis Missouri: Saunders Co.; 2011.
- Nyland T, Mattoon J. Diagnóstico ecográfico en pequeños animales. 2da ed. España: Multimedica Vet; 2004.
- Reimer M. Atlas of Equine Ultrasonography Maryland Heights: Mosby; 1998.

20

Capítulo 20

Bovinos productores de leche

Joel Hernández Cerón

Capítulo 20
Bovinos productores de leche

Joel Hernández Cerón

Introducción

La meta global del manejo reproductivo en el ganado lechero es lograr que las vacas tengan un intervalo entre partos de 13 meses o 400 días. Para alcanzar esta meta, se requiere que el médico veterinario atienda tres frentes con el propósito de que las vacas estén en condiciones óptimas para recibir su primera inseminación en el día 50 posparto. Primero, se verificará que las vacas esten ciclando regularmente; segundo, corroborar que el útero haya completado su involución y, tercero, observar que la vaca sea detectada cuando muestre el celo. Además, una vez que comienza el programa de inseminación, es necesario hacer un diagnóstico temprano de la gestación con el fin de identificar a las vacas no gestantes (vacías) para reintegrarlas al programa de servicios. La realización fructífera de esta decripción parece fácil, pero lograr estas metas en los hatos lecheros de manejo intensivo requiere de un trabajo sistemático y bien dirigido.

Los campos en los cuales trabaja el médico veterinario dedicado a la reproducción en el ganado lechero son: diagnóstico y tratamiento de patologías las del puerperio; manejo de las vacas anéstricas, y diagnóstico de gestación. En este capítulo se describirá un programa básico de manejo de la reproducción en el ganado lechero.

Diagnóstico y Tratamiento de las Patologías del Puerperio

Como ya se describió en capítulos anteriores, durante el puerperio ocurren dos procesos fundamentales para la reproducción: la involución uterina y el inicio de la actividad ovárica posparto. Después de la expulsión del becerro, la vaca debe eliminar la placenta en las siguientes 12 h. Más tarde, el útero comienza con el proceso de involución, el cual debe completarse a más tardar en el día 40 posparto. Algunas patologías retrasan la involución uterina y, por consiguiente, alargan el intervalo del parto al primer servicio. A continuación se describirán las más importantes.

Retención de la placenta

Cuando la placenta no es expulsada en las primeras 24 h después del parto, se considera como patología (**imagen 20.1**). La retención placentaria (RP) es una alteración frecuente del puerperio, la cual debe ser considerada como un signo clínico de diversas condiciones que pueden tener su origen en problemas de tipo infeccioso (abortos), metabólico (hipocalcemia, cetosis, síndrome de la vaca gorda), deficiencias nutrimentales (antioxidantes como el selenio y la vitamina E) y errores de manejo (asistencia indebida durante los partos).

La incidencia de la RP varía entre el cinco y el 15 % y depende, en gran parte, del estado de salud y manejo del hato (**imagen 20.2**). La RP es el principal factor de riesgo de las infecciones uterinas (metritis puerperal, metritis, endometritis y endometritis subclínica); también ocasiona un retraso del periodo del parto a la concepción y se asocia con una reducción del porcentaje de concepción en el primer servicio.

En términos económicos se ha determinado que la RP causa pérdidas importantes debidas principalmente a los costos de los servicios médicos, al incremento en la tasa de eliminación de animales, a la disminución de la fertilidad y a la disminución de la producción.



Imagen 20.1: las vacas eliminan la placenta en las siguientes 12 h posparto. En los establos modernos, las vacas paren en compañía de otras vacas que están en el mismo estado reproductivo. Este manejo ha disminuido la incidencia de retención placentaria (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 20.2: vaca con retención placentaria. En la práctica clínica, las fallas en la eliminación de la placenta en las siguientes 24 h posparto se consideran como una patología (Dr. Joel Hernández Cerón).

La patogenia de la RP explica que durante la gestación, la placenta está unida al endometrio mediante las vellosidades coriónicas, las cuales se fijan a las carúnculas del útero (unión carúncula-cotiledón). La unión entre estas estructuras se favorece con la colágena y otras proteínas. Antes y durante el parto, se observa un incremento de la actividad de las enzimas proteolíticas, las cuales se encargan de separar el cotiledón de la carúncula. Después, la placenta se elimina mecánicamente por las contracciones uterinas después de la expulsión del becerro.

La etiología y patogenia de la RP no se conoce. Se propone que pudiera existir una falla de los mecanismos enzimáticos encargados de separar el cotiledón de la carúncula, ya que se ha observado que la actividad de la colagenasa en el cotiledón es mayor en las vacas que no retienen la placenta que en las que sí lo hacen. Algunos factores de riesgo de la RP podrían estar entonces relacionados a la disminución de la actividad de la colagenasa. Las condiciones de origen infeccioso que pueden causar abortos y que provocan procesos inflamatorios en la unión carúncula-cotiledón pueden también impedir la separación de la placenta (**imagen 20.3**).



Imagen 20.3: el aborto es el principal factor de riesgo de la retención placentaria en los hatos lecheros (Dr. Joel Hernández Cerón).

Existen diversos tratamientos como la remoción manual de la placenta en combinación con la aplicación local de antibióticos (infusiones intrauterinas) y la administración de productos hormonales (oxitócicos y $PGF_2\alpha$). La eficacia de estos tratamientos es causa de controversia.

La remoción manual de la placenta es el tratamiento más popular; sin embargo, puede tener efectos negativos si se introduce la mano hasta el útero para intentar separar los cotiledones de las carúnculas. Cualquier manipulación del endometrio disminuye la capacidad fagocitaria de los leucocitos uterinos, lo que resulta en una metritis más severa, mayor retraso de la involución uterina y un bajo desempeño reproductivo.

Antes de proceder a la separación manual, se recomienda esperar entre 48 y 72 h después del parto para permitir la descomposición del tejido que mantiene fija a la placenta. Una vez agotado ese lapso, una ligera tracción de la placenta es suficiente para retirarla sin consecuencias. Es necesario señalar que las vacas con RP son susceptibles de desarrollar metritis puerperal, por lo tanto deben vigilarse cada dia por si llegaran a presentar fiebre. Todas las vacas con RP, además, deben integrarse de inmediato al programa de revisiones posparto. La administración de antibióticos depende del estado general de la vaca, pero si se decide utilizarlos, se recomienda elegir la vía parenteral en vez de la intrauterina, ya que con esta última se provoca la irritación del endometrio, lo cual se asocia con la exacerbación del proceso infeccioso.

Los tratamientos hormonales orientados a estimular la movilidad uterina (oxitocina, estrógenos y $PGF_2\alpha$) son de utilidad incierta. Se debe recordar que la causa menos frecuente de la RP es la incapacidad mecánica del útero para expulsar la placenta.

Las estrategias de prevención de esta patología deben estar orientadas a reducir los factores de riesgo. Así, se debe disminuir la incidencia de abortos mediante programas eficaces de vacunación y bioseguridad; evitar periodos secos muy largos para que las vacas no lleguen obesas al parto; intervenir lo menos posible en los partos, y si se asiste, se debe hacer con estrictas medidas de higiene; ofrecer sales minerales de buena calidad y administrar antioxidantes antes del parto (vitamina E, selenio y beta carotenos). La utilización de $PGF_2\alpha$ como tratamiento preventivo puede favorecer la eliminación de la placenta, si se administra una inyección dentro de las 12 h siguientes al parto y la segunda 48 h después.

Piometra

Esta patología se desarrolla en las vacas que ovulan en los primeros 20 días posparto y que concomitantemente padecen una infección uterina. La progesterona, bajo estas condiciones, favorece la proliferación bacteriana y cierra el cérvix, lo que ocasiona la acumulación de exudado purulento en el útero. Los cambios producidos en el endometrio alteran la secreción de la $PGF_2\alpha$, lo que resulta en la persistencia del cuerpo lúteo y el anestro. Las vacas con piometra responden muy bien al tratamiento con $PGF_2\alpha$; la primera inyección al momento del diagnóstico y la segunda 14 días después, disminuye el periodo de recuperación.

Infecciones uterinas

Alrededor de 95% de las vacas desarrolla alguna infección uterina (contaminación

bacteriana) durante los primeros días posparto; sin embargo, en la mayoría de los casos las bacterias se eliminan mediante los mecanismos de defensa y solamente un 30 a un 50 % de los animales desarrollan metritis o endometritis dentro de las tres primeras semanas. Las bacterias más frecuentes encontradas en procesos inflamatorios en útero son: *Trueperella pyogenes* (antes: *Arcanobacterium pyogenes, Actinomyces pyogenes y Corynebacterium pyogenes*), *Fusobacterium necrophorum y Escherichia coli*. Estas tres bacterias actúan sinérgicamente.

En los hatos lecheros es común encontrar que entre el 20 y el 30 % de las vaquillas y entre el 15 y el 20 % de las vacas reciben asistencia de diferente grado durante el parto; además, la elevada incidencia de partos gemelares ha incrementado la frecuencia en la que se lleva a cabo la revisión por vía vaginal de las vacas después de la salida de la cría, para tener la certeza de que no haya otro becerro.

Es pertinente reiterar que la fuente de contaminación primaria del útero es la mano del partero, las cadenas obstétricas o los lazos utilizados para la tracción (**imagen 20.4**). La manipulación de la mucosa uterina afecta negativamente la migración y la actividad fagocitaria de los neutrófilos, lo cual incrementa la susceptibilidad de las vacas a las infecciones y retrasa el tiempo de eliminación de la infección.



Imagen 20.4: el origen de la contaminación primaria del útero es la mano del partero, las cadenas obstétricas o los lazos utilizados para la tracción (Dr. Joel Hernández Cerón).

La metritis puerperal es frecuente en las vacas que tuvieron retención placentaria. Esta patología se observa en las primeras tres semanas posparto y se caracteriza por un retraso en la involución uterina y por la presencia de secreciones acuosas que son abundantes, fétidas y de un color que va del rojo al gris. Las vacas afectadas muestran signos de enfermedad sistémica (toxemia y fiebre > 39.5 °C).

La metritis es el proceso inflamatorio que involucra a las diferentes capas del útero (mucosa, muscular y serosa). Esta afección se presenta en los primeros 21 días posparto y se caracteriza por retraso en la involución uterina y secreciones purulentas sin signos de enfermedad sistémica.

La endometritis se refiere a la inflamación de la mucosa uterina; clínicamente se caracteriza por un retraso de la involución uterina y por la eliminación de exudado purulento o mucopurulento. Puede presentarse en los primeros 21 días posparto o más tarde, sin mostrar afectación en el estado general.

Cabe señalar que la diferenciación entre metritis y endometritis puede resultar difícil en la práctica clínica, por lo que el manejo es similar.

La endometritis subclínica se presenta entre los 30 y los 40 días posparto, no hay signos externos y sólo se diagnóstica mediante citologías uterinas. Esta condición afecta entre el 20 y el 40 % de las vacas. Los animales con endometritis subclínica (ES) tienen menor porcentaje de concepción en el primer servicio que las vacas sanas (25 % *vs* 35 %, con ES y sanas, respectivamente). Los factores de riesgo identificados de ES son: la retención placentaria, metritis y endometritis.

El diagnóstico de las infecciones uterinas se basa en la evaluación uterina mediante la palpación transrectal en la cual se revisa el grado de involución y las características de las secreciones. Además, es necesaria una evaluación clínica general, ya que las vacas con metritis llegan a presentar fiebre durante los primeros 10 días posparto.

Otra forma de establecer el diagnóstico es mediante vaginoscopía, este método permite tanto la observación del cérvix como de las secreciones uterinas. Existe un instrumento (Metricheck) que se introduce por la vagina y tiene en el extremo una campana atraumática, o cono, que permite la obtención rápida de las secreciones uterinas (**imagen 20.5**).

El impacto de las infecciones uterinas (metritis y endometritis) radica en que aumentan el periodo del parto a la concepción; disminuyen el porcentaje de concepción al primer servicio; aumentan el porcentaje de animales de desecho; disminuyen la tasa de vacas inseminadas y disminuyen la producción (300 kg menos en la lactancia que las vacas no afectadas). Afectan el periodo del parto a la primera ovulación.

La endometritis subclínica disminuye el porcentaje de concepción en el primer servicio. En las vacas con metritis o endometritis la infección puede ascender a los oviductos y provocar inflamación, obstrucción y adherencias. Este proceso es más frecuente en las vacas que reciben inyecciones de estrógenos (ver abajo la sección de tratamientos hormonales) (**imagen 20.6**).

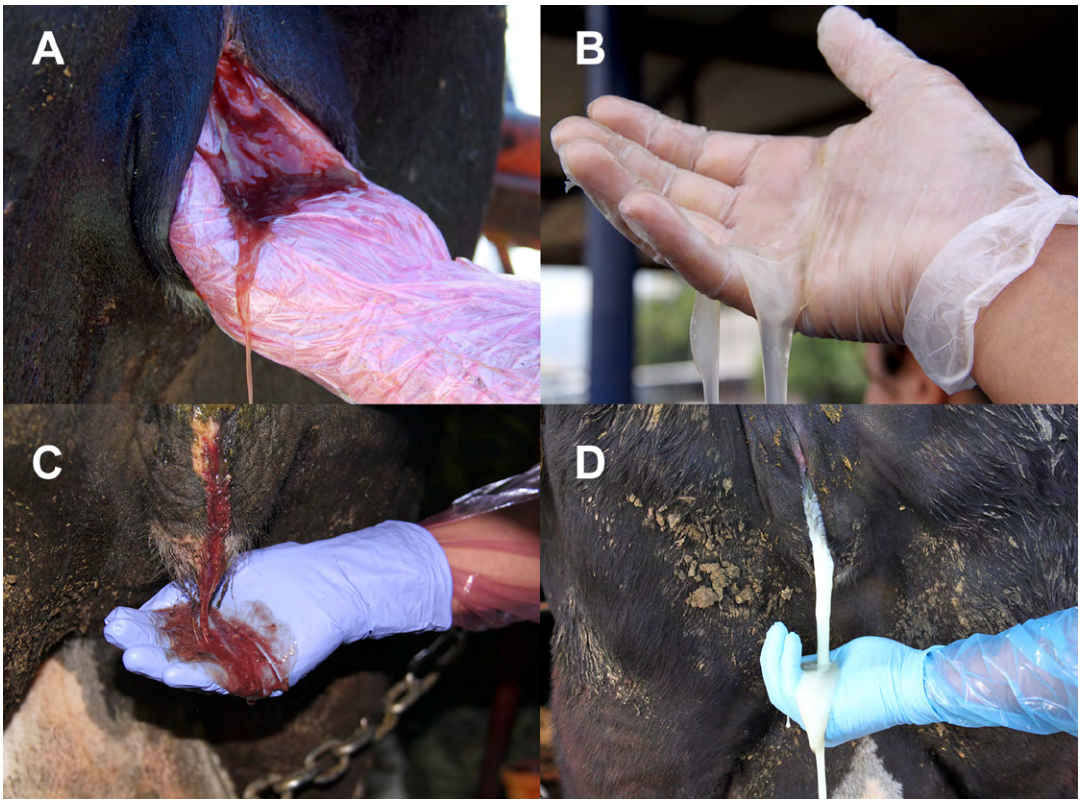


Imagen 20.5: secresiones uterinas en vacas. **A**, loquios normales en el día 10 posparto; son viscosos, sin olor y de color rojo; **B**, 20 días posparto con puerperio normal; es una secreción mucosa con restos de exudado purulento; **C**, metritis puerperal; las secreciones son acuosas, abundantes, fétidas y su color puede variar de gris a rojo; **D**, metritis o endometritis; las secreciones son mucopurulentas, sin olor y el estado general de la vaca es normal (Dr. Joel Hernández Cerón).

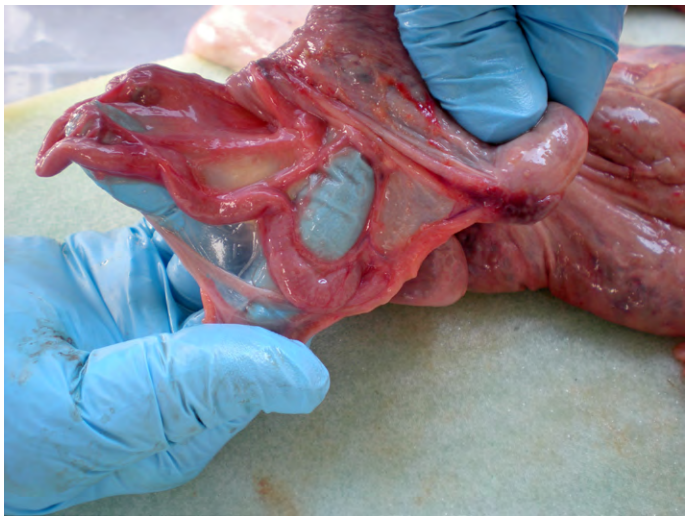


Imagen 20.6: salpingitis. Esta patología puede ser consecuencia de las infecciones uterinas y se puede desarrollar en las vacas por el uso de estrógenos durante el puerperio (Dr. Joel Hernández Cerón).

Para evitar el efecto negativo de las infecciones uterinas en la eficiencia reproductiva es necesario el diagnóstico y el tratamiento oportunos. Existen diferentes tratamientos para la metritis y la endometritis, tales como el uso de antibióticos por vía sistémica o intrauterina, las infusiones intrauterinas de sustancias antisépticas, y la administración de hormonas.

Los tratamientos intrauterinos con antibióticos se han utilizado durante muchos años y son una opción, siempre y cuando se considere que el útero es un medio anaerobio, hay presencia de exudados y tejidos en descomposición, o existe una gran diversidad de bacterias.

Al ser el útero un medio anaerobio, los antibióticos del grupo de los aminoglicósidos no son activos, puesto que necesitan oxígeno. La acumulación de exudado purulento y desechos de tejidos en el útero inhiben la actividad de las sulfonamidas. Los nitrofuranos son efectivos contra *T pyogenes* sólo cuando se utilizan dosis extraordinariamente altas; las dosis habituales nunca llegan a alcanzar la concentración mínima inhibidora en el endometrio; además, no son activos en presencia de sangre o exudado purulento, son irritantes y se asocian con problemas de fertilidad.

La penicilina por vía intrauterina o parenteral es eficaz para resolver problemas de metritis y endometritis, se recomienda la vía parenteral. Las formulaciones intrauterinas de cefalosporinas (cefapirina benzatínica) son eficaces y no es necesario retirar la leche.

La tetraciclina es el antibiótico más utilizado debido a su amplio espectro y porque mantiene su actividad en las condiciones del útero posparto; no obstante, la probabilidad de resistencia bacteriana es alta debido a que ha sido empleada continuamente durante muchos años, además ocasiona daño en el endometrio y disminuye la fertilidad. La administración parenteral de los antibióticos para el tratamiento de las infecciones uterinas tiene ventajas si se compara con la vía intrauterina (**Imagen 20.7**), ya que el fármaco se distribuye mejor en el útero y se evitan daños en el endometrio.



Imagen 20.7: las infusiones con sustancias irritantes como la oxitetraciclina, pueden ocasionar necrosis del endometrio y su uso por esta vía se asocia con una baja fertilidad (Dr. Joel Hernández Cerón).

El problema más importante en el uso de antibióticos radica en fijar un criterio que determine cuáles son los animales que verdaderamente necesitan esta terapia. En los casos de metritis puerperal no hay duda, estas vacas requieren necesariamente de tratamientos con antibióticos por vía sistémica o intrauterina; sin embargo, en los casos de metritis y endometritis tomar la decisión es difícil, ya que muchas vacas se curan sin ninguna intervención clínica. En la práctica, antes de administrar antibióticos a las vacas, se deben considerar algunos factores: las características de las secreciones uterinas, los días posparto, el inicio de la actividad ovárica, la presencia de fiebre y la condición corporal (**imagen 20.8**).

En la práctica, es frecuente el uso de hormonales; la administración de estrógenos en casos de metritis, en particular cuando el útero retiene mucho líquido. Se conoce que los estrógenos en condiciones fisiológicas favorecen la contractibilidad uterina y auxilian en la eliminación de las infecciones; sin embargo, en dosis farmacológicas el efecto es negativo. La administración de estrógenos puede contribuir a que las infecciones asciendan a los oviductos y provoquen salpingitis y adherencias ováricas.

Otra práctica empleada con frecuencia, es un programa basado en la administración sistemática de $PGF_2\alpha$ a todas las vacas cada 14 días a partir del día 25 a 30 posparto. La luteólisis ocasionada por la $PGF_2\alpha$ favorece la eliminación de las infecciones uterinas al acortar el periodo de influencia de la progesterona y promueve la fase estrogénica del ciclo estral. Cabe recordar que la progesterona suprime los mecanismos de defensa uterinos mientras que los estrógenos los activan. El tratamiento repetido con $PGF_2\alpha$ cada 14 días durante el puerperio favorece además la involución del útero.



Imagen 20.8: el uso de antibióticos aun por vía intrauterina obliga a la separación de la leche de las vacas tratadas. Existen formulaciones de cefalosporinas eficaces para resolver la metritis y la endometritis con "cero días de retiro", es decir, no es necesario separar la leche (Dr. Joel Hernández Cerón).

Manejo de las Vacas Anéstricas

El periodo voluntario de espera son los días que transcurren desde el parto hasta que se comienza a inseminar a las vacas. Este periodo es arbitrario y fluctúa entre los 40 y los 70 días; el más frecuente es de 50 días. La probabilidad de que la vaca sea inseminada oportunamente depende de la eficiencia de la detección de estros, y es común que la mitad de las vacas que muestran estro no sean observadas por los trabajadores. Este es el factor más importante por el cual las vacas no se inseminan después del periodo voluntario de espera (**imagen 20.9**).

Hay vacas que por causas patológicas o por su estado metabólico continúan en anestro después de que termina el periodo voluntario de espera. Para identificar las causas de la ausencia de estros, todas las vacas que no hayan sido inseminadas en los primeros 60 días posparto, se deben revisar por vía transrectal para aplicar el tratamiento o manejo pertinentes. Durante este examen debe ponerse especial atención en las características del útero y en las estructuras ováricas, ya que de ello depende el manejo subsiguiente.



Imagen 20.9: la detección de estros es la práctica más importante del manejo reproductivo en el ganado lechero. Por errores de manejo, los trabajadores sólo detectan al 50% de las vacas que muestran conducta estral (Dr Joel Hernández Cerón).

El examen comienza por el útero. Es importante determinar si no hay gestación. Después se evalúa su consistencia que puede ser normal, edematosa o turgente. Después, se procede a palpar los ovarios, comenzando con el derecho, seguido por el izquierdo. El registro de los hallazgos del examen se realiza mediante claves reproductivas (**imagen 20.10**). A continuación se describen los diferentes hallazgos que se pueden encontrar y su tratamiento o manejo.



Imagen 20.10: el registro de la información de sucesos reproductivos y de los hallazgos durante el examen ginecológico de la vaca es esencial para los programas de manejo. Un método eficaz para el registro de la información es la tarjeta individual (Dr. Joel Hernández Cerón).

Claves utilizadas

UN DCL IF10. Útero normal (UN) con un cuerpo lúteo (CL) en el ovario derecho y un folículo (F) en el ovario izquierdo (IF) de 10 mm de diámetro. La consistencia normal del útero (se considera normal cuando no hay edema o turgencia) se encuentra en vacas no gestantes durante el diestro, o en vacas que están en anestro. El CL indica que la vaca está en cualquier día del diestro y obviamente que está ciclando. Algunos clínicos de la reproducción

llegan a hacer una estimación del tamaño o grado de madurez del cuerpo lúteo y lo registran como CL_1, CL_2 o CL_3. El hallazgo más relevante en estas vacas es la presencia del cuerpo lúteo, lo cual permite el tratamiento con la $PGF_2\alpha$, lo que a su vez resulta en la presentación del estro en las siguientes 48 a 120 h (**imagen 20.11**).

La presencia de un cuerpo lúteo es el estado fisiológico que se encuentra con mayor frecuencia en el grupo de vacas que son consideradas como anéstricas, primero porque paradójicamente la mayor proporción de las vacas en "anestro" está ciclando (anestro funcional o falso anestro) y en segundo lugar, porque el diestro abarca el 65% del total de los días comprendidos en el ciclo estral.

UE DCL1 IF10-15. Útero edematoso (UE) con un cuerpo lúteo pequeño en el ovario derecho (DCL1) y un folículo de 10 a 15 mm de diámetro en el ovario izquierdo. El útero edematoso se puede encontrar en el proestro y en el metaestro. La presencia del CL_1 y de un folículo grande indica que se trata de una vaca que muy probablemente se encuentra en proestro. La diferencia entre un CL_1 y un CL_2 o un CL_3 es básicamente su tamaño; un CL_1 es una estructura pequeña que posee consistencia dura. Las vacas que tienen estas características deben ser marcadas para que los trabajadores les pongan atención, ya que pueden presentar celo en las siguientes 48 a 72 h. Si la vaca no muestra estro en ese periodo, se deberá palpar en la siguiente semana.

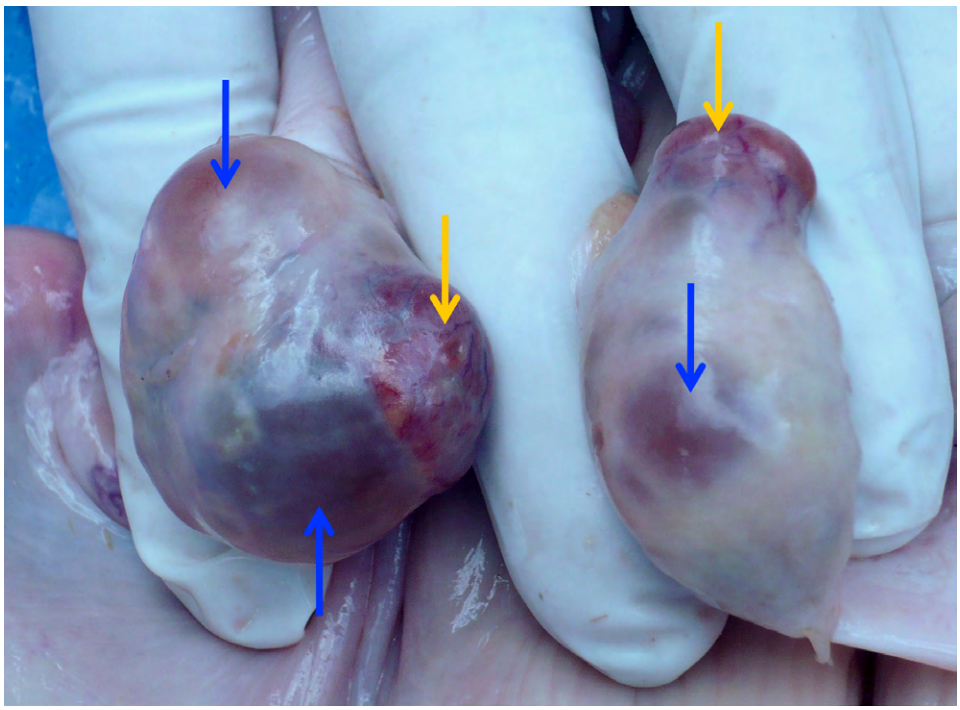


Imagen 20.11: ovarios de una vaca en diestro (días 6 al 17 del ciclo). En ambos ovarios se observan folículos grandes (flecha azul) y cuerpos lúteos (flecha amarilla). Es frecuente encontrar vacas con dos o más cuerpos lúteos. El manejo de una vaca que esté en diestro es la inyección de $PGF_2\alpha$ (Dr. Joel Hernández Cerón).

UT DE IF10 ó 15. Útero turgente o con tono (UT), ovario derecho estático (DE) y ovario izquierdo con un folículo de 10 o 15 mm de diámetro. Estos hallazgos, en conjunto con la presencia de moco estral, corresponden a una vaca en estro. Con frecuencia cuando se palpa a las vacas del grupo de anestro se encuentran vacas en celo; estas vacas se deben inseminar en el momento en el que son detectadas (**imagen 20.12**).

UE DE IE. Útero con edema y ovarios estáticos. Estas observaciones pueden corresponder a una vaca en metaestro, pero existe un margen de error, ya que también puede tratarse de un animal en proestro. Un hallazgo que permite ser más acertado en el diagnóstico es la presencia de sangre en el moco, que indica con certeza que la vaca está en metaestro; sin embargo, no todas las vacas en metaestro presentan este sangrado. Las vacas con edema y ovarios estáticos se deben palpar siete días después de la primera evaluación, para confirmar o corregir el diagnóstico. Si éste fue correcto, en el segundo examen se encontrará un CL.

UE DCH IF10. Útero con edema, ovario derecho con un cuerpo hemorrágico (CH) y ovario izquierdo con un folículo de 10 mm de diámetro. Estas observaciones corresponden a una vaca en metaestro. El cuerpo hemorrágico se considera como la fase de transición entre el folículo y el cuerpo lúteo; es decir, es un cuerpo lúteo inmaduro (**imagen 20.13**). El CH se palpa como una estructura con una saliente en forma de papila y es muy suave al tacto. Será necesario esperar 4 o 5 días para que se convierta en un cuerpo lúteo maduro que pueda ser destruido con la $PGF_2\alpha$. En la rutina, estas vacas se palpan en la siguiente revisión, siete días después.



Imagen 20.12: ovario con un folículo preovulatorio (flecha azul). Los folículos preovulatorios en la vaca miden entre 15 y 20 mm de diámetro y a la palpación se sienten como estructuras esféricas de paredes delgadas, que al presionarse fluctúan. La palpación del un folículo preovulatorio aunada a la presencia de turgencia uterina y de moco cervical, indican que la vaca está en estro (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 20.13: ovario con un cuerpo hemorrágico (flecha roja) (día cuatro a cinco del ciclo estral). El cuerpo hemorrágico es de consistencia suave y en los primeros días, si se presiona, tiende a desaparecer dentro del estroma y al retirar la presión de nuevo se siente (Dr Joel Hernández Cerón).

UN DE IE. Útero normal y ovarios estáticos o lisos. Estos hallazgos caracterizan a las vacas que están en anestro verdadero. Puede haber folículos pequeños, ya que las vacas en anestro presentan oleadas foliculares. Las vacas caen en anestro principalmente por encontrarse en balance negativo de energía; este problema es más grave en vacas de primer parto. El único tratamiento efectivo consiste en mejorar su estado metabólico. Los tratamientos hormonales no funcionan si no se resuelve primero su estado nutricional (**imagen 20.14**).

UN DQF IE. Útero normal, quiste folicular (QF) en el ovario derecho y ovario izquierdo estático. Aunque la signología clásica de las vacas con quistes foliculares dice que presentan estros recurrentes, el signo más frecuente es el anestro. El tratamiento consiste en la administración de GnRH o de hCG.

Piometra DCL IF. La piometra es una condición que se presenta principalmente en los primeros 30 días posparto; sin embargo, en la revisión de las vacas anéstricas se llegan a encontrar vacas con esta patología. El tratamiento indicado consiste en la administración de $PGF_2\alpha$.

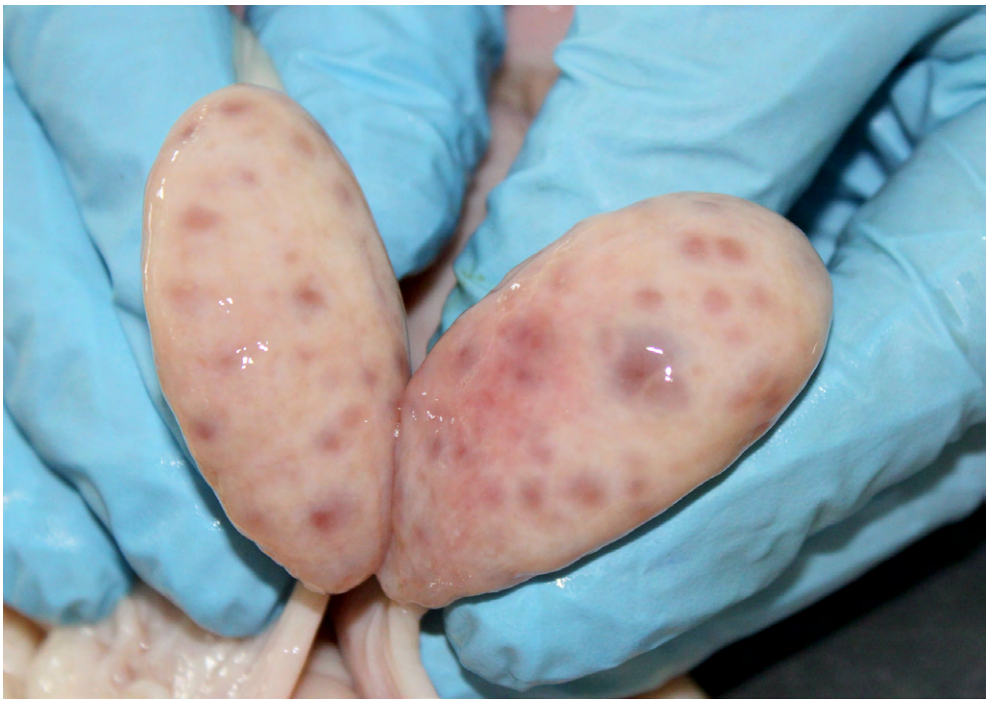


Imagen 20.14: ovarios estáticos o lisos que caracterizan a las vacas que están en anestro verdadero. Puede haber folículos pequeños, ya que las vacas en anestro presentan oleadas foliculares (Dr. Joel Hernández Cerón).

Ayudas para Incrementar la Eficiencia en la Detección de Estros

El falso anestro se caracteriza porque la vaca está ciclando regularmente, muestra estro, pero no es detectada por los trabajadores. Lo cual obedece principalmente a la carencia de personal en el establo dedicado a esta actividad. También es común que se combine la detección de calores con otras actividades del establo, por lo que no se presta una atención constante a los animales. Se cuenta afortunadamente con herramientas o ayudas para incrementar la eficiencia en la detección de estros. A continuación se describen las más utilizadas.

Podómetros

El fundamento de esta herramienta radica en que la vaca camina más durante la etapa de estro que en las otras etapas del ciclo estral. El podómetro registra la actividad locomotora diaria del animal. Cuando la vaca camina más, se le incluye en una lista para que el inseminador la examine por vía transrectal, determine si hay signos genitales de estro y proceda a inseminarla (**imagen 20.15**).



Imagen 20.15: vaca con podómetro. El aumento de la actividad locomotora es un indicador de la conducta estral (Dr. Joel Hernández Cerón).

Parches detectores de montas

En el mercado se cuenta con parches detectores de montas Kamar, los cuales se colocan en la grupa; son de color blanco y contienen una cápsula de colorante, la cual se rompe y libera la tinta cuando la vaca recibe la monta. En la vaca positiva el parche toma un color rojo mientras que en la negativa se mantiene blanco; también hay en el mercado otros detectores de monta que consisten en parches que al ser frotados muestran un color fluorescente (**imagen 20.16**).

Pintura o crayón

El "crayoneo" es la técnica más común en los hatos lecheros y consiste en pintar la grupa con un crayón de color en la región del sacro y la base de la cola. En las vacas que reciben montas, la pintura se borra o se desvanece. Todos los días el trabajador revisa qué vacas ya no tienen pintura, para examinarlas por vía transrectal, y aquellas con signos genitales de estro se inseminan (**imagen 20.17**).



Imagen 20.16: parche detector de montas que al frotarse muestran un color fluorescente (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 20.17: la marca con crayón en la grupa es la ayuda más sencilla y económica para la detección de las vacas en estro (Dr. Joel Hernández Cerón).

Diagnóstico de Gestación

El objetivo del diagnóstico de gestación es la identificación de las vacas no gestantes lo más rápido posible, para reintegrarlas al programa de inseminación. El primer signo de no gestación es el retorno al estro entre los días 21 y 23 posinseminación, pero debido a la baja eficiencia en la detección de estros, cerca de 50 % de las vacas no gestantes no se detectan en su retorno al estro.

En el ganado lechero se realiza un diagnóstico precoz de gestación mediante la palpación transrectal entre los 40 y los 50 días después de la inseminación (**imagen 20.18**), y el signo positivo de gestación que se busca es el deslizamiento de la membrana corioalantoidea (**imagen 20.19**). Con el uso de la ecografía de tiempo real es posible diagnosticar la gestación más tempranamente, a partir del día 30 posinseminación (**imagen 20.20**). Un aspecto que se debe considerar es que con la ecografía se estará encontrando en principo un número mayor de vacas gestantes, algunas de las cuales perderán irremediablemente la gestación y regresarán a ciclar, por lo que presentarán celo. Es frecuente y se considera normal un porcentaje de entre cinco y siete por ciento de pérdida temprana de la gestación (antes del día 40 o 50); el ganadero debe estar informado de que el aparente incremento en el número de gestaciones cuando se usa el ultrasonido, no se acompaña con un aumento en el de pérdidas embrionarias; lo que sucede es que éstas últimas no se detectan cuando el diagnóstico se hace más tardíamente –entre los días 40 y 50– por palpación transrectal.

En el ganado lechero, la gestación debe confirmarse entre los días 90 y 120, y antes del secado. El motivo de corroborar que la hembra esté gestante en este periodo obedece a la elevada incidencia de muerte fetal. Se conoce que después de hacer el primer diagnóstico de gestación entre un 10 y un 20% de las vacas preñadas pierde la gestación, por lo que es necesario identificarlas lo más pronto posible, para reintegrarlas al programa de inseminación (**imagen 20.21**).



Imagen 20.18: en el ganado lechero se realiza un diagnóstico de gestación mediante palpación transrectal entre los días 40 y 50 días después de la inseminación (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 20.19: el signo positivo de gestación entre los días 40 y 50 después de la inseminación es el deslizamiento de la membrana corioalantoidea (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 20.20: con la ecografía de tiempo real por vía transrectal es posible hacer el diagnóstico de gestación en el día 30 posinseminación (Dr. Joel Hernández Cerón).

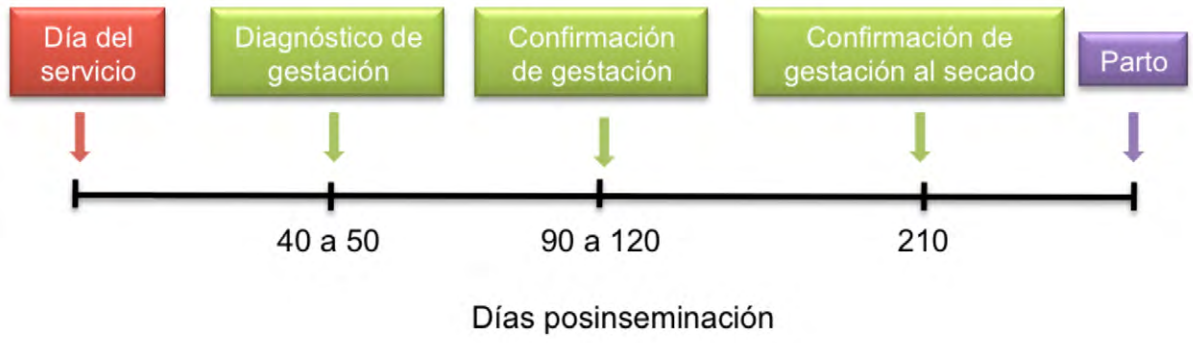


Imagen 20.21: en este esquema se muestra el programa de diagnóstico de gestación en el ganado lechero (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

Decálogo para el Clínico de la Reproducción

Las estrategias para reducir la incidencia de las patologías del puerperio y para tratar a las vacas afectadas son diversas y tienen resultados variables. Después de hacer una revisión, se pueden recomendar 10 prácticas para mitigar el efecto negativo que el puerperio anormal puede tener en la fertilidad (**imagen 20.22**):

1. Evitar que las vacas lleguen al parto con una calificación de condición corporal mayor de 3.5.
2. Administrar antioxidantes antes y después del parto (beta carotenos o vitamina E y selenio); éstos reducen la incidencia de RP y favorecen la capacidad del útero para eliminar las infecciones.
3. Asistir los partos sólo en los casos necesarios. Si se decide intervenir, debe hacerse con las medidas de higiene propias de esta práctica médica.
4. Administrar una dosis de $PGF_2\alpha$ después del parto asistido y repetirla 48 h después; esta práctica favorece la eliminación de la placenta.
5. Si hay RP, no se retirará la placenta de inmediato por vía vaginal. Es recomendable esperar 72 h para extraerla mediante tracción ligera. A todas las vacas con RP se les debe medir la temperatura corporal diariamente, para identificar oportunamente a aquellas que desarrollen metritis puerperal.
6. Establecer una rutina de revisión de las vacas posparto para el diagnóstico oportuno y tratamiento de infecciones uterinas. La inyección de $PGF_2\alpha$ cada 14 días no es suficiente para el tratamiento de vacas con infecciones uterinas posparto.
7. En vacas con una metritis que afecte el estado general, es conveniente administrar antibióticos por vía sistémica de tres a cinco días. Las fórmulas de penicilina son eficaces para estos casos.
8. Reducir el uso de estradiol en vacas con infecciones uterinas.
9. Prescindir del uso de la oxitetraciclina por vía intrauterina; hay antibióticos eficaces, inocuos y con cero días de retiro en leche.
10. Evitar el uso de sustancias irritantes por vía intrauterina (oxitetraciclina o soluciones de iodo).

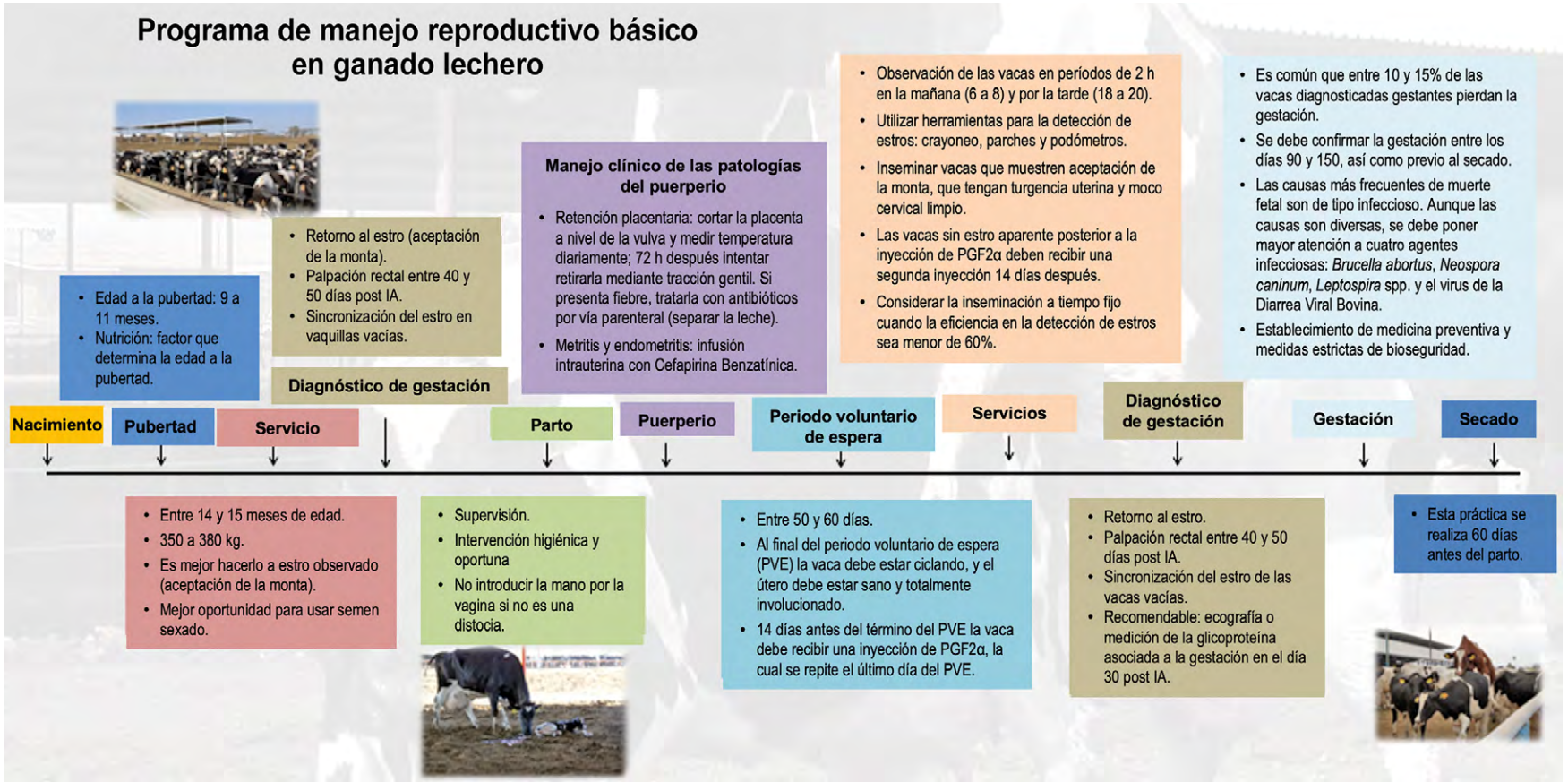


Imagen 20.22: principales prácticas de manejo reproductivo del ganado lechero (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

Referencias

- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Hernández C. Fisiología Clínica de la Reproducción de bovinos lecheros. 1a ed. México; 2012.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.

21

Capítulo 21

Bovinos productores de carne

Joel Hernández Cerón

Capítulo 21
Bovinos productores de carne

Joel Hernández Cerón

Introducción

El ganado bovino productor de carne, en México, se encuentra principalmente en las regiones tropicales y subtropicales del sureste y en las regiones costeras, así como en las regiones áridas y semiáridas del centro y norte del país (**imágenes 21.1 a 21.5**).



Imagen 21.1: las cruzas de ganado cebú constituyen la base genética de la ganadería productora de carne en las regiones tropicales y subtropicales de México (Dr. Joel Hernández Cerón).





Imagen 21.2: el ganado productor de carne se maneja en pastoreo y en su mayoría en empadre continuo. Su reproducción está determinada por la calidad y disponibilidad de los pastos. A la izquierda: buena disponibilidad de forraje; a la derecha: pradera sin forraje aprovechable (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.3: en el centro y norte del país predomina el ganado de razas europeas. La mayor parte de los productores tiene ganado cruzado, pero hay ganaderías con razas puras (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.4: ganaderías de cría (sistema vaca-becerro) en el estado de Chihuahua (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.5: ganadería de carne en el estado de Zacatecas. En este estado predomina la ganadería de cría (sistema vaca-becerro), sin embargo, parte de las vacas se manejan en un sistema de doble propósito, en el que la leche obtenida se destina a la producción de quesos (Dr Joel Hernández Cerón).

El sistema de producción de carne está organizado en ganaderías de cría (sistema vaca-becerro), en las cuales se producen becerros de seis a ocho meses de edad. La mayoría de estos becerros destetados se engorda en el país, para consumo nacional, y alrededor de un millón se exportan, cada año, a los Estados Unidos (**imágenes 21.6 a 21.8**).



Imagen 21.6: lote de becerros de entre siete y ocho meses de edad para exportación a los Estados Unidos. Alrededor de un millón de becerros se exporta cada año (Dr. Joel Hernández Cerón).





Imagen 21.7: la mayor parte de los becerros destetados se engorda en sistemas intensivos, para el consumo nacional (Dr. Joel Hernández Cerón).





Imagen 21.8: en la mayoría de los hatos bovinos en México, ya sea en el sistema vaca-becerro o de doble propósito, la genética es diversa (Dr. Joel Hernández Cerón).

En las regiones tropicales o subtropicales predominan las razas de ganado cebú (*Bos taurus indicus*) y sus cruzas con razas europeas (*Bos taurus taurus*), mientras que en las regiones áridas y semiáridas predomina el ganado cruzado entre razas europeas.

El ganado en pastoreo se maneja en un 95 % en empadre continuo y la fertilidad anual se estima en 50 %; significa que la mitad de las vacas expuestas a los toros queda preñada y llega al parto. La causa principal de la baja eficiencia reproductiva es el largo periodo de anestro posparto, el cual está determinado por la mala nutrición y por el amamantamiento.

El sistema de producción de doble propósito es una variante del sistema de producción de carne. Predominan las cruzas de ganado cebú con ganado suizo y en una pequeña proporción con ganado Holstein. Estos animales se manejan de forma similar a lo que se hace en los sistemas de carne, con la diferencia de que las vacas se ordeñan parcialmente y se dejan durante una parte del día con sus crías para que las amamanten y por la tarde se separan, para ordeñarse al día siguiente por la mañana. El destete se lleva a cabo de la misma forma en ambos sistemas de producción.

El sistema de doble propósito es la ganadería que predomina en las regiones tropicales y subtropicales; también se practica en las regiones áridas y semiáridas del centro y norte del país, pero en una proporción reducida. La mayor parte de la leche que proviene de las ganaderías de doble propósito se comercializa para la elaboración de quesos (**imágenes 21.9 y 21.10**).

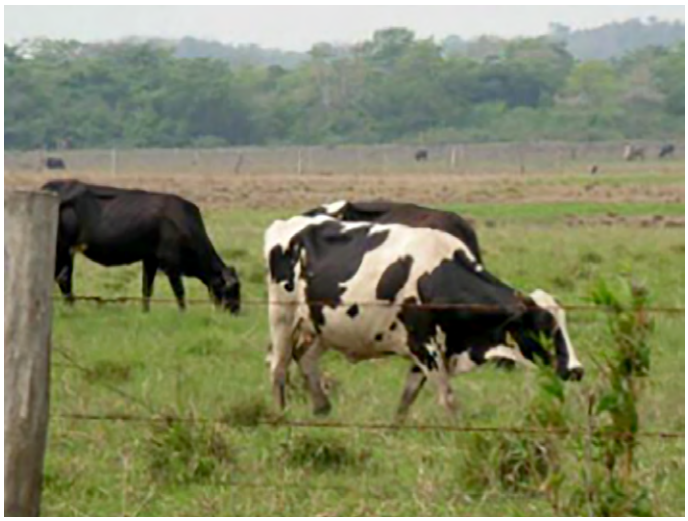


Imagen 21.9: ganadería de doble propósito en el estado de Veracruz. La cruza más frecuente en los hatos de doble propósito en las regiones tropicales y subtropicales es la de razas cebuínas con ganado suizo; sin embargo, hay hatos en los cuales se insemina a las vacas cebuínas con toros Holstein (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.10: hato de doble propósito en el estado de Sinaloa. En este sistema se ordeña en la mañana, una parte del día los becerros están con sus madres y por la tarde se separan, para ordeñarse, al día siguiente se repite el ciclo. (Dr. Joel Hernández Cerón).

Manejo Reproductivo de las Vaquillas

La edad al primer parto está determinada por la edad en que la hembra llega a la pubertad, y bajo estos sistemas de producción es frecuente que las hembras alcancen la pubertad muy tarde (más de 24 meses). El factor más importante que determina la edad a la pubertad es la nutrición. Es común que las vaquillas no tengan un crecimiento lineal, ya que la disponibilidad de forraje tiene variaciones determinadas por el régimen de lluvias. Algunas hembras alcanzan la pubertad, pero debido a una disminución en la disponibilidad de pastos, caen en anestro y vuelven a ciclar hasta que mejora su alimentación, lo cual puede ser hasta el año siguiente. Se estima que las vaquillas en estas condiciones llegan a su primer parto muy tarde, entre los cuatro y los cinco años de edad (**imagen 21.11**).

El manejo reproductivo de las vaquillas se basa fundamentalmente en una nutrición adecuada. Nada se puede hacer si los animales se alimentan sólo para sobrevivir.

Cuando en el hato hay vaquillas con una buena condición corporal y vacías, una posibilidad para preñarlas es mediante un programa de inducción de la ciclicidad basado en progestágenos, similar al utilizado en las vacas.



Imagen 21.11: las vaquillas llegan a su primer parto entre los cuatro y los cinco años de edad debido a deficiencias nutricionales (Dr. Joel Hernández Cerón).

Manejo de la Vaca Posparto

El inicio de la actividad ovárica posparto en los bovinos bajo sistemas de producción de carne o de doble propósito es el factor que más influye en la eficiencia reproductiva de este ganado. La primera ovulación posparto ocurre después del día 150 y es común que las vacas comiencen a ciclar después del destete (seis a ocho meses), lo cual trae como consecuencia que los intervalos entre partos sean mayores a 18 meses. La causa del largo periodo anovulatorio posparto obedece fundamentalmente al amamantamiento y a la desnutrición que padecen las vacas, esta última razón es consecuencia de la baja disponibilidad de pastos como por la producción de leche para alimentar al becerro. En estas condiciones, las vacas deben movilizar sus reservas corporales de grasa, para proveer la energía faltante en su dieta. En las regiones áridas y semiáridas de México, es frecuente observar que las vacas con cría mantienen calificaciones de condición corporal entre tres y cuatro (escala de uno a nueve) por varios meses, lo cual determina un periodo anovulatorio prolongado.

Entre los días 10 y 15 posparto la FSH comienza a secretarse y se activan las oleadas foliculares, pero los folículos dominantes no completan su maduración y sufren atresia. Durante el anestro, las oleadas foliculares ocurren de manera regular en patrones similares al de una vaca que está ciclando, por lo que es posible encontrar folículos menores a 10 mm de diámetro en vacas anéstricas durante la palpación rectal, lo cual no indica que la vaca esté ciclando. La maduración del folículo dominante se completará hasta que se incremente la frecuencia de LH, este hecho dependerá, principalmente, del mejoramiento de la condición corporal (**imágenes 21.12 y 21.13**).

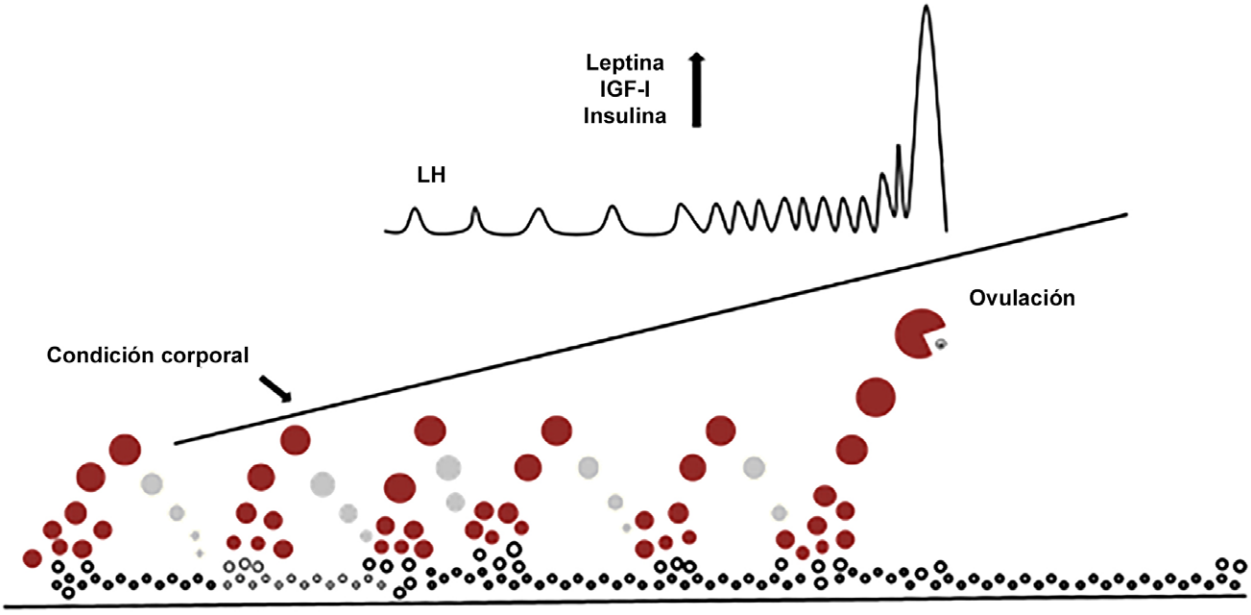


Imagen 21.12: con el mejoramiento de la condición corporal se incrementan las concentraciones séricas de leptina, IGF-I e insulina, que determinan el aumento de la frecuencia de la secreción pulsátil de LH. Este cambio en la secreción de LH estimula la maduración del folículo dominante, lo cual conduce a la primera ovulación posparto (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).





Imagen 21.13: el factor más importante que alarga el periodo anovulatorio posparto es la baja condición corporal de las vacas; por tanto, cualquier tratamiento hormonal no tendrá efecto si no se resuelve primero esta carencia. En ambas fotografías observamos una condición corporal baja (Dr. Joel Hernández Cerón).

Una meta de manejo de la alimentación es que la vaca llegue al parto con una condición corporal entre cinco y seis (escala de uno a nueve); si este requerimiento no se cumple, las vacas tendrán un periodo anovulatorio posparto prolongado. En las siguientes imágenes se muestran los escenarios más frecuentes en el inicio de la actividad ovárica posparto. En las **imágenes 21.14 y 21.15**, se representa un caso típico (el más común) de una vaca que amamanta a su cría alrededor de siete meses. Durante este periodo la condición corporal de la vaca es baja (entre tres y cuatro) y no sufre cambios debido básicamente a la subalimentación que padece. Después del destete mejora lentamente su balance energético, lo cual se refleja en un incremento de la condición corporal. Este cambio metabólico determina el aumento de la frecuencia de secreción de LH, lo cual estimula la maduración del folículo dominante, la presentación del pico preovulatorio de LH y la ovulación. Es común que estas vacas tengan su primera ovulación alrededor del octavo mes posparto.

En la **imagen 21.16** se describe otro caso, en el cual, aún después del destete la vaca sigue desnutrida, no gana condición corporal y por lo tanto se retrasa más la primera ovulación posparto.

En la **imagen 21.17** se muestra un escenario óptimo, muy raro en la ganadería mexicana; la vaca pare, pierde condición corporal posparto, pero se recupera rápidamente, ya que tuvo buena alimentación antes y después del parto. Estas vacas tienen su primera ovulación alrededor del tercer mes posparto y es común que una proporción importante de ellas ya esté gestante al momento del destete.

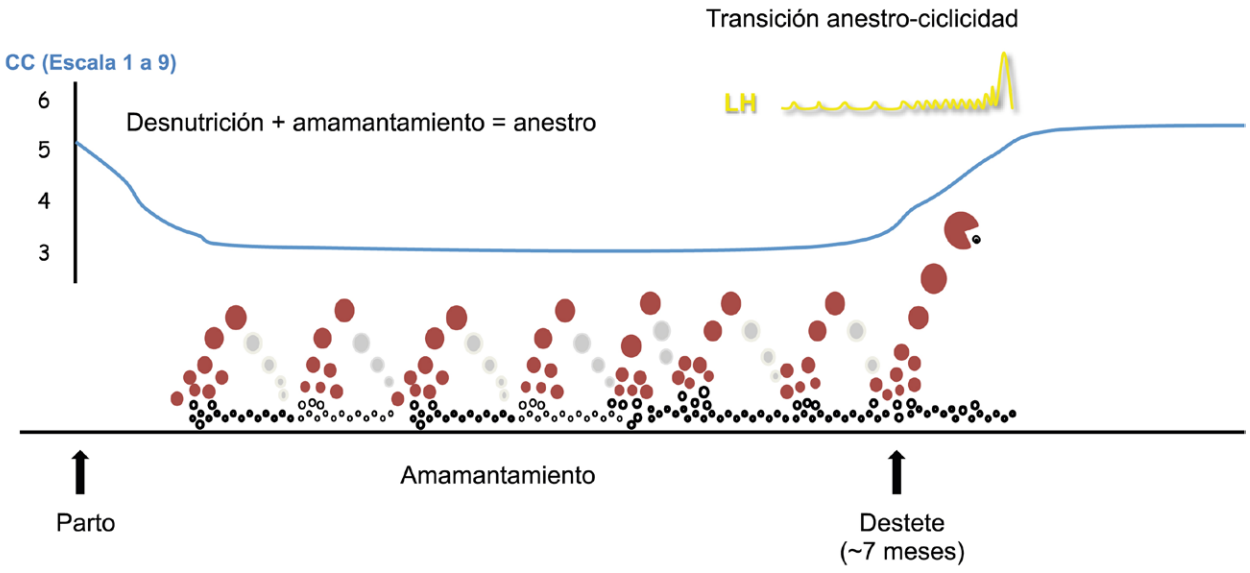


Imagen 21.14: después del destete mejora poco a poco el balance energético de la vaca, lo cual se refleja en un incremento de la condición corporal. Este cambio metabólico determina que aumente la frecuencia de secreción de LH, lo cual estimula la maduración del folículo dominante, la presentación del pico preovulatorio de LH y la ovulación (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.15: durante el periodo en el que amamanta a su cría, la condición corporal de la vaca es baja (de entre tres y cuatro, en una escala del uno al nueve) y permanece así debido básicamente a la subalimentación que padece (Dr. Joel Hernández Cerón).

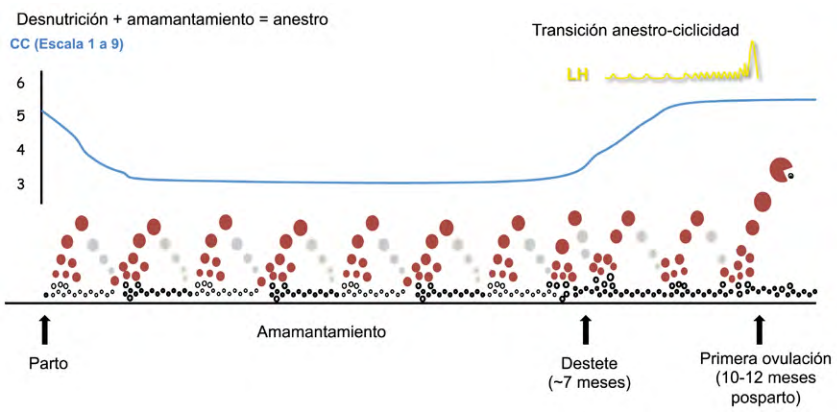




Imagen 21.16: se puede notar que debido a la nutrición deficiente, el periodo de transición del anestro a la ciclicidad postdestete puede durar de tres a cinco meses. De lado derecho, observamos la baja condición corporal (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

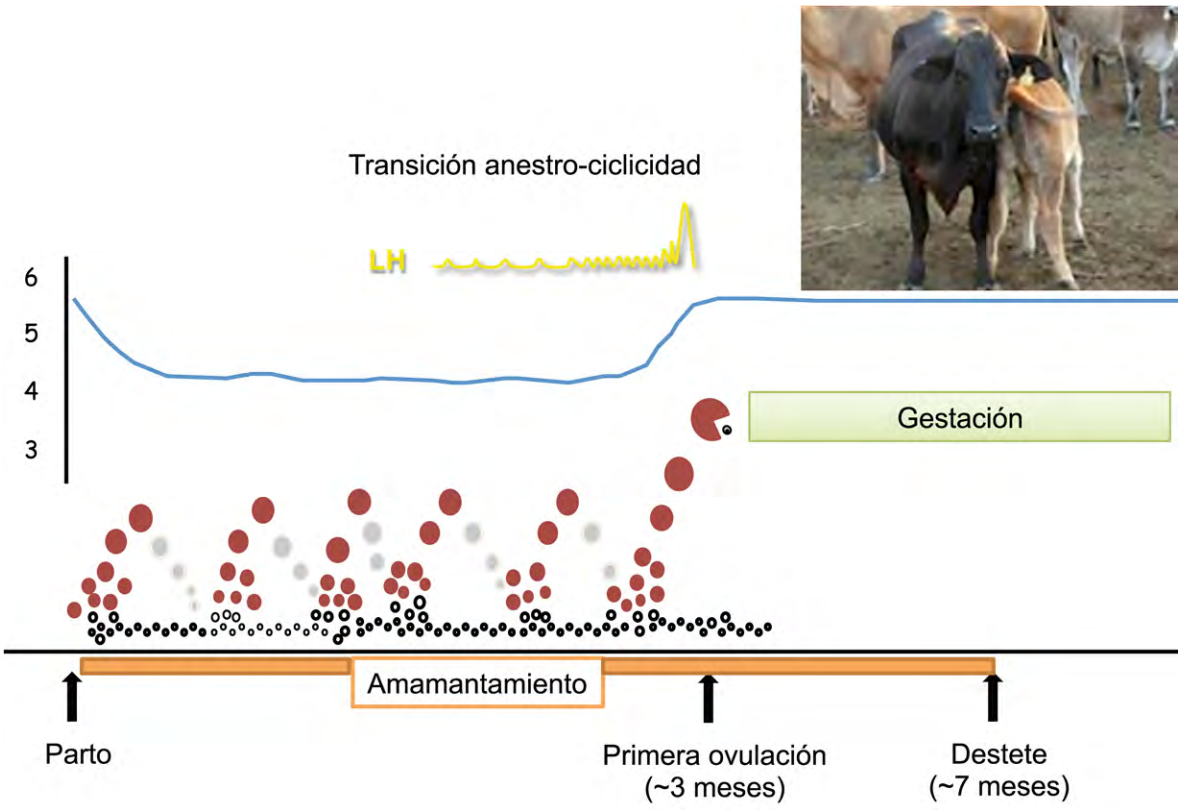


Imagen 21.17: la alimentación adecuada de la vaca antes y después del parto nos ayuda a que zpueda estar gestante y amamantando al mismo tiempo; reduciendo considerablemente el intervalo entre partos (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

Manejo del Amamantamiento

El amamantamiento, o mejor dicho el vínculo que se establece entre la madre y la cría, suprimen la secreción de GnRH, lo que da como resultado la inhibición de la primera ovulación posparto. En las vacas posparto, el amamantamiento no es el único efecto inhibitorio del inicio de la actividad ovárica posparto; como se mencionó anteriormente, en México el mayor efecto inhibitorio es la desnutrición y la baja condición corporal de las vacas. En los hatos en los cuales se tiene resuelto el problema de la nutrición, el amamantamiento se puede manipular para que las vacas escapen a su efecto inhibitorio más rápido. Con este propósito se pueden hacer tres tipos de manejo: destete precoz, destete temporal y el amamantamiento restringido.

Destete precoz

Consiste en retirar definitivamente al becerro de la vaca cuando tiene entre cuatro y cinco meses de edad. Si se elige este manejo se debe tener la seguridad de que los becerros recibirán una alimentación apropiada para que no se afecte la ganancia peso.

Destete temporal

Se basa en retirar al becerro en periodos de dos a cuatro días. La separación debe ser absoluta, es decir que se debe evitar que tengan contacto auditivo o visual. Este manejo se recomienda en vacas que tengan más de 50 días de paridas y una buena condición corporal (cinco a seis). Se obtienen mejores resultados cuando se combina con un programa de inducción de la ciclicidad basado en progestágenos.

Amamantamiento restringido

Consiste en permitir que la vaca amamante al becerro en periodos de 30 a 60 min una o dos veces al día. Igual que en el destete precoz, se debe tener la certeza de que el becerro recibirá una buena alimentación.

Programas de Empadre

En los sistemas de producción de carne y de doble propósito, el manejo reproductivo, en general, consiste en programas de empadre, esto es, el toro se encarga de dar el servicio. Muy pocas vacas, lamentablemente, se manejan en programas de inseminación artificial.

Se practican dos tipos de empadre, sobre todo, el continuo y el estacional. En los programas de empadre continuo los toros permanecen todo el tiempo con las vacas, los partos pueden ocurrir durante todo el año aunque tienden a concentrarse en ciertos meses, lo cual está determinado por la estacionalidad de los pastos (**imagen 21.18**). En los empadres estacionales se ponen en contacto los toros y las hembras durante un periodo limitado –de 60 a 90 días–, en el cual se espera que una alta proporción de las hembras esté ciclando y sea servida. Una de las ventajas de este sistema es aprovechar la mejor época del año para preñar a un mayor número de vacas y también permite contar con lotes uniformes de animales destetados. No obstante, más de el 95% de los productores en México maneja el sistema de empadre continuo.

La mayor responsabilidad de la baja fertilidad en los hatos recae en las vacas, debido a sus largos periodos anovulatorios posparto; sin embargo, el toro puede influir en la baja fertilidad. Alrededor de 60% de los productores en México, nunca ha evaluado a sus sementales; es lógico prever que algunos de ellos no aprobarían una evaluación andrológica ya que en algunos estudios se ha observado que entre un 15 y un 20% de los sementales activos no aprueban este examen, es decir que no están aptos para la reproducción.

Una recomendación general es la evaluación reproductiva de los toros cuando se adquieren o antes del empadre. Debido a que en México el 95% de los productores utiliza el empadre continuo, se aconseja realizar una evaluación anual. Se debe recordar que un semental debe tener tres atributos: buena libido, estado físico óptimo y buena calidad del semen. Por tal razón, el examen comprende estos tres aspectos, se evalúa la libido y la capacidad de servicio, el estado clínico general (aparato locomotor, genitales internos y externos) y la calidad del semen (**imágenes 21.19 a 21.21**).



Imagen 21.18: en México el 95% de los productores utilizan el empadre continuo y 60% de los productores no hace pruebas de fertilidad a los toros, por lo que parte de la baja fertilidad en estos hatos puede deberse al semental (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.19: los sementales deben cumplir con tres condiciones: buena libido, estado físico óptimo y buena calidad del semen (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.20: la simetría testicular, ausencia de cicatrices y el perímetro escrotal forman parte de la evaluación reproductiva de los sementales (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.21: la obtención del semen para su evaluación se debe hacer mediante electroeyaculación, ya que la mayor parte de los toros no tienen el manejo para trabajarse con una vagina artificial. La evaluación del semen se realiza en el mismo lugar de la obtención de la muestra. Se espera que un toro apto para la reproducción tenga una motilidad espermática ≥ 70 % (Dr. Joel Hernández Cerón).

De manera tradicional se utiliza un toro para 25 vacas. El número de vacas por toro dependerá de su evaluación reproductiva; así, toros con altas calificaciones pueden servir de 30 a 40 vacas, por un lapso de 60 a 90 días.

Programas de Inducción de la Ciclicidad

Como ya se mencionó en párrafos anteriores, la causa del largo periodo anovulatorio posparto en las vacas en sistemas de producción de carne obedece fundamentalmente a la desnutrición que padecen las vacas; por tal razón, cualquier programa para inducir la ciclicidad en vacas anéstricas debe considerar la causa primaria de esta condición. Sin duda el primer programa de manejo para que la vaca inicie temprano su actividad ovárica posparto es la suplementación energética durante el periodo preparto, que se reflejará en una mejor condición corporal (**imagen 21.22**); de modo que si la vaca llega con una condición corporal al parto de cinco a seis, reiniciará más rápido su ciclicidad posparto.

Para inducir la actividad ovárica postparto se cuenta también con tratamientos hormonales basados en progestágenos (implantes de norgestomet, dispositivos intravaginales liberadores de progesterona, progestágenos orales), para crear un ambiente hormonal propio del diestro que sensibilice al eje hipotálamo-hipofisiario; en combinación con la gonadotropina coriónica equina (eCG), que se inyecta al retirar el progestágeno para favorecer al folículo dominante. Lo que se pretende con estos tratamientos es favorecer el crecimiento y la maduración folicular mediante la administración del progestágeno (crear un ambiente hormonal propio del diestro) y al retirar en progestágeno se inyecta la eCG para estimular la maduración final del folículo dominante. Para que este tratamiento tenga éxito, se debe administrar a vacas de más de 60 días posparto (cuando el efecto inhibitorio del amamantamiento es más débil), se debe hacer un destete temporal de 48 h y la vaca debe tener buena condición corporal. Si todo esto ocurre, el tratamiento provoca que una alta proporción de las vacas muestre un estro fértil entre 11 y 13 días después de concluido el tratamiento (**imagen 21.23**).

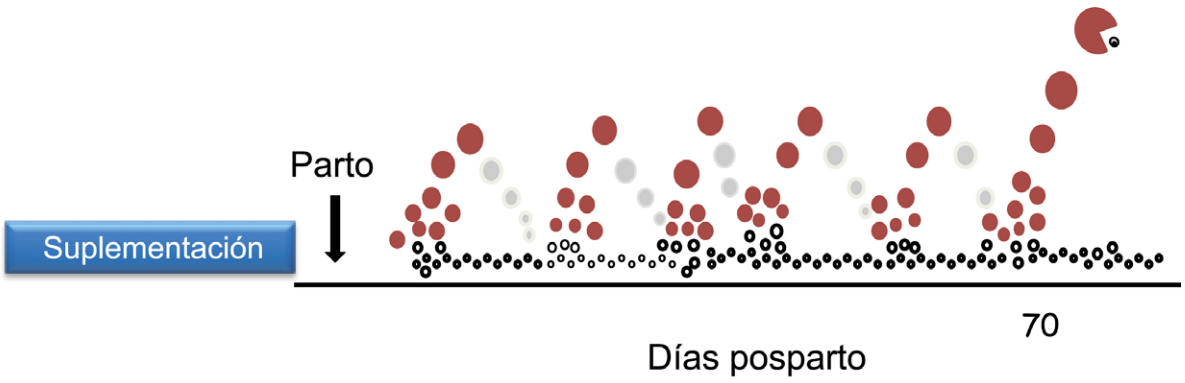


Imagen 21.22: la suplementación preparto tiene mayor efecto en el reinicio de la actividad ovárica que la suplementación posparto. Si la vaca llega al parto con una condición corporal de entre cinco y seis (escala de uno a nueve), estará ciclando en los primeros 100 días posparto (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

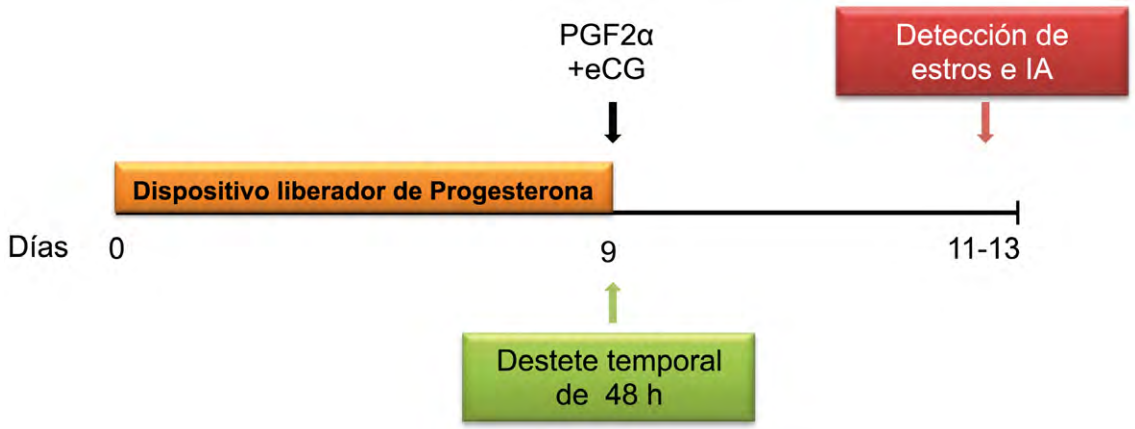


Imagen 21.23: se esquematiza un tratamiento que inicia con progesterona para simular la etapa de diestro; se espera que el estro se presente de 11 a 13 días después de implantado el dispositivo (día cero) (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

Programas de Sincronización del Estro e Inseminación Artificial

La sincronización de los estros es una herramienta de gran utilidad para el manejo reproductivo, facilita el mejoramiento genético mediante la IA y permite la programación de los partos (**imágenes 21.24 y 21.25**). Los tratamientos hormonales más utilizados para la sincronización del estro consisten en la administración de progestágenos, de los cuales hay naturales como la progesterona, y sintéticos como el acetato de melengestrol (MGA) y el norgestomet.



Imagen 21.24: en orden de importancia, la inseminación artificial es primero una herramienta para el mejoramiento genético y en segundo lugar una técnica reproductiva. En el ganado de carne se esperaría que con IA se incrementara el peso de los becerros al destete (Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.25: el uso de la IA en los hatos de doble propósito facilita la producción de ganado cruzado con toros holstein, que tiene mejor desempeño en la producción de leche en climas tropicales (Dr. Joel Hernández Cerón).

Existen tratamientos cortos que consisten en la inserción subcutánea de un implante de norgestomet en la parte externa de la oreja a todas las vacas independientemente de la etapa del ciclo estral en la que se encuentren. El tratamiento se complementa con la inyección intramuscular de valerato de estradiol simultáneamente con la inserción del implante. El implante permanece en la oreja durante nueve días. En este programa, la inyección de estradiol y el norgestomet, evitan el desarrollo normal del cuerpo lúteo en las vacas que reciben

el implante durante el metaestro. En las vacas que reciben el implante durante el diestro, la vida media del cuerpo lúteo no se afecta y la luteólisis ocurre de manera natural. El tiempo de presentación del estro a partir del retiro del implante es de 48 a 72 h y la proporción de animales en estro llega a ser mayor de 80 %.

Otro tratamiento para la sincronización del estro consiste en la inserción intravaginal de un dispositivo liberador de progesterona (**Imagen 21.26**) (para más informción ver **Capítulo 17**). De manera inicial, el dispositivo se utilizaba durante 12 días. Los tratamientos habituales son ahora de siete a nueve días y se acompañan de la inyección de una dosis de $PGF_2\alpha$ al momento de retirar el dispositivo. El estro se presenta entre 48 a 72 h después de retirar el dispositivo y la proporción de vacas en estro es similar a lo obtenido con otros progestágenos (**Imagen 21.27**).

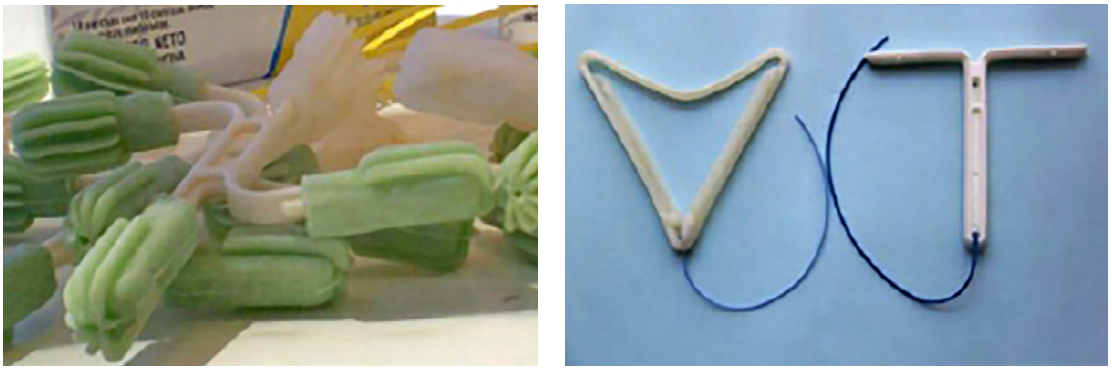


Imagen 21.26: algunos dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (Dr. Joel Hernández Cerón).

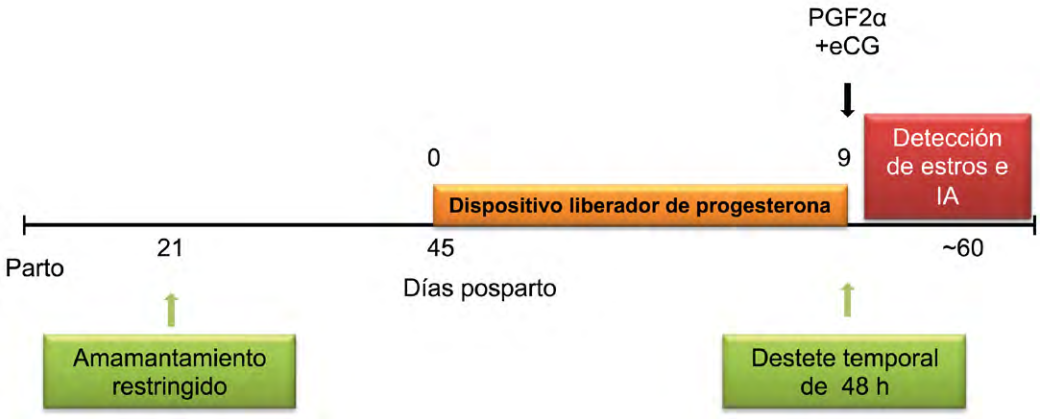


Imagen 21.27: el programa reproductivo para ganado de doble propósito en un sistema de manejo intensivo. A partir del día 21 posparto se inicia un programa de amamantamiento restringido, en cual los becerros están con las vacas durante 45 min al día. Durante el día 45 las vacas reciben un tratamiento sincronizador con un dispositivo intravaginal liberador de progesterona que permanecerá nueve días. Al momento de retirar el dispositivo se aplican la $PGF_2\alpha$ y 400 UI de eCG, y se retira a las crías durante 48 h; después se detectan calores visualmente y se inseminan las vacas que presenten estro (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

El acetato de melengestrol (MGA) es un progestágeno oral que se utiliza para inhibir la presentación de estros en las hembras en los corrales de engorda y mejorar la eficiencia alimenticia. El MGA también es eficaz para sincronizar el estro y es significativamente más económico que otros métodos.

Un programa práctico con MGA consiste en administrar 0.5 mg de MGA en el alimento durante nueve días junto con una inyección de $PGF_2\alpha$ el último día del tratamiento. El estro se presenta entre 72 y 144 h después del retiro del MGA (**imagen 21.28**). El intervalo a la presentación del estro es mayor que en los tratamientos con implantes de norgestomet o dispositivos intravaginales; este hecho obedece al tiempo que toma la eliminación del progestágeno del tracto digestivo. Los resultados con estos métodos son buenos tanto en el porcentaje de animales en estro como en la fertilidad obtenida.

Programas de Sincronización del Estro e IA a Tiempo Fijo

El uso de la IA en los hatos productores de carne y de doble propósito es limitado, lo cual obedece principalmente a la dificultad de identificar a los animales en estro y a los costos que se relacionan con la técnica de IA (**imágenes 21.29 y 21.30**). En países como Brasil, se ha resuelto este problema mediante la aplicación de programas de IA a tiempo fijo. En estos programas a las vacas se les inserta (día cero) un dispositivo intravaginal liberador de progesterona, simultáneamente reciben una inyección de dos mg de benzoato de estradiol (BE). La inyección de BE provoca recambio folicular y el surgimiento de una nueva oleada folicular; el día ocho se retira el dispositivo y 24 h después reciben una segunda inyección BE (un miligramo) y se insemina a tiempo fijo 24 h después. El tiempo que transcurre entre el retiro del dispositivo y la IA es de 48 a 54 h (**imagen 21.31**). Con este programa, el porcentaje de concepción fluctúa de 45 a 55%. En Brasil nueve millones de vacas se inseminan al año y el 35% de ellas se logra mediante programas de inseminación a tiempo fijo.

Diagnóstico de Gestación

El diagnóstico de gestación se hace por vía transrectal. En empadres estacionales se recomienda hacerlo 50 días después de sacar a los toros. La vaca con la gestación más temprana, así, tendría 50 días. En este diagnóstico de gestación habría vacas que tendrían entre 50 días y cuatro meses de gestación (empadre de tres meses). En este manejo es importante que el veterinario estime la edad de la gestación; este detalle permitiría la programación de las actividades en la unidad de producción.

La mayor parte de los productores en México, desafortunadamente, tienen un empadre continuo y no realizan el diagnóstico de gestación de manera rutinaria; si se hace el diagnóstico de gestación en estas condiciones, se encontrarían gestaciones de diferentes edades.

La infertilidad después de un empadre continuo o estacional, tiene como motivo principal al anestro; es decir, las vacas no gestan porque no reciben servicio, ya que no están ciclando. Cuando se tiene el registro del servicio (IA) o monta, la tasa de gestación oscila entre 50 a 60% (proporción de vacas gestantes del total servido), lo cual contrasta de manera significativa con lo que se ha observado en el ganado lechero.

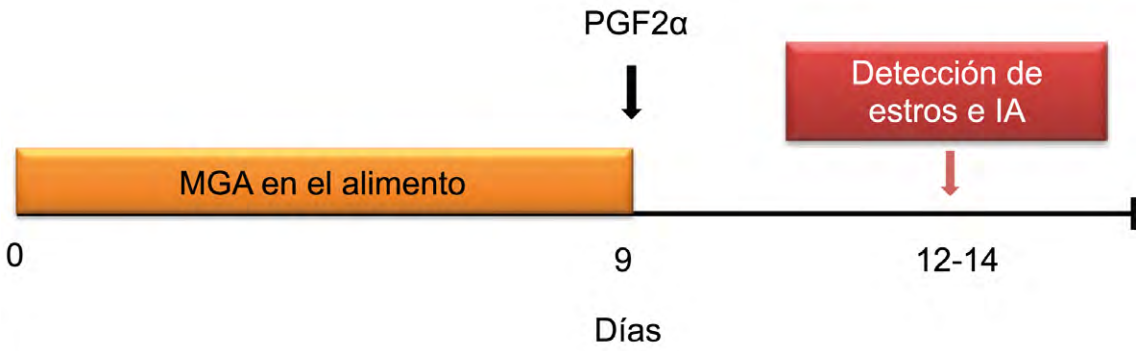


Imagen 21.28: programa de sincronización de estros basado en MGA. Las vacas reciben 0.5 mg de MGA en el alimento diariamente durante nueve días. El último día del tratamiento se inyecta $PGF_2\alpha$ y 400 UI de eCG. Se detectan calores y se insemina a las vacas que muestran estro (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).



Imagen 21.29: la conducta estral en el ganado europeo productor de carne es similar a la del ganado lechero; por tanto, la eficiencia en la detección de estros puede llegar a niveles óptimos si se confina a los animales durante los programas de sincronización (Dr. Joel Hernández Cerón).





Imagen 21.30: ayudas para la detección de estros como son el chin-ball (del lado izquierdo) o los parches detectores de monta (lado derecho), son de gran utilidad en los programas de sincronización de estros (Dr. Joel Hernández Cerón).

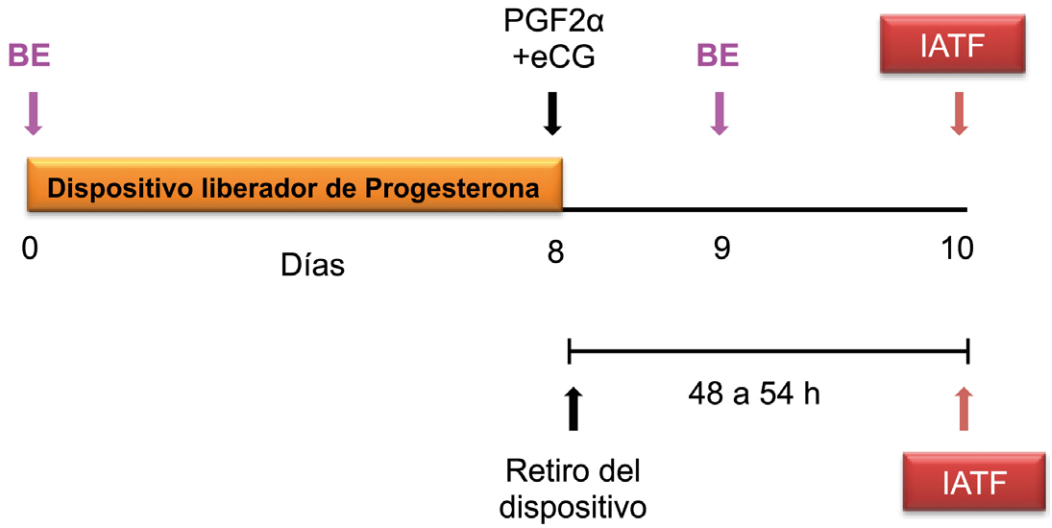


Imagen 21.31: programa de sincronización e inseminación a tiempo fijo (Elaborada por el Dr. Joel Hernández Cerón).

Decálogo del Clínico de la Reproducción en Ganado en Sistemas de Cría o de Doble Propósito

1. Mantener a las vaquillas o vacas de primer parto separadas de las vacas adultas, para evitar la competencia por el alimento.
2. Las vaquillas deben llegar a su primer parto a los 30 meses de edad.
3. Las vacas deben llegar al parto con una calificación de condición corporal entre cinco y seis (en una escala de uno a nueve).
4. Complementar la alimentación de las vacas durante los primeros 100 días posparto.
5. Aplicar programas hormonales de inducción o sincronización del estro sólo en vacas con calificación de condición corporal mayor de cuatro.
6. Las vacas con calificación menor a cuatro deberán separarse del resto y someterse a un programa de suplementación.
7. Los toros utilizados deben aprobar un examen andrológico.
8. En empadres estacionales se debe hacer el diagnóstico de gestación 50 días después de sacar a los toros.
9. En empadres continuos se debe hacer el diagnóstico reproductivo cada seis meses para identificar a las hembras vacías y someterlas al respectivo manejo.
10. No enviar al rastro vacas gestantes.

Referencias

- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Hernández C, Zavala J. Reproducción Bovina D.F.: División Sistema de Universidad Abierta y Educación a Distancia. UNAM; 2007.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2nd ed. Washington: Current Conceptions; 2003.
- Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology Philadelphia: Saunders Co.; 1997.

22

Capítulo 22

Caninos

Rosa María Páramo Ramírez
Brenda Salgado
José Luis Cerbón

Capítulo 22
Caninos

Rosa María Páramo Ramírez ▮ *Brenda Salgado*
José Luis Cerbón

Introducción

El manejo reproductivo de la perra no puede depender únicamente de la apreciación visual de los signos clínicos relacionados a las distintas etapas del ciclo estral, porque esos signos no permiten determinar el momento en el que ocurrirá la ovulación. Se requiere, por esta razón, de algunas técnicas de laboratorio, tales como la citología vaginal exfoliativa y la determinación de las concentraciones plasmáticas de progesterona; ésta se basa en que, a diferencia de lo que ocurre en otras especies, en la perra los folículos se luteinizan antes de ovular, por lo que se produce una elevación preovulatoria en las concentraciones de progesterona que permite predecir el momento de la ovulación.

Pubertad

El inicio de la pubertad en los perros está altamente influenciado por el peso corporal. Cualquier factor que impida que un animal alcance a tiempo el peso promedio para su raza puede ocasionar un retraso en la presentación de la pubertad. La pubertad, en general, se presenta más tempranamente en las razas de talla pequeña –entre seis y 10 meses de edad–, que en las de talla grande –hasta los dos años de edad–.

Ciclo Estral

En la perra el ciclo estral tiene cuatro etapas, con duraciones muy variables entre individuos.

Proestro

La duración del proestro oscila entre tres y 20 días.

La hembra no acepta la monta, aunque por el medio ambiente hormonal atrae a los machos.

Las estructuras ováricas que predominan son los folículos en crecimiento. La vulva aumenta de tamaño, enrojece y hay secreción sero-sanguinolenta.

Estro

De tres a 20 días comprende la duración del estro. El comportamiento se caracteriza por la receptividad al macho; la hembra permite la monta; existen algunas excepciones particulares, atribuibles principalmente a diferencias en el orden jerárquico entre la perra y el semental.

Las estructuras ováricas son los folículos preovulatorios que se ovulan durante esta etapa. Es importante recordar que en esta especie, el ovocito se expulsa como ovocito primario, por lo que debe completar la primera fase de la meiosis e iniciar la segunda en su trayecto por el oviducto antes de que pueda ser fertilizado.

Los signos del estro son: la vulva inflamada; la secreción sero-sanguinolenta puede continuar al inicio de esta etapa.

Diestro

El diestro dura de 80 a 100 días. El periodo de producción de progesterona depende de la funcionalidad de los cuerpos lúteos; es largo ya que la luteólisis se da por apoptosis. En la hembra gestante, en contraste, los cuerpos lúteos se mantienen funcionales durante 63 días en promedio, ya que se produce prostaglandina $F_2\alpha$ cerca del parto para provocar su lisis.

Durante el diestro la hembra no acepta al macho.

A nivel ovárico existen cuerpos lúteos. Al inicio la vulva puede seguir inflamada. No hay flujo sero-sanguinolento.

Anestro

La duración del anestro oscila entre cuatro y 10 meses.

En este periodo, la hembra no acepta al macho.

Sobre las estructuras ováricas: al principio hay cuerpos lúteos en regresión, y después se encuentran cuerpos albicans, que se van reduciendo de tamaño al paso del tiempo. En el anestro la vulva es pequeña. No hay secreción sero-sanguinolenta.

Anormalidades del Ciclo Estral y Afecciones Reproductivas

Estro dividido

Esta condición se define como un proestro o un estro de corta duración, en el cual, después de iniciada cualquiera de estas dos etapas, repentinamente todos los signos físicos y conductuales que les son característicos cesan y los niveles de progesterona se encuentran menores a los dos nanogramos por mililitro, concentraciones propias de las fases anovulatorias. Los signos de proestro y de estro pueden reiniciarse de una o dos semanas después, y la ovulación puede ocurrir, por lo que es posible que haya fertilización.

Estro silencioso

El estro silencioso ocurre cuando se lleva a cabo un ciclo ovárico que abarca el desarrollo folicular y ovulación, pero no se observan signos físicos o conductuales de estro, es probable que sea debido a una menor respuesta individual al estímulo de los estrógenos.

El estro silencioso es una anormalidad poco común en la perra, pero su presentación puede sobreestimarse cuando se dificulta una apropiada detección del estro, por factores como los siguientes:

- Secreción sero-sanguinolenta escasa, que puede ser inadvertible a simple vista.
- Pelaje largo o de color oscuro que, además de dificultar la visibilidad de las secreciones, impide la observación de los cambios en la vulva.
- Mantener a la perra en el exterior, en particular si el espacio es amplio, donde resulta difícil visualizar las gotas de secreción sanguinolenta, especialmente sobre el pasto.
- El hábito en algunas perras de limpiarse la vulva, de manera constante, lo que impide observar las secreciones; de ser así, es importante saber si el propietario ha notado la conducta constante de limpieza de la perra.

- Cuando la perra cohabita con un macho al que ella domina, ese macho ya no intenta montarla; con frecuencia, sin embargo, la hembra puede reaccionar positivamente si se le acerca cualquier otro perro.

Piometra

También conocida como complejo hiperplasia quística endometrial-piometra, es una enfermedad de la perra adulta que se caracteriza por la inflamación del útero con acumulación de exudado mucopurulento; ocurre en la fase lútea y afecta a varios sistemas del organismo.

Se ha sugerido como causa predisponente el alto nivel de progesterona que se presenta durante la fase lútea, pero este nivel es igual en el animal sano y en el enfermo, por lo que se cree que el trastorno se debe a una falla en el metabolismo de la progesterona en el útero, y en particular, a un cambio en el número y afinidad de los receptores endometriales a la progesterona o a los estrógenos.

La hiperplasia quística endometrial se produce como una respuesta exagerada del útero a la estimulación progestacional durante la fase lútea del ciclo, lo cual se considera como el inicio de la piometra. La infección bacteriana no es una condición inicial sino una complicación secundaria.

Los estrógenos no inducen la presentación de esta enfermedad, pero intensifican la respuesta endometrial a la progesterona. La administración experimental de progesterona o de compuestos progestacionales en animales sanos, como es el caso de los compuestos utilizados para posponer el estro, favorecen la presentación de los signos clínicos y la patología de la piometra.

El tratamiento de la piometra es quirúrgico y consiste en la oforo-salpingo-histerectomía, sin embargo, en las perras cuyo estado general ha sido afectado por la piometra, es necesario establecer primero un tratamiento sintomático, e intervenir solamente cuando haya ocurrido su recuperación. En los animales valiosos destinados a la cría se han intentado gran variedad de tratamientos sintomáticos, con resultados variables.

Evaluación del Ciclo Estral

En la perra, la citología vaginal exfoliativa (CVE) es una herramienta valiosa para determinar las diferentes fases del ciclo estral.

Esta técnica se basa en el cambio en el número de capas del epitelio de la mucosa vaginal que se da en relación al ambiente hormonal predominante durante las diferentes fases del ciclo estral (**IMAGEN 22.1**). Cuando se aproxima el estro, el número de capas aumenta y se acelera el proceso de descamación de las mismas, lo que constituye un mecanismo para la protección de la vagina durante el coito y se debe al incremento de los estrógenos producidos por los folículos en crecimiento.

Otra técnica muy útil para determinar la etapa del ciclo estral y, en particular, el momento de la ovulación, es la determinación de las concentraciones de progesterona (**IMAGEN 22.2**). Esta hormona empieza a producirse en los folículos en crecimiento hacia el final del

proestro, debido a que éstos inician su luteinización aun antes de que ocurra la ovulación. A partir de este momento, las concentraciones de progesterona continuarán ascendiendo hasta la mitad del diestro; después se iniciará un descenso paulatino, hasta el término de esa etapa. Se considera que el momento de la ovulación ocurre cuando las concentraciones de progesterona se encuentran entre los cuatro y los 10 ng/ml; se recomienda realizar la monta o la inseminación artificial dos días después de llevarse a cabo la ovulación.

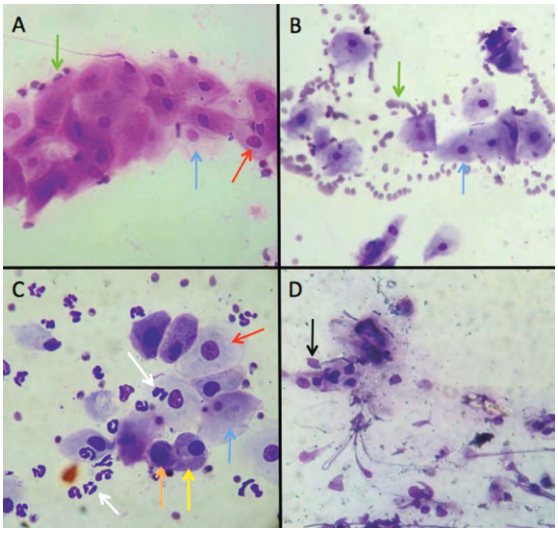


Imagen 22.1: Hallazgos en la citología vaginal exfoliativa de la perra durante las diferentes etapas del ciclo estral. **A**. **Proestro**: gran proporción de células intermedias, superficiales y eritrocitos; **B**. **Estro**: predominan las células superficiales y algunos eritrocitos; **C**. **Diestro**: se encuentra todo tipo de células, basales, parabasales, intermedias, superficiales (en baja proporción), así como neutrófilos, que pueden estar incluidos en el citoplasma celular; **D**. **Anestro**: se observan células en degeneración, así como estrías de moco y núcleos sueltos. Las flechas indican: **roja**, células intermedias; **azul**, células superficiales; **verde**, eritrocitos; **naranja**, células basales; **amarilla**, células parabasales; **blanca**, neutrófilos; **negra**, núcleos sueltos (Dra. Rosa Ma. Páramo).

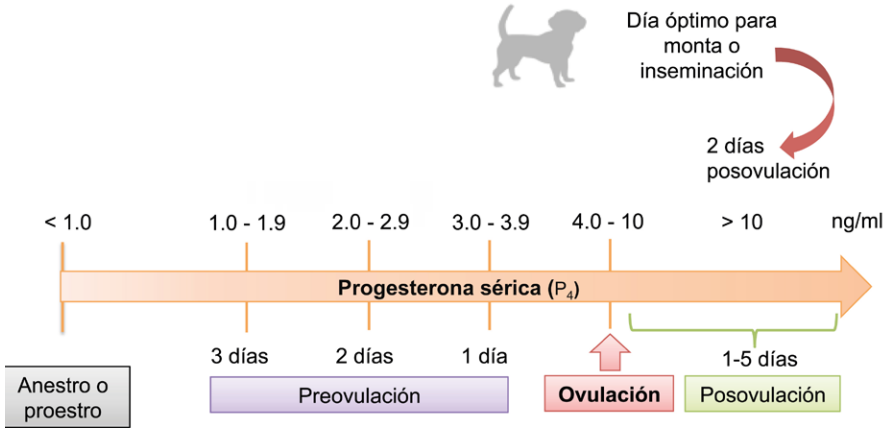


Imagen 22.2: niveles de progesterona y su relación con el momento de la ovulación y las etapas del ciclo estral en perras (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez y la Dra. Lucía Rangel).

A pesar de que los niveles de esta hormona son un buen indicativo de la ovulación, es necesario considerar que entre perras varían los días que la progesterona se mantiene en ese rango antes de que ocurra la ovulación, lo cual explica el porqué algunas perras pueden tener de 15 a 20 días resultados de citología propia del estro, sin que se lleve a cabo la ovulación.

Es necesario considerar que debido a que en las perras no gestantes –con piometra o con seudogestación–, el cuerpo lúteo persiste por un periodo mayor a la duración de la gestación. En esta especie no se puede utilizar la determinación de progesterona como indicativo de gestación.

Gestación

Una vez que los ovocitos han sido fecundados, los embriones son transportados a través del oviducto, proceso que puede tardar entre cuatro y 10 días. Los embriones entran al útero en etapa de mórula (16 células) o de blastocito, y la implantación comienza de 17 a 18 días después del pico de LH.

La duración de la gestación en la perra es de 63 ± cinco días, aunque el promedio puede variar de acuerdo al parámetro que se utilice para definir su inicio. El promedio se considera de 65 días a partir del pico de LH, de 63 días a partir de la ovulación o de 57 días a partir del inicio del diestro citológico.

La placenta de la perra no produce cantidades significativas de progesterona, por lo que los cuerpos lúteos se requieren durante toda la gestación, con el fin de mantener las concentraciones suficientes de esa hormona para sostenerla.

El tamaño de la camada en la perra es muy variable. Las razas de talla grande, en general, tienen entre ocho y 12 cachorros; las razas pequeñas sólo entre uno y tres.

Diagnóstico de Gestación

Palpación

El diagnóstico de gestación por palpación abdominal puede ser impreciso y requiere de experiencia; se efectúa entre los días 20 y 28 después del servicio –percibiendo al útero segmentado por la presencia de las vesículas embrionarias– o después del día 40, cuando es posible detectar a los fetos; entre los días 28 y 40 el diagnóstico se dificulta por la distensión uterina. El abdomen de la perra se debe fijar con ambas manos como si se tratara de un balón de fútbol; se aplica una suave presión mientras la mano se desliza hacia arriba, en dirección a la región lumbar, lo cual permite el deslizamiento de las vísceras; después, las manos se mueven con cautela hacia la dirección ventral para sentir los sacos gestacionales. Si no se tiene una referencia de la fecha de servicio con esta técnica es imposible calcular el tiempo de gestación.

Ultrasonido

Este método permite efectuar el diagnóstico de gestación desde el día 29, aunque es más recomendable hacerlo hasta el día 35, después de la última monta o inseminación, en el momento en el que puede revisarse de manera simultánea, si la gestación es normal; y si no se está desarrollando una pseudogestación o una piometra.

El ultrasonido permite además determinar si los fetos están vivos. No es posible, en cambio, establecer el número exacto de cachorros, ya que el campo de visión se desplaza, y no se pueden observar todos los productos, al mismo tiempo.

Esta herramienta tampoco sirve para visualizar la integridad de la pelvis, ni la relación del tamaño fetal, respecto de ella.

Radiografía

Se puede realizar a partir del día 42 de la preñez cuando la osificación de los fetos permite identificarlos y ha terminado su organogénesis. El uso de la radiografía es muy valioso para diagnosticar la gestación en perras grandes o gordas, que tienen sólo uno o dos fetos; así como para determinar el número de crías y su presentación en casos de distocia. Cuando se lleva a cabo –entre los días 57 y 58 de la gestación (**Imagen 22.3**)– es posible evaluar la relación céfalo-pélvica (el diámetro craneal de los fetos en relación con el diámetro transversal de la entrada de la pelvis de la madre), lo que permite programar una cesárea en caso de existir una desproporción que impida el paso de los fetos por el canal del parto.

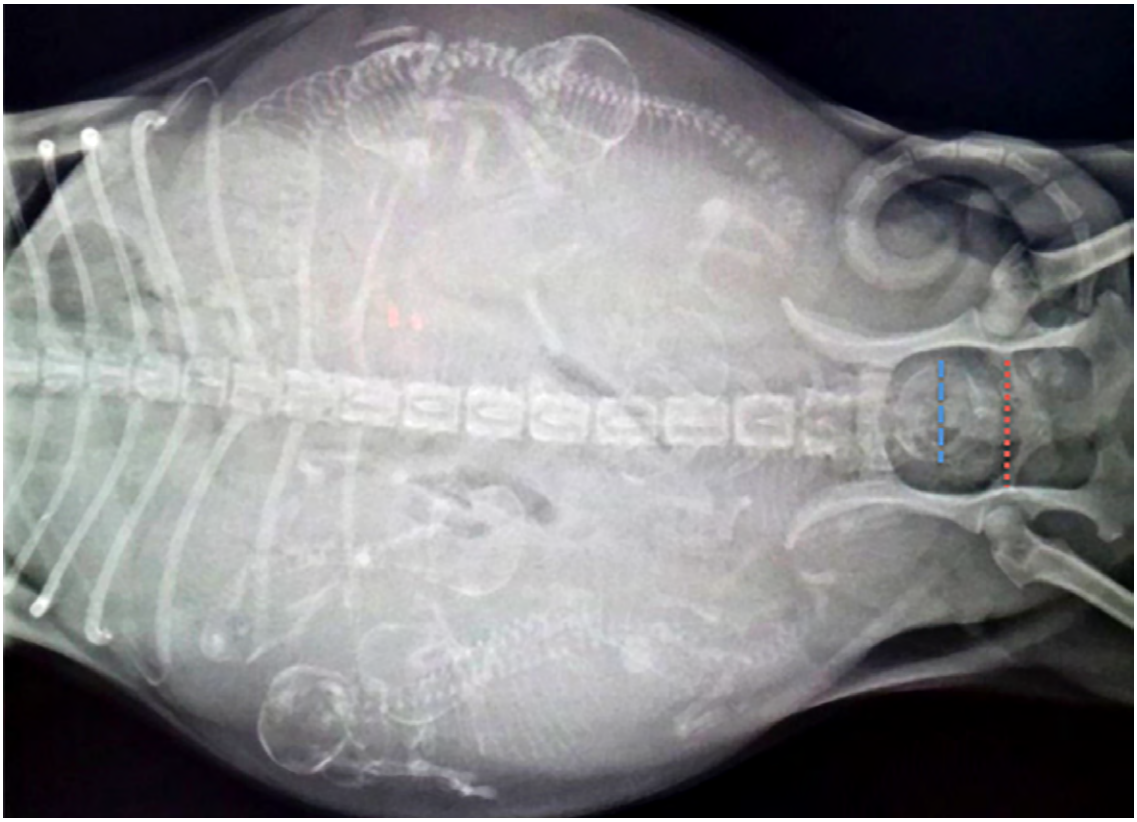


Imagen 22.3: estudio radiográfico de una perra gestante. La placa corresponde a una proyección dorso ventral en la que se señala la relación céfalo-pélvica. La línea punteada azul corresponde al diámetro cefálico de un feto, y la línea punteada roja corresponde a la apertura del canal pélvico materno (M.P.A. José Luis Cerbón).

Relaxina

Es una hormona secretada por la placenta de las perras, las gatas y otras especies. La concentración plasmática de relaxina aumenta a partir de la implantación de los fetos, y se considera una hormona específica de la gestación en las pequeñas especies.

En la actualidad existen pruebas comerciales para medir la relaxina en la sangre, a partir de los 22 a los 28 días posovulación, con una sensibilidad de 97.9 % y una especificidad del 99 %; estas pruebas se fundamentan en una reacción antígeno-anticuerpo que permite la rápida identificación de la hormona en muestras biológicas de suero o de plasma de perras y de gatas.

Cálculo de la Edad de la Gestación y la Fecha Probable de Parto

El establecer la edad gestacional y la fecha probable en la que pudiera presentarse el parto resulta particularmente útil en los casos en los que se desconoce la fecha de la monta. Las mediciones del saco gestacional o de las estructuras fetales se realizan por medio de ultrasonografía. Las fórmulas que se describen a continuación son aplicables a todas las razas y proporcionan información básica de control. Existen, sin embargo, fórmulas específicas para razas pequeñas, medianas y grandes.

Cálculo para menos de 40 días de gestación, cuando sólo se observa el saco gestacional

EG = (DSG x 6) + 20

EG = Edad gestacional ± 3 días.

DSG = Diámetro del saco gestacional (en cm).

Cálculo para más de 40 días de gestación, cuando el feto ya está osificado (imagen 22.4)

EG = (DC x 15) + 20 ; o EG = (DCC x 7) + 29

DC = Diámetro del cráneo, diámetro biparietal o diámetro cefálico (en cm).

DCC = Diámetro de la circunferencia corporal (en cm).



Imagen 22.4: ultrasonido realizado para el diagnóstico de gestación y el cálculo de la edad gestacional. Se muestra la medición del diámetro biparietal (Cortesía M.P.A. Rafael Paz).

Manejo Clínico de la Hembra Gestante

La nutrición de la perra gestante deberá cambiarse de modo gradual durante los primeros 30 días de la gestación; pasará de la dieta normal de mantenimiento a un alimento de cachorro, que le confiere a la hembra una mayor proporción de proteínas, grasa y energía para proveerle de los nutrientes necesarios durante el crecimiento de los fetos y, más tarde, para favorecer la producción de leche que, a su vez, servirá para alimentar a los cachorros. Hay que utilizar, de referencia, la misma marca que la perra consume regularmente. En esta etapa se recomiendan los alimentos Premium.

A partir del día 40 de la gestación se puede aumentar en un 20 % el consumo de alimento de la hembra, dividiendo su ración total en tres tomas al día; el propósito es que al avanzar la gestación, la demanda de nutrientes para los fetos en desarrollo crece y el aumento del tamaño del útero provoca una disminución en la capacidad gástrica. Si la comida se administra en una sola ración, es posible que la perra no pueda consumirla en su totalidad, o podría vomitarla por la falta de espacio gástrico.

Para estimular la ingesta de alimento adecuada de la perra puede agregársele a su dieta alimento de lata o pequeñas cantidades de queso *cottage*, pollo cocido o atún. Es importante atender a posibles comportamientos o detalles que sugieran alguna anormalidad severa como la ausencia de apetito por más de dos días, la presencia de polidipsia y de poliuria, signos de debilidad, desorientación, o descarga vaginal de cualquier tipo.

Cuando la perra esté llegando al momento del parto, se cuidará que su peso no haya rebasado entre un cinco y 10 % de su peso normal (antes de estar gestante). Para evitar el aumento exagerado de peso y lograr que se mantenga sana su condición física, es recomendable que camine o nade; deben evitarse, eso sí, los ejercicios estresantes.

En las perras de razas braquiocefálicas, cuyas crías tienen predisposición a presentar paladar hendido o labio leporino, es recomendable administrar diariamente una tableta de 400 UI de ácido fólico por vía oral, a partir del momento de la cruza o la inseminación, con el fin de prevenir la formación de tales anormalidades en los cachorros.

Se aconseja desparasitar a las perras durante las últimas dos a tres semanas de la gestación; se utilizará únicamente Fenbendazol, de preferencia después de realizar un análisis coproparasitoscópico.

La aplicación de vacunas, en especial con virus vivo modificado, está contraindicada. Sólo es aconsejable aplicar la vacuna en esta etapa si existe un peligro serio de exposición en un animal no vacunado; de ser así se optará por una vacuna con virus atenuado o muerto, con la advertencia de que existe el riesgo de malformación o muerte fetal.

Parto

Las hembras gestantes deberán familiarizarse con el área designada para que se lleve a cabo el parto, en particular cuando no corresponde con el sitio en el que viven normalmente; el estrés ocasionado por un cambio abrupto a un sitio desconocido puede provocar una ausencia de contracciones uterinas durante el proceso de parto, lo que conduciría a una distocia.

El sitio destinado a la hembra para parir, debe estar protegido de corrientes de aire y mantener una temperatura cálida, de entre 24 y 28 °C.

Antes del parto debe recortarse el pelo alrededor del área perianal y de las glándulas mamarias, a fin de evitar que los cachorros, por equivocación, succionen sobre los mechones de pelo sucio.

En la mayoría de las especies el parto comprende tres etapas: preparación, expulsión de la cría y expulsión de las membranas placentarias, sin embargo, en el caso de la perra se considera que la segunda y la tercera etapas son una sola, ya que por lo general cada cachorro nace envuelto en su placenta, por lo que la expulsión de los cachorros y las placentas ocurre en forma simultánea.

La actitud de la hembra de comenzar a buscar un lugar tranquilo para preparar su cama o nido, en general, indica la inminencia del parto. Con ello se inicia la fase de preparación, en la que ocurre la dilatación cervical. En esta etapa la perra se muestra nerviosa, presenta anorexia y respiración superficial. La duración de esta primera fase es variable, pero lo usual es que ocurra entre seis y 12 h, incluso hasta de 36 h en perras primerizas. La segunda fase comienza con el inicio de los esfuerzos expulsivos (contracciones abdominales). Una descarga vaginal mucosa de color verde, denominada uteroverdina, antes, durante o después del parto es normal e incluye metabolitos de la hemoglobina proveniente de la sangre de origen placentario.

La expulsión del primer feto puede tardar hasta una hora o un poco más, lo cual es un hecho común en partos normales o eutócicos. La duración de la segunda etapa depende básicamente del número de crías y es normal que se presente un período de descanso entre la expulsión de cada una, lo cual no debe confundirse con la inercia uterina.

De 12 a 24 h antes del parto, aproximadamente, la progesterona disminuye a niveles menores a los dos ng/ml en la sangre de la madre, lo cual produce una disminución de un grado centígrado en la temperatura corporal, pasando de 38.5 - 39 °C a 36 - 37.5 °C. Este evento sirve para prever la inminencia del parto; se recomienda a los propietarios de la perra, entonces, que a partir del día 56 después de la última monta, le tomen la temperatura rectal a la perra tres veces al día (en la mañana, a mediodía y en la tarde), y detectar, así, el momento en el que baja un grado.

Distocia

Es importante señalar que la perra es el animal doméstico en el que la inercia uterina primaria (falta de contracciones sin razón aparente) se presenta con más frecuencia. La propensión a sufrir esta afección es hereditaria, y debido a que los animales portadores no se eliminan, esta condición sigue tranmitiéndose a la progenie.

La salida de la uteroverdina por los labios vulvares se presenta normalmente durante el parto, e indica que la placenta ya se separó del útero; si el feto no es expulsado de inmediato puede significar que hay problemas. Al separarse la placenta del útero, asimismo, se pierde el contacto con la circulación materna, por lo que el cachorro deja de ser oxigenado ocasionándole estrés fetal, y debe ser expulsado en los siguientes 15 a 20 min.

Cuando la perra presenta contracciones débiles o irregulares durante la etapa de expulsión es importante evaluar si es capaz de liberar oxitocina endógena; en ese caso se estimula la vagina, insertando los dedos y frotando suavemente con la yema el techo de

la vagina. Este estímulo provoca la liberación de oxitocina por la neurohipófisis, y a su vez la oxitocina promueve que se presenten contracciones uterinas que dirigen al feto hacia el canal del parto. A esta respuesta se le conoce como "Reflejo de Ferguson" y se estimula, con frecuencia, por la presencia de los fetos en el canal. Si el resultado es negativo, significa que la hembra ya no es capaz de tener contracciones debido al cansancio; esta condición se conoce como inercia uterina incompleta o secundaria, en estas circunstancias habrá que realizar una cesárea.

Tratar de forzar las contracciones en un animal cansado, sin energía y deshidratado es contraproducente; en tal estado, a la perra se le debe proporcionar agua, seguida de un batido con leche deslactosada, con una yema de huevo y un poco de miel.

No se recomienda la administración de oxitocina exógena debido a que se puede provocar una inercia uterina por saturación de receptores, un desgarre uterino, si hay alguna obstrucción en el canal del parto, o muerte fetal por no extraer el producto rápidamente, porque si el feto ya se encuentra en el canal de parto o presenta desprendimiento de placenta solo se tienen entre 15 y 20 min para extraerlo con vida.

Neonatos

La vida de un cachorro se divide en cuatro periodos.

La neonatal, desde el nacimiento hasta los quince días de edad; la transición entre las dos y las cuatro semanas; la socialización, de la cuarta a la duodécima semana, y la juvenil, de la semana 12 a los seis meses de edad.

Se debe contemplar que el perro recién nacido presenta un grado de inmadurez fisiológica importante, por esta razón no puede regular su temperatura; no presenta suficientes reservas hepáticas de glucógeno; los párpados y los conductos auditivos se encuentran cerrados y se abren, respectivamente, entre los cinco y los 14 días, y los 12 a 17 días después del nacimiento. No olvidar que los cachorros al nacer están compuestos en un 84 % por agua.

Cuidado de los Cachorros

A continuación se presenta una serie de recomendaciones que se le deben hacer al criador o al propietario de la mascota, respecto del cuidado de los cachorros.

Medio ambiente

En la habitación donde se encuentren los cachorros se deben evitar las corrientes de aire, y hay que mantener una temperatura entre los 24 y los 28 °C, con una humedad relativa de 60 % (como referencia, una persona debe poder estar en la habitación sin necesidad de cubrirse y sin sentir frío ni calor). Si se utiliza un calentador eléctrico es conveniente poner un recipiente con agua cerca, y de ese modo humedecer el ambiente.

Amamantamiento

El cachorro se amamanta el primer día cada dos horas; y el resto de la primera semana lo hará cada tres horas; la segunda semana el amamantamiento debe ocurrir cada cuatro horas, mientras que la tercera semana se espacia a cada cinco horas.

Cada episodio de amamantamiento deberá durar entre 20 y 30 min. Si la perra tiene más cachorros que glándulas mamarias, se le de-

ben acercar primero a los cachorros de menor peso y después a los más grandes (sin alejar a los primeros). Es normal que después de cada comida, la madre lama a los cachorros en el área genitourinaria para inducirlos a defecar y a orinar. Este estímulo de la madre se puede substituir utilizando una gasa o un algodón húmedos, con los que se frota suavemente dicha área, después de cada alimentación.

Destete

A partir de la tercera semana se puede empezar a destetar a los cachorros, ofreciéndoles pequeñas cantidades de papilla preparada con croquetas para cachorro, remojadas y molidas. Al mes de edad se ofrecerán las croquetas sin moler, únicamente remojadas. Al mes y medio se le proporcionarán las croquetas secas. En esta etapa la madre aún puede permanecer con los cachorros.

Monitoreo de los cachorros

Es recomendable pesar a los cachorros a diario para detectar a los que no estén comiendo lo suficiente, o a los que se encuentren enfermos. Cada cachorro, en promedio, debe aumentar 10 % de su peso corporal por día. Un cachorro de 300 g, por ejemplo, debe aumentar 30 g diariamente.

Es muy fácil que los neonatos presenten hipotermia, hipoglucemia y deshidratación; se hablará, entonces, de estos padecimientos.

Hipotermia

Si un cachorro se enfría su motilidad intestinal baja y se disminuye su apetito, con lo cual se establece un círculo vicioso, ya que si no come se enfría, y si se enfría no come. Los cachorros, por ende, deben mantenerse secos y tibios.

A pesar de lo anterior, nunca debe utilizarse una fuente de calor directa –una lámpara, por ejemplo–, debido a que puede causar deshidratación, e incluso quemaduras a los cachorros. De ser necesario, deben emplearse fuentes que lo irradien el calor; calentadores de aceite, tapetes o cojines eléctricos, y botellas con agua caliente envueltas en una toalla.

El neonato presenta una temperatura de entre 34.5 y 36 °C; alcanzará los 36 a 37 °C entre el segundo y el quinto día después del nacimiento. Si un cachorro disminuye su temperatura corporal a 35 °C será incapaz de mamar, y si presenta una temperatura menor a 34 °C la madre lo rechazará y lo separará de la camada.

Para el manejo de la hipotermia los esfuerzos deben enfocarse en primera instancia a aumentar la temperatura de la cría, y luego darle de comer, puesto que, si se fuerza la alimentación, la falta de peristaltismo provocará cólicos mientras está fría.

Deshidratación

Como se mencionó antes, el neonato está formado por una gran cantidad de líquido (84 % PV), por lo tanto es muy fácil que se deshidrate si deja de comer, si presenta diarrea o si se le calienta con calor directo; por ejemplo, el de los focos.

Cuando un cachorro está deshidratado la piel del abdomen adquiere un color rojizo, se encuentra inquieto, gime, deja de comer y va perdiendo peso. Es conveniente, por lo tanto, monitorear a los cachorros cada 24 h, para detectar con mayor facilidad si dejan de ganar peso, si no están comiendo o si tienen diarrea, con el objetivo de proporcionar un tratamiento en forma oportuna.

Hipoglucemia

El hígado del neonato es incapaz de almacenar glucógeno, por lo que no cuenta con reservas hepáticas suficientes para soportar un ayuno prolongado, y la madurez plena de los sistemas metabólicos se alcanza hasta los 145 días de edad. La hipoglucemia provoca una reducción del 50 % en la presión arterial, lo que puede ocasionar un choque hipovolémico. Los signos de esta condición incluyen hipotermia, deshidratación, debilidad, imposibilidad para mamar, gemidos, presencia de convulsiones, coma; se puede producir, finalmente, la muerte.

Cuando los cachorros están débiles y por lo tanto no son capaces de mamar es necesario alimentarlos por sonda oro-gástrica.

Macho

La salud integral del macho, en particular, es importante en aquellas especies en las que el manejo reproductivo implica la monta directa, como es el caso de los perros, en los que la inseminación artificial con semen congelado aún no ha alcanzado un grado tan avanzado de comercialización y utilización como en los bovinos.

Como en cualquier otra especie, el macho debe llevar a cabo un patrón del comportamiento sexual que conduce al apareamiento, el cual consta de siete pasos, que van desde la detección de la hembra en celo, hasta la emisión de semen de buena calidad. Se puede consultar, sobre el tema, el capítulo 15.

Las fases del comportamiento sexual se completan mejor por un individuo sano, con excelente condición física, y en el que la vista y el olfato funcionen de manera adecuada. Cualquier trastorno puede afectar este proceso, por ejemplo, un animal con anosmia no se estimulará de manera apropiada. Para poder determinar la capacidad reproductiva del macho, es necesario realizar los siguientes exámenes: clínico general, valoración de los órganos genitales, de la libido y del eyaculado. A continuación se describen estos exámenes, con excepción del examen clínico general, que es objeto de otras asignaturas en la carrera de Medicina Veterinaria.

Examen de los órganos genitales

Se deben revisar el escroto, los testículos, el epidídimo, el prepucio, el pene y la próstata.

Se verifica que el escroto sea suave, no engrosado, y que no existan adherencias entre el escroto y los testículos; se les debe oprimir suavemente, confirmando que al hacerlo el testículo suba y al soltarlo baje sin ningún obstáculo (imagen. 22.5).

Los testículos tienen forma ovoide y están situados en posición oblicua, con la cola del epidídimo hacia atrás. No se encuentran colocados exactamente uno al lado del otro, sino que uno de ellos puede situarse ligeramente más craneal. Deberán tener una consistencia firme y turgente.

El epidídimo se revisará en su trayecto para determinar que no le falte algún segmento. En forma especial se debe evaluar la cola del epidídimo, que deberá sentirse llena, lo que indica la capacidad de almacenamiento de espermatozoides.

El prepucio deberá cubrir por completo al pene; debe revisarse que no tenga laceraciones o erosiones, y que a través de su orificio se permita libremente la salida y la entrada del pene, es decir que no exista fimosis o parafimosis. En el prepucio es normal observar una ligera secreción, resultado del proceso de renovación normal de la mucosa prepucial.

El glande del pene abarca desde la punta de este órgano hasta el bulbo peneano, y durante la colección del semen es importante que se estimule en toda su longitud. Para revisarlo, se desenvainará el pene, retrayendo el prepucio para verificar que no haya obstáculos que impidan el desenvaine (**imagen. 22.6**); se verificará que tampoco haya lesiones o ulceraciones.

La próstata es la única glándula accesoria en el perro. Se localiza en el borde craneal de la pelvis, rodeando al cuello de la vejiga. La próstata es redonda, con un rafé medio –línea de unión de dos secciones simétricas de un órgano o tejido– que la divide en dos lóbulos iguales. En la evaluación del semental deberá incluirse su revisión, ya sea por palpación rectal o por ultrasonografía. La asimetría de la glándula, la presencia de dolor, el aumento de tamaño o una consistencia anormal, pueden indicar una disfunción; se requerirá, entonces, de una revisión más minuciosa de la glándula (**imagen 22.7**).

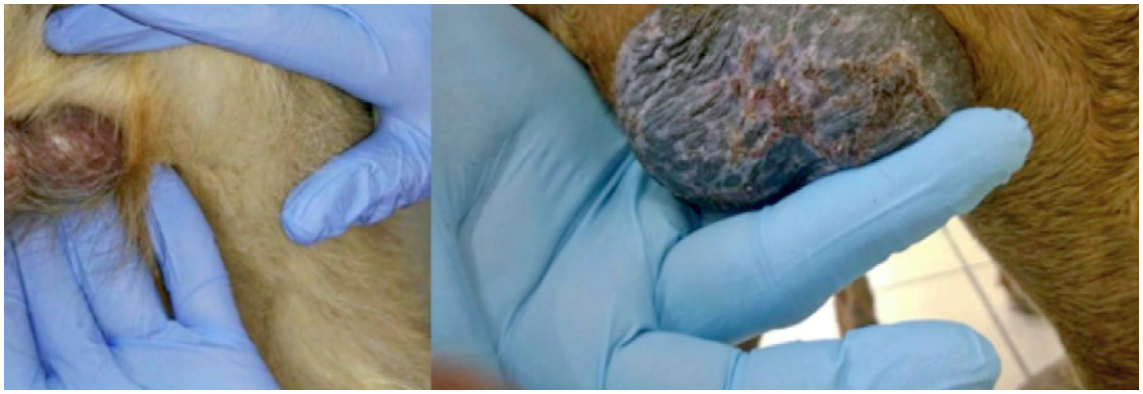


Imagen 22.5: palpación e inspección de los testículos y el escroto. A la izquierda se aprecia la presencia de ambos testículos de igual tamaño y apariencia; a la derecha se observan múltiples laceraciones a nivel escrotal (M.P.A. José Luis Cerbón).



Imagen 22.6: persistencia de frenillo peneano, que impide el desenvaine y la penetración adecuados (M.P.A. José Luis Cerbón).

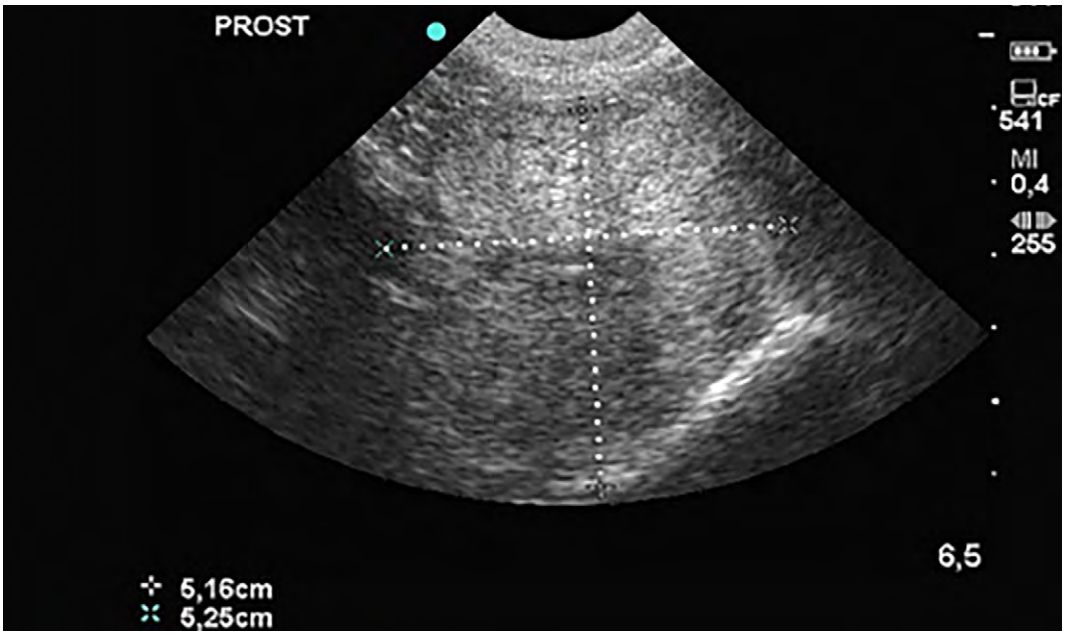


Imagen 22.7: ultrasonografía de la próstata. Se observa un aumento de tamaño (M.P.A. José Luis Cerbón).

Referencias

- Concannon P, McCann J, Temple M. Biology and endocrinology of ovulation, pregnancy and parturition in the dog. Journal of Reproduction and Fertility. 1989; 39: p. 3-25.
- Dieleman S, Djajadiningrat-Laanen S, de Gier J, Kooistra H, Okkens A. Temporal relations between plasma concentrations of luteinizing hormone, follicle-stimulating hormone, estradiol-17β, progesterone, prolactin, and α-melanocyte-stimulating hormone during the follicular, ovulatory, and early luteal phase in the bitch. Theriogenology. 2006; 65(7): p. 1346-1359.
- Feldman E, Nelson R. Endocrinología y Reproducción. 2nd ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2000.
- Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3rd ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Kooistra H, Okkens A. Secretion of prolactin and growth hormone in relation to ovarian activity in the dog. Reproduction in Domestic Animals. 2001; 36(3-4): p. 115-119.
- Kutzler M. Induction and synchronization of estrus in dogs. Theriogenology. 2005; 64(3): p. 766-775.
- Manteca X. Etología Clínica Veterinaria del Perro y del Gato. 2nd ed. Barcelona: MultiMédica; 2002.
- Meyers-Wallen V. Unusual and abnormal canine estrous cycles. Theriogenology. 2007; 68(9): p. 1205-1210.
- Root K. Small Animal Theriogenology Minnesota: Butterwort-Heinemann; 2003.
- Verstegen J, Verstegen-Onclin K. Endocrinology of pregnancy in the dog: a review. Theriogenology. 2008; 70(3): p. 291-299.

23

Capítulo 23

Porcinos

Antonio I. Porras Almeraya

Capítulo 23
Porcinos

Antonio I. Porras Almeraya

Introducción

Una buena eficiencia reproductiva es necesaria para alcanzar una alta rentabilidad en cualquier empresa pecuaria; que en las porcinas significa obtener el mayor número de lechones al destete y de partos por cerda, aunado al uso de sementales, de alto valor genético, en programas de inseminación artificial. En este capítulo, el alumno aprenderá los lineamientos del manejo reproductivo de los cerdos para lograr una buena eficiencia reproductiva.

El ciclo productivo del porcino comprende dos líneas de producción que funcionan de manera simultánea; una se refiere a la producción de lechones destetados: ciclo de las cerdas reproductoras, y la otra a la producción de cerdos engordados para el abasto: ciclo de los lechones destinados al abasto.

El ciclo productivo de las hembras para la producción de lechones destetados tiene una duración aproximada de 20 a 22 semanas, dependiendo de la duración de la lactación. Durante este tiempo se producen tres hechos importantes que determinan al propio ciclo: el servicio, el parto y el destete. Entre el servicio y el parto se produce la gestación –16 a 17 semanas–, entre el parto y el destete se produce la lactación –tres a cuatro semanas– y por último entre el destete y la siguiente cubrición transcurre alrededor de una semana (**imagen 23.1**).

A este ciclo productivo habría que añadirle otros dos acontecimientos importantes: a) el diagnóstico de la gestación que permite detectar a las cerdas no gestantes para volverlas a servir (si procede) en el siguiente ciclo; b) la introducción de cerdas jóvenes de reemplazo (nulíparas) destinadas a sustituir a las cerdas que mueren, se desechan o a las que por edad finalizan su ciclo productivo.

Para alcanzar las metas del ciclo productivo de las cerdas, en la producción de lechones es necesaria una adecuada planificación de actividades, por lo que en una granja de madres, todas las cerdas de la piara se distribuyen en lotes con un número lo más homogéneo posible de animales. Todas las cerdas que forman parte de un lote están en un mismo punto del ciclo productivo, las cerdas de un mismo lote se cubren y paren en periodos muy cortos -dos a tres días- y son destetadas el mismo día. Los distintos periodos del ciclo productivo están asociados al ciclo reproductivo, donde la concepción marca el inicio de la producción. A continuación se describen las principales rutinas de manejo durante el ciclo reproductivo de la cerda.



Imagen 23.1: principales etapas y duración del ciclo productivo de las cerdas en la producción de lechones destetados (Elaborada por el Dr. Antonio Porras).

Manejo de la Hembra Primeriza

Una granja comercial necesita tener un adecuado número de hembras primerizas o nulíparas -cerdas jóvenes que no han parido- que estén listas para ser inseminadas. Cada sistema de producción tiene metas de producción específicas para sus hembras primerizas entrantes, por ejemplo; el objetivo puede ser una camada superior a los 10 lechones y, asimismo, que la cerda incremente su productividad hasta alcanzar, en promedio, cinco partos. Para lograr las metas establecidas es necesario tomar en cuenta las siguientes consideraciones.

Edad y peso al momento de la pubertad

La cerda en general alcanza la pubertad entre los 150 y los 220 días de edad, con un peso aproximado de 75 a 90 kg que varía dependiendo de diversos factores tales como el tipo racial, la condición corporal, la temperatura ambiental y las interacciones sociales. Después de la pubertad presentará regularmente ciclos estrales de 18 a 23 días de duración, la mayoría de las cerdas serán inseminadas durante el segundo o tercer celo después de la pubertad, que es cuando alcanzan una mejor tasa de ovulación.

Existen diversos métodos que pueden emplearse para inducir el inicio de la pubertad en hembras primerizas.

La exposición al macho, es la forma más efectiva para estimular el inicio de la pubertad en un grupo de hembras primerizas; debe ser una exposición diaria, empleando a un macho maduro y activo. El contacto ya sea con sementales o con machos vasectomizados tiene un efecto positivo ya que reduce el tiempo de presentación de la pubertad; dicha aproximación puede ser directa –en el mismo corral– o indirecto, a través de corrales adyacentes o por el paseo del semental entre las jaulas. El contacto directo puede ser temporal o permanente; el primero consiste en colocar un macho dentro de un corral con un máximo de 10 hembras, por periodos que pueden ir desde 30 min hasta 12 h al día. El contacto directo permanente, por su parte, consiste en alojar en definitiva a un macho vasectomizado dentro del corral de las hembras, rotando a los machos cada tres días. La exposición al macho inicia entre las 23 y las 26 semanas de edad. No se recomienda exponer a las hembras primerizas menores de 20 semanas de edad, ya que no responderán al estímulo del macho.

La aplicación de tratamientos hormonales puede ser útil para la inducción precoz de la pubertad, ante la necesidad de preparar un número concreto de hembras para cumplir el objetivo de cubriciones, sobre todo en época de verano. Estos tratamientos se emplean también para inducir el celo y para reducir los días no productivos en cerdas que no han manifestado celo a los ocho meses de edad. Para conseguir el celo y la ovulación se requiere, a la vez, la utilización de hormonas con función folículo estimulante y luteinizante. La gonadotropina coriónica equina (eCG) y la gonadotropina coriónica humana (hCG) presentan actividad similar a la que producen, respectivamente, la hormona folículo estimulante (FSH) y la hormona luteinizante (LH) durante el ciclo estral. El tratamiento más utilizado incluye la aplicación de 400 UI de eCG y 200 UI de hCG.

Edad y peso al primer servicio

Una estrategia para alcanzar la edad y el peso corporal óptimos de la cerda al primer servicio consiste en retrasar el servicio hasta el segundo o tercer celo pos-puberal, el cual podrá ocurrir entre los 220 a 230 días de edad con un peso corporal de 130 a 140 kg y con un grosor de 18 a 20 mm de grasa dorsal. El propósito es incrementar la productividad así como la vida productiva de la cerda. La recomendación de retrasar el servicio hasta el segundo o tercer estro pos-puberal parece aceptable solamente cuando la pubertad se inicia a edades tempranas, de los 150 a los 180 días.

Una vez que las hembras primerizas se incorporan con las hembras reproductoras, éstas deben ser manejadas de modo que no se restrinja su potencial productivo. El consumo de alimento, la aclimatación a la jaula, la exposición al macho, el peso corporal al servicio, el peso corporal ganado durante la gestación y el manejo en la primera lactancia determinan el potencial productivo durante la vida útil de la hembra.

Manejo de la Hembra Destetada

La cerda destetada se trasladada del área de maternidad al área de servicios, en la que podrá ser alojada en un corral o en una jaula individual. Una vez que la cerda llega al área

de servicios es necesario tomar en cuenta los siguientes detalles.

Habrá que evaluar el peso, la condición corporal y la cantidad de grasa dorsal. Una cerda que pierde peso y condición corporal durante la lactancia difícilmente manifestará celo durante los primeros días posdestete, y seguirá sin presentarlo hasta recuperar su condición corporal, lo que equivale a alcanzar cuando menos a 17 mm de espesor de grasa dorsal.

Cuidar la alimentación para que la cerda recupere su condición corporal, se reduzca el intervalo del destete al estro y se incremente el tamaño de la camada en el siguiente parto, vía un aumento en la tasa de ovulación y en la sobrevivencia embrionaria.

Se detectará la presentación del estro dos veces al día. El destete estimula el desarrollo folicular en la cerda, lo que resulta en la presentación del estro y la ovulación entre los primeros tres a siete días subsecuentes. Al periodo entre el destete y el día en el que la cerda manifiesta nuevamente un estro se le conoce como intervalo destete al estro, y se busca que sea lo más corto posible, es decir, de entre tres y 15 días, pero existen diversos factores que pueden afectar el intervalo destete al estro:

Edad reproductiva

En las cerdas multíparas el celo posdestete se presenta más rápido que en las hembras primíparas.

Duración de la lactancia

Cuando el periodo de lactancia es largo la manifestación del estro posdestete es más rápida.

Pérdida de peso durante la lactancia

Cuando la cerda pierde más peso de lo deseable se incrementa el intervalo del destete al estro.

Existen métodos que pueden emplearse para sincronizar el estro durante el destete de las cerdas, algunos de ellos, aquí, se enumeran.

- Estimular la presentación del estro con el uso de sementales; será necesario reacomodar a las cerdas recién destetadas en corrales cercanos a las zahúedas de los sementales o bien introducir a machos celadores en los albergues de las hembras.
- Aplicar productos hormonales exógenos como la eCG después del destete, ya sea sola o en combinación con la hCG, se reduce de esta forma el intervalo del destete al servicio, asimismo se incrementa el tamaño de la camada; puede emplearse una dosis única de eCG (1200 UI) administrada a las cerdas después del destete, o una combinación de eCG (400 UI) y de hCG (200 UI) después del destete. Otra alternativa es la aplicación de un progestágeno (altrenogest) a una dosis de 20 mg durante tres a cinco días por vía oral, desde el momento del destete, lo que es suficiente para sincronizar al 85 % de las cerdas.

Manejo del Servicio Natural o de la Inseminación Artificial

Detección de los signos de estro

El estro, celo o calor es el periodo en el que la cerda es receptiva al macho. Con la presencia del semental el estro tiene una duración de 40 a 60 h –claro con variaciones individuales que van de menos de 24 h a más de 96 h–, y tiende a ser más breve en la cerda primeriza. Las hembras sólo aceptan ser cubiertas cuando están en celo, por ello, la oportuna y correcta detección de los signos de estro es fundamental para llevar a cabo un buen programa reproductivo. De la detección del celo depende

el momento óptimo para efectuar la monta dirigida o la inseminación artificial (IA), con el fin de obtener camadas numerosas.

La manera más generalizada y efectiva para realizar la detección de estros es observando los cambios en el comportamiento habitual de la cerda, la conducta de la misma en presencia del macho –actividad conocida como recelo– y los cambios en las características físicas de los genitales externos: enrojecimiento y edema de la vulva así como la presencia de secreciones. Una forma para realizar la detección de celos es llevar al macho al local de la cerda o pasearlo entre los corrales o las jaulas de las cerdas (**imagen 23.2**); el macho comenzará a emitir sonidos de cortejo, los cuales serán correspondidos por la hembra en celo. La cerda que se encuentra en estro mostrará interés por el macho, quedándose inmóvil al detectar su presencia. La detección de estros se deberá hacer por lo menos dos veces al día (cada 12 h).

Durante el periodo de estro se pueden detectar algunos de los siguientes signos de estro en la cerda.

- Edema e hiperemia de la vulva; esto es más notable aún en razas de piel clara así como en hembras nulíparas.
- Interés por el macho.
- Emite sonidos característicos en presencia del macho.
- Permanece inmóvil en presencia del macho.
- Arquea el dorso (lordosis).
- Se deja montar por el semental. En ocasiones, la cerda monta o bien permite ser montada por sus compañeras de corral (**imagen 23.3**).

Un signo de importancia en la identificación del estro es el reflejo de inmovilización: para verificar si la cerda está en celo una persona aplica presión en el lomo de la cerda y, si ésta permanece inmóvil (reflejo de inmovilización) se considera que se encuentra en celo e incluso la cerda permitirá que la persona se siente sobre su dorso, razón por la cual se le conoce como "Prueba de cabalgue" (**imagen 23.4**).

Es importante recordar que esta prueba de inmovilización en ausencia de un macho tiene una efectividad del 48 %, aun con un operador experimentado, aunque si se realiza en presencia de un verraco, el porcentaje se eleva al 97 %.





Imagen 23.2: macho en el corral de las cerdas o, bien, paseando entre las jaulas de las cerdas para identificar a las hembras en celo (Dr. Antonio Porras).



Imagen 23.3: algunos signos presentes en una cerda en celo; interés por el macho (a la izquierda), hiperemia y edematización de la vulva (al centro) y en ocasiones la cerda monta o permite ser montada por sus compañeras de corral (a la derecha) (Dr. Antonio Porras).



Imagen 23.4: reflejo de inmovilización y prueba de cabalgue para verificar el celo de una cerda. El macho se encuentra en el corral adyacente, lo que acentúa el comportamiento de la hembra (Dr. Antonio Porras).

Momento de la ovulación y del servicio durante el empadre

Existen diversos tipos de empadre que se pueden manejar en el cerdo, por ejemplo: la monta dirigida consiste en llevar a la hembra a un corral de montas o al corral del macho y se vigila que el semental realice la monta completa.

La inseminación artificial es bastante útil cuando se desea aprovechar al máximo el eyaculado de los sementales, así como para introducir nuevo material genético a la granja con el mínimo riesgo de enfermedades. Con la IA se reduce también el riesgo de lesiones a las cerdas jóvenes por animales muy pesados o agresivos. La desventaja es que demanda más tiempo y que se requiere de personal capacitado.

En ambos tipos de empadre será necesario cubrir o inseminar a la cerda en el momento adecuado para obtener mayor fertilidad. Recordemos que el estro tiene una duración de 40 a 60 h (en cerdas primerizas es de menor duración) y que la ovulación se produce de 36 a 40 h después de iniciado el estro. Conside-

rando lo anterior, los sistemas de apareamiento pueden clasificarse en dos grupos; sistema de doble monta o inseminación, que se sustenta en proporcionar el servicio entre 23 y 36 h después del inicio del celo, para aquellas cerdas con comportamiento reproductivo normal; y el sistema de montas o inseminaciones triples, recomendable para cerdas primerizas, el cual consiste en proporcionar la monta o la inseminación artificial a las 12, 24 y 36 h después de iniciado el estro.

Otra opción, para cerdas destetadas, es realizar la primera inseminación acorde con el tiempo en que manifieste el estro después del destete; ya que el intervalo desde el destete hasta el estro se relaciona con la duración del celo, y por lo tanto, con el momento de la ovulación. De acuerdo con lo anterior, se utilizan los protocolos siguientes:

Si el intervalo del destete al estro es breve -de uno a tres días- se espera que la duración del estro sea larga, por lo tanto, la primera inseminación se realizará a las 24 h de detectado el estro.

Si el intervalo del destete al estro es regular (cuatro a siete días) se espera que la duración del estro sea normal, por lo que la primera inseminación se realizará a las 12 h de haberse detectado el estro.

Si el intervalo del destete al estro es largo (más de siete días) se espera que la duración del estro sea corta y la primera inseminación se realizará al detectar el estro.

Técnica para la inseminación artificial

La inseminación artificial consiste en el depósito del semen en el aparato reproductor de la cerda sin la participación del macho. En la actualidad el semen se puede depositar en el cérvix (IA tradicional o convencional), pos-cervical (IA-PC) ó intrauterina profunda (IA-IU). Con la IA-tradicional la dosis se deposita en el cérvix, mientras que en la IA-PC y en la IA-IU se deposita atravesando el cérvix mediante el uso de una sonda complementaria a la habitual, que permite el depósito de los espermatozoides en el cuerpo del útero (PC) o en el comienzo del cuerno uterino (IU).

En la técnica de IA tradicional (**imagen 23.5**), el semen se deposita en los primeros centímetros del cérvix, el cual actúa como una barrera natural, lo que dificulta la llegada de los espermatozoides al útero y facilita la expulsión de una buena parte del semen mediante el flujo retrógrado. Por esto, los protocolos de IA-tradicional recomiendan realizar dos a tres inseminaciones durante el estro con dosis de 80 - 100 ml, que contienen 3 x 10^9 de espermatozoides por dosis. De esta forma, a partir de una eyaculación se puede inseminar a un número muy limitado de cerdas, lo que impide un uso eficiente de los verracos. Al utilizar la IA-PC el número de espermatozoides y el volumen de la dosis se puede disminuir a 0.5 - 1.0 x 10^9 / 30 - 40 ml logrando resultados similares a aquellos obtenidos con la IA tradicional, siendo una de las razones por las que es cada día se emplea más esta tecnología.

La IA-PC se debe diferenciar de la IA-IU, en los dos casos se deposita el semen directamente en el útero, pero en la IA-IU se realiza en la profundidad de un cuerno uterino. El uso de IA-IU es aún limitado y se restringe prácticamente a la experimentación. Las sondas empleadas para esta técnica se utilizan también para la transferencia no quirúrgica de embriones.



Imagen 23.5: técnica de inseminación artificial tradicional en la cerda (Dr. Antonio Porras).

En la actualidad existe una variante de la técnica de IA tradicional conocida como "manos libres", consiste en utilizar un cinturón que semeja a una alforja que se coloca en la parte posterior del cuerpo de la cerda, para imitar el peso del macho sobre la hembra y así lograr un mejor estímulo sexual al momento de inseminar. La alforja tiene integrado un adaptador para sostener la dosis de semen (manos libres), en este caso el operador sólo se tiene que revisar que la dosis de semen fluya de manera adecuada.

Diagnóstico de la Gestación

A través del tiempo, se han utilizado diferentes métodos para realizar el diagnóstico de la gestación en la cerda, como son la detección del retorno al estro, las determinaciones hormonales (estrógenos o progesterona), la biopsia vaginal y, en la actualidad, el uso del ultrasonido, que ha demostrado ser el método más práctico y eficaz.

Detección del retorno al estro

La detección del retorno al estro debe utilizarse como una herramienta adicional o complementaria al método empleado en la granja para el diagnóstico de la gestación. Este método es de bajo costo y relativamente fácil de realizar: consiste en observar si una hembra vuelve a mostrar signos de celo entre los 18 a 25 días después de que fue servida, ya sea visualmente o por medio de un macho (ya se describió la metodología). Se recomienda que el diagnóstico se lleve a cabo dos veces al día; por la mañana, temprano, y al atardecer.

Diagnóstico de gestación con ultrasonido

En las explotaciones porcinas el diagnóstico de gestación por medio de la técnica de ultrasonido ha sido utilizado por largo tiempo. Existen diferentes sistemas de emisión de ultrasonido que se aplican en la producción animal; uno de ellos es el emisor de ultrasonido tipo A –modo de amplitud– que detecta la diferente impedancia acústica entre líquidos y tejidos, y los ultrasonidos que se reflejan se transforman ya sea en un sonido audible o en una señal luminosa –en los aparatos sin pantalla– o en imágenes visuales -en los aparatos con pantalla–, que indican si la cerda está o no gestante (**imagen 23.6**).





Imagen 23.6: diagnóstico de gestación en la cerda por medio del ultrasonido tipo A que emite una señal audible (Dr. Antonio Porras).

En una cerda gestante, el útero va aumentando de tamaño y peso, por el acopio de líquidos y tejidos fetales. El método de diagnóstico por ultrasonido detecta diferencias en impedancia acústica entre el contenido del útero gestante y las restantes vísceras abdominales, donde el líquido amniótico y el alantoideo juegan un papel primordial en la reflexión de la onda de sonido, generando un eco diferente al de una cerda no gestante (**imagen 23.7**). Este método es sencillo y confiable, asimismo, se puede realizar con resultados favorables a partir de los 35 días de gestación.

En la actualidad la ultrasonografía en tiempo real (ecografía de pantalla tipo B) ha ido desplazando al resto de las ecografías. El principio es el mismo para estos equipos, pero el ultrasonido reflejado genera una imagen que puede ser más o menos ecogénica, dependiendo de la densidad y de la velocidad de propagación del sonido a través de los líquidos y de los tejidos con los que choque la onda sonora. Las sondas o transductores que se utilizan son de tipo lineal o sectorial y sus frecuencias van de 3.5 a 7.5 MHz (distinta resolución de imagen y profundidad).

La técnica para el ultrasonido de imagen puede usarse en la cerda aplicando el transductor por vía transabdominal o por vía transrectal: la ultrasonografía transabdominal se realiza con la cerda de pie e inmovilizada, el transductor se sitúa a nivel del pliegue inguinal, a la altura de las últimas tres glándulas mamarias, orientándolo hacia el aparato urogenital. En la ultrasonografía transrectal el transductor se introduce aproximadamente de 30 a 40 centímetros en el recto con previa remoción de las heces. La ultrasonografía por vía rectal aplicada durante la semana tres o cuatro de gestación ofrece mayor precisión que la ultrasonografía transabdominal; lo cierto es que a partir de la quinta semana de gestación, ambas vías ofrecen la misma precisión (91 a 100 %).

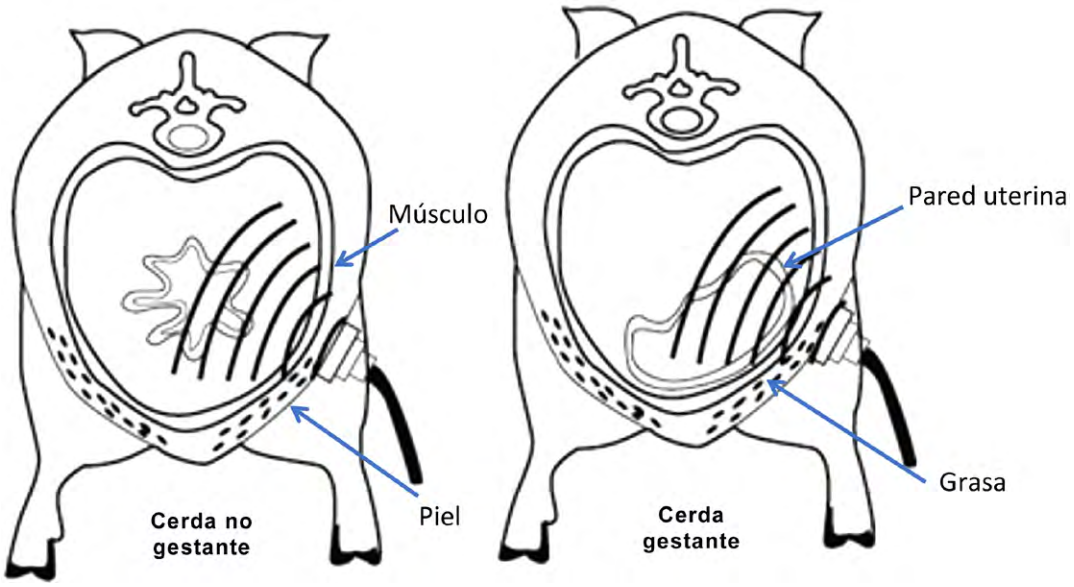


Imagen 23.7: la onda de sonido que emite el ultrasonido atraviesa piel, grasa, músculos, pared uterina y en su caso membranas fetales, produciendo un eco que se transforma en un sonido audible o en una señal visual (Dr. Antonio Porras).

En la cerda el primer indicio de gestación antes del día 20, por ultrasonografía, es la detección de fluido embrionario dentro del útero (áreas anecoicas). Al finalizar de la tercera semana de gestación se evidencian unas estructuras ecoicas, dentro del fluido anecoico, que corresponden al embrión y a la membrana amniótica que lo rodea. La utilización de la ultrasonografía para el diagnóstico de la gestación antes del día 20 de gestación no es práctica. Se recomienda realizar el diagnóstico después del día 30 posterior a la inseminación, ya que para esta fecha los embriones son evidentes dentro de las vesículas amnióticas (**imagen 23.8**).

De manera independiente al método utilizado para el diagnóstico de gestación, éste debe complementarse con una adecuada práctica en el uso de registros reproductivos y en la identificación apropiada de los animales.

Manejo de la Hembra próxima al Parto

Aproximadamente una semana antes del parto las cerdas se trasladan del área de gestación confirmada a la sala de partos o maternidad, para evitar que el estrés del manejo se incremente y se complique el parto. Cada día se verifica el momento probable de inicio del parto. En algunos casos el parto puede inducirse hormonalmente para evitar que ocurra en un horario nocturno o en un fin de semana. Otro manejo que se utiliza durante los últimos días de la gestación es laxar a la cerda para evitar con ello complicaciones en el parto.

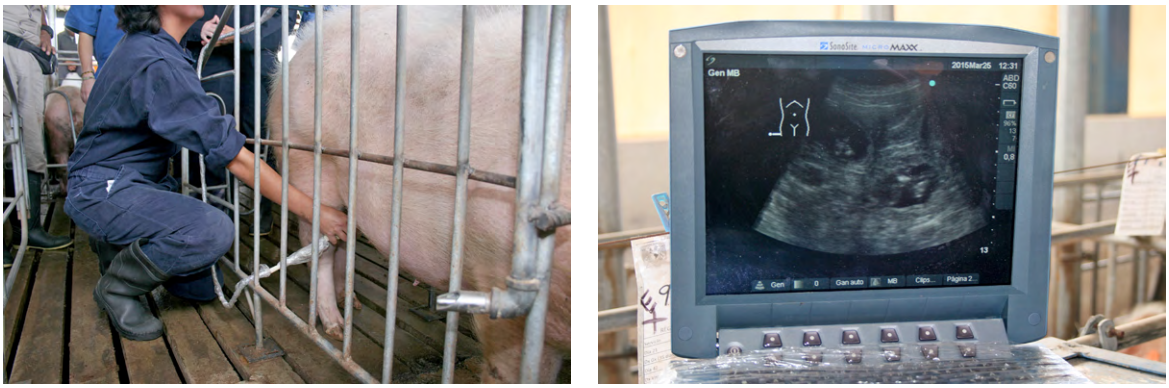


Imagen 23.8: diagnóstico de gestación en la cerda por medio de la ultrasonografía en tiempo real (ultrasonido tipo B) (Dr. Antonio Porras).

Durante las 24 h previas al parto, el manejo de la cerda debe minimizarse; es necesario, sin embargo, observarla para detectar los signos de aproximación al parto como son: vientre y glándulas mamarias de gran tamaño; inicio de la secreción de calostro de color grisáceo dos días antes del parto, que va volviéndose más blanco a medida que se acerca al parto; la vulva se enrojece y aumenta de tamaño a causa del edema. La cerda tiende a construir su nido, pero esta conducta no se presenta en los parideros que tienen forma de jaula, así que lo único que se puede observar es inquietud. Un buen criterio para predecir el momento del parto es medir la frecuencia respiratoria de la hembra, cuyo valor normal es de 20 a 25 respiraciones por minuto. Unas horas antes del parto este ritmo se incrementa de 60 a 80 respiraciones por minuto y justo antes del parto vuelve a recuperar su cadencia normal.

El parto se divide tradicionalmente en tres etapas: en la primera ocurre la dilatación del cuello del útero y el inicio de las contracciones uterinas, esta fase puede durar de dos a 12 h. En la segunda etapa ocurre la expulsión de los lechones, su duración promedio es de 2.5 h (se prolonga de una a cuatro horas), depende de la experiencia de la madre, del tamaño y el número de las crías, entre otros factores. La cerda pare en posición de decúbito lateral y requiere un menor esfuerzo que el de las hembras de otras especies, probablemente por la relación de tamaño de los lechones y la pélvis de la cerda. El tiempo normal entre la expulsión de dos lechones oscila entre 15 y 30 minutos. En caso de que este lapso se alargue debe ayudarse a la madre. La ayuda durante el parto, en general, consiste en la introducción de la mano en el canal vaginal para desbloquear al lechón atorado y ayudarlo a salir. Una vez que el lechón está fuera se debe estimular su respiración mediante masaje en el tórax. Para el lechón recién nacido es importante consumir el calostro lo antes posible. Entre el 5 y el 10 % de los fetos normales y vivos mueren durante el parto, y reciben el nombre de mortinatos. Su muerte puede deberse a la prematura ruptura del cordón umbilical, ya que se observa la mayor incidencia de mortinatos en los últimos cerdos que nacen.

En la última etapa del parto se lleva a cabo la expulsión de las placentas que ocurre entre una y cuatro horas después de la salida del último lechón. Estas pueden expulsarse una después de cada cerdo, varias fusionadas entre si (cuando pertenecen a un mismo cuerno uterino) o todas juntas después de la salida del último cerdo. La retención placentaria es rara en la cerda, excepto cuando exista algún lechón retenido en el útero.

Inducción hormonal del parto

En las cerdas esta práctica de manejo ofrece las siguientes ventajas.

Sincronización de los partos para que ocurran durante la mañana y en días laborables; incrementando la posibilidad de observarlos e intervenir en caso necesario, para disminuir el número de lechones nacidos muertos por falta de atención.

Obtención de camadas de la misma edad facilitando el posterior manejo en grupo.

Optimización del uso de las instalaciones y del equipo de parto.

Cuando la inducción del parto se realiza entre los 110 y los 112 días de la gestación, no se observan efectos nocivos en la cerda ni en la lechigada ya que el parto sucede de manera normal. Se emplea $PGF_2\alpha$ o un análogo sintético, y el 80% de las cerdas paren 12 h después de la aplicación y hasta el 95% lo hace en 48 h.

Manejo de la Hembra Lactante

Después del parto, las cerdas comienzan una nueva etapa fisiológica denominada lactancia. Los cambios en el manejo de las explotaciones porcinas actuales han provocado que la duración de lactancia se disminuya a 21 o 28 días, siendo esta última la opción más común, sin que se afecte la viabilidad de los lechones, la cual ha permitido reducir el ciclo productivo para obtener hasta 2.5 partos por hembra al año. Finalizado este periodo, los lechones se destetan y se trasladan a la instalación de destete, mientras que la madre regresa a la nave de gestación donde iniciará un nuevo ciclo productivo.

Paralela a la lactancia ocurre el puerperio, que es el periodo que comprende desde el final del parto hasta que la hembra presenta nuevamente un estro fértil, durante esta etapa ocurre la recuperación del aparato reproductor y el reinicio de la actividad ovárica. En la cerda las contracciones del miometrio continúan al finalizar el parto, permitiendo una disminución considerable del volumen y peso del útero. La regeneración del endometrio toma de 14 a 21 días, y la involución uterina se completa aproximadamente entre los 21 y los 28 días posparto, proceso que es favorecido por el estímulo del amamantamiento. La cerda elimina menos loquios después del parto que las hembras de otras especies; en algunas cerdas puede observarse una secreción sanguinolenta después del parto, que se vuelve transparente en el transcurso de la primera semana posparto.

La cerda manifiesta un estro que no se acompaña de ovulación, tres a cinco días después del parto, debido a un incremento de estrógenos foliculares. El amamantamiento inhibe la ovulación por lo menos durante los primeros treinta días posparto. El reinicio de la actividad ovárica ocurre después del destete, presentándose el primer estro fértil entre los tres y los siete días después de haber retirado a los lechones. La manifestación del celo ocu-

rrirá más pronto cuanto más largo haya sido el periodo de lactancia.

Durante la lactancia la frecuencia de secreción de hormona luteinizante (LH) disminuye debido a que el amamantamiento inhibe la actividad del centro generador de pulsos de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH); el menor número de pulsos de la LH no solamente está relacionado con la intensidad del amamantamiento sino también con el balance de energía negativo de la cerda. En el transcurso de la lactancia la frecuencia de secreción de LH se restaura, asociado con una disminución en la frecuencia del amamantamiento y con un incremento en la respuesta de la adenohipófisis a la GnRH, lo que se relaciona con un incremento en el diámetro de los folículos. Al final de la lactancia, en consecuencia, la mayoría de las cerdas presentan oleadas sincronizadas de desarrollo folicular, y se restablece el mecanismo de retroalimentación positiva ejercido por el estradiol, incrementado la posibilidad para desencadenar una descarga preovulatoria de LH de suficiente magnitud para que ocurra la maduración folicular final y la ovulación.

Al considerar su duración, existen diferentes sistemas de manejo de la lactancia; menos de 21 días, de 21 a 28 días y más de 28 días. Una vez concluido el tiempo de lactancia, existen diversos métodos de destete.

Destete temprano o precoz

Se refiere a destetar a los lechones antes de los 21 días, para disminuir la transmisión de enfermedades a los lechones durante la lactancia. Entre los efectos negativos para la cerda está el incremento en el intervalo del destete al estro y la disminución del porcentaje de fertilidad, así como el aumento en la mortalidad embrionaria. Conforme se reduce la duración de la lactancia estos efectos serán más marcados.

Destete temporal

Consiste en separar a la camada de la cerda durante el día por lapsos definidos; el objetivo es evitar que la cerda pierda peso, así como promover que tenga una mejor condición corporal al salir de la lactancia, para reducir el intervalo del destete al estro. Se recomienda realizar este manejo cinco días antes de la fecha probable de destete.

Destete parcial

Reside en separar definitivamente hasta la mitad de la camada pocos días antes de la fecha de destete, para reducir la pérdida de peso de la cerda, con lo cual el intervalo destete a estro disminuye y se incrementa el tamaño de la camada en el siguiente parto.

Evaluación de la Eficiencia Reproductiva

En una granja porcina se genera periódicamente una gran cantidad de información, la cual se recoge, se clasifica y se procesa -mediante programas informáticos- para obtener los correspondientes parámetros o índices técnicos que, convenientemente analizados, permiten localizar el área más conflictiva de la granja, identificar problemas y tomar las medidas adecuadas para procurar su solución. La práctica continua de este proceso se conoce como análisis de registros.

Los parámetros técnicos por controlar en cada granja dependen de las fases productivas que integre. Sobre el seguimiento de la eficien-

cia de las madres, en el ciclo de producción de lechones, se lleva a cabo atendiendo a cuatro tipos de parámetros.

Indicadores de estructura de la piara

Número cerdas presentes.
Número cerdas productivas.
Reposición anual (%).

Indicadores relacionados con la tasa de partos

Número de cubriciones.
Repeticiones (%).
Tasa de partos (%).
Partos cerda por año.
Intervalo destete a celo.

Indicadores relacionados con la prolificidad

Total de lechones nacidos por parto.
Total de lechones nacidos vivos por parto.

Indicadores relacionados con la lactancia

Bajas durante la lactación (%).
Número de lechones destetados por parto.
Número de lechones destetados por cerda al año.

Para interpretar correctamente los índices técnicos y poderlos utilizar para tomar decisiones, es preciso disponer de los valores objetivo o meta y de los valores de intervención. Los valores objetivo o meta son aquellos que en la granja se pretenden alcanzar en el futuro próximo, y los valores de intervención son aquellos que cuando se sobrepasan, en sentido negativo, en necesario que se recuperen lo antes posible mediante la intervención de un técnico o veterinario. En el **cuadro 23.1** se incluyen algunos ejemplos de las características reproductivas del ganado porcino y sus valores o registros más habituales. Hay que destacar que la cerda joven entra en el ciclo productivo –primera cubrición fértil– entre los siete y ocho meses de edad, que el ciclo estral de la cerda dura 21 días, que la gestación dura 114 días y que el intervalo destete a celo dura entre tres y cinco días. La vida útil de las cerdas reproductoras –entre la primera cubrición fértil y el desecho– tiene una duración de dos a tres años dando lugar comúnmente a índices de reposición –porcentaje de madres del rebaño que se renuevan anualmente– de entre el 40 y el 50 %.

Cuadro 23.1

Para medir la eficiencia reproductiva de una granja porcina tradicionalmente se han considerado los siguientes parámetros.

CARACTERÍSTICA REPRODUCTIVA	PARÁMETRO
Tamaño de la camada	> 11.5 lechones
Lechones paridos vivos	> 10.5
Partos por hembra al año	> 2.2
Lechones destetados por hembra por año	> 20
Porcentaje de fertilidad	> 85
Días de lactancia	< 28
Días no productivos	< 25
Porcentaje anual de hembras desechadas	< 45

(Fuente: Trujillo OME. Mejoramiento Animal Reproducción, Cerdos. División Educación a Distancia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM. México 2011).

Manejo Reproductivo del Macho

La eficiencia reproductiva de una granja porcina depende en gran medida del semental debido a su contribución genética a la descendencia y por el mayor número de crías que tiene un verraco, en especial cuando se emplea en un programa de inseminación artificial. Cualquier problema que afecte la actividad reproductiva del verraco repercutirá negativamente en la productividad de la granja. En esta sección se revisan los puntos más importantes a tener en cuenta en el manejo de machos jóvenes, al seleccionar y evaluar a los sementales, así como los factores que afectan la capacidad reproductiva de un semental.

Verracos jóvenes

La pubertad está relacionada con el inicio de la actividad reproductiva, en el cerdo ocurre entre los cinco y los ocho meses de edad, sin embargo no significa que el semental esté maduro por completo, desde el punto de vista reproductivo, ya que la madurez sexual se alcanza hasta que tiene un año de edad. La pubertad en el macho está relacionada con la edad del animal, aunque existen diversos factores que pueden alterar su inicio, por ejemplo: los sementales de raza pura presentan más tarde la pubertad que los verracos híbridos; los animales sometidos a una severa restricción nutricional también retrasan el inicio de la pubertad.

El entrenamiento del semental para montar un potro o maniquí es un procedimiento simple que requiere paciencia y el conocimiento de la conducta sexual del cerdo. La edad para iniciar el entrenamiento de un macho joven es a los siete u ocho meses de edad. Para lograr que un semental monte el potro se requieren de tres a cuatro semanas, aunque existen animales con excelente libido que al segundo o tercer día de entrenamiento realizan las montas. La técnica consiste en llevar al macho al lugar donde se encuentra el maniquí o potro de monta; la aplicación previa de exudado vaginal o de orina de una cerda en celo o de feromonas sintéticas masculinas en el potro es de utilidad para estimularlo, así como observar la monta de otros sementales, lo que le permite aprender rápidamente. Una vez que el macho aprende a montar al potro se espera a que exteriorice el pene para que éste pueda ser sujetado con la palma de la mano y se inicie la obtención de semen. Es importante conseguir que el semental asocie el área de trabajo y el proceso de entrenamiento con una experiencia placentera, de lo contrario será difícil que se estimule lo suficiente.

En el caso del entrenamiento para monta natural, el primer contacto del verraco joven con una hembra debe ser gratificante y satisfactorio. Es recomendable que el primer encuentro sea con una hembra con experiencia sexual, no agresiva y del mismo tamaño; debe supervisarse la interacción entre ambos animales. Es conveniente que exista un corral para montas con el fin de que ambos se sientan seguros; de no contar con uno, será necesario llevar a la cerda al corral del semental pues el verraco trabajará mejor en su territorio.

La producción de semen (concentración espermática) aumenta entre los siete y los ocho meses de edad, y llega a un máximo entre los 24 y los 30 meses. Un semental joven (menor de doce meses) aún no alcanza su máxima capacidad reproductiva y por lo tanto debe ser utilizado con precaución. El **cuadro 23.2** resume sugerencias en el calendario de obtención de semen y la relación de hembras, basado en la edad del semental.

Cuadro 23.2

Calendario de obtención de semen y número de hembras a servir por verraco.

EDAD DEL VERRACO	CALENDARIO DE OBTENCIÓN DE SEMEN (VECES POR SEMANA)	CALENDARIO DE MONTA NATURAL (CERDAS POR VERRACO)
8 a 12 meses	1	4 a 6
Mayor de 12 meses	2 a 3	8 a 10

El semental debe contar con tres días de descanso entre muestreos para evitar que decline drásticamente su producción de semen.

Cuando las cerdas son destetadas en grupo, se usa una relación hembra:macho de 4 : 1 para sementales adultos y de 2 : 1 para machos jóvenes.

Selección y evaluación de sementales

Un semental debe seleccionarse con base en pruebas de comportamiento o desempeño (mérito genético), examen clínico individual y examen de su capacidad reproductiva.

La evaluación genética se realiza al momento de la selección y adquisición de sementales; es un proceso que comprende varios pasos, entre los que se incluyen la identificación de la necesidad, la elección del proveedor y la selección del verraco. La selección del semental se basa sobre todo en los resultados de las pruebas de comportamiento a las que se les somete a los animales en las empresas de pie de cría. Las características económicas que principalmente se incluyen en estas pruebas de comportamiento son: ganancia diaria de peso, conversión de alimento, días para alcanzar los 105 kg de peso y pruebas de la calidad de la canal. Con esta valoración se puede estimar un índice técnico que sintetice el potencial genético del verraco.

En la evaluación clínica al adquirir sementales que provienen de un proveedor externo es necesario comprobar que la piara de origen sea libre de enfermedades infecciosas; la empresa proveedora del pie cría, de preferencia, deberá emitir un certificado de salud para cada animal, garantizando que estén libres de enfermedades transmisibles. Se debe verificar el estado general del animal (condición corporal), la conformación del animal (aplomos), la edad a la pubertad (los verracos deben de empezar su actividad reproductiva a partir de los siete u ocho meses de edad). Todos los verracos de nuevo ingreso deben pasar, además, un periodo de cuarentena y aclimatación de al menos 45 a 60 días (al menos 30 días en cuarentena y de 21 a 28 días en periodo de adaptación); durante ese lapso se podrá confirmar su estado sanitario e iniciar el programa de medicina preventiva que se lleva en la granja.

En la evaluación de la capacidad reproductiva debe considerarse que la fertilidad del verraco es el resultado de la suma de tres componentes principales: libido, capacidad de monta y calidad del semen. Una evaluación para determinar la capacidad reproductiva de

un semental, por ende, debe incluir: un examen físico general, un examen del aparato reproductor, un examen de la libido y de la capacidad de monta, así como de la calidad del semen.

El examen físico general es el primer punto del protocolo de valoración de un semental para descartar cualquier anomalía que pueda afectar su capacidad reproductiva. El examen incluye una evaluación del peso y de su condición corporal, considerando que para machos de ocho a nueve meses el peso debe ser de 170 kg aproximadamente, y que los sementales deben mantenerse en una condición corporal mínima de tres (en escala del uno al cinco). Se debe evaluar la condición del aparato locomotor; valorando la forma de caminar, la condición de los aplomos y el estado de las pezuñas, para descartar anormalidades que puedan impedir o dificultar la monta al maniquí.

El examen del aparato reproductor incluye la inspección de los genitales externos; escroto, testículos, epidídimos, pene y prepucio para descartar malformaciones, lesiones o cualquier otra anomalía. Los testículos se observan y se palpan para determinar su número, tamaño, simetría y consistencia (**Imagen 23.9**). Para los machos jóvenes las medidas mínimas para el tamaño testicular son de ocho cm de longitud por cinco cm de diámetro. El tamaño testicular está relacionado directamente con la producción espermática, porque los machos con testículos grandes producen eyaculados de mejor calidad (mayor volumen y concentración espermática, mejor movilidad progresiva y menor cantidad de espermatozoides con anormalidades). Es importante, por esta razón, la selección de verracos basada en el tamaño testicular, en particular, cuando se vayan a destinar a un centro de inseminación artificial. Los testículos deben ser también simétricos, tener menos de un cm de diferencia en su diámetro; tener consistencia firme y moverse libremente dentro del escroto.



Imagen 23.9: testículos normales (izquierda) y cerdo con monorquidia (derecha) (Dr. Antonio Porras).

El examen del pene y del prepucio podrá ser realizado cuando el macho intente montar a la cerda en celo o al maniquí, para verificar que estén libres de lesiones.

El examen de la libido y la capacidad de monta podrá ser realizado cuando el macho le dé servicio a una hembra en celo o cuando el macho monte el maniquí durante la extracción del semen. En los centros de inseminación artificial la libido se mide determinando el tiempo de reacción, a saber, es el tiempo que transcurre desde que el verraco entra al corral de trabajo hasta que monta al maniquí y alcanza la erección del pene (**imagen 23.10**). A los verracos se les califica de la siguiente forma.

Baja libido. Se considera, así, a aquellos sin interés por el maniquí y que no hacen intentos de monta en 10 min.

Buena libido. La tienen los verracos que muestran interés por el maniquí aunque se distraen y tardan en montar entre cinco y 10 min.

Excelente libido. Son aquellos verracos con interés por el maniquí y monta rápida, en menos de cinco minutos.



Imagen 23.10: secuencia del comportamiento del verraco ante la presencia del maniquí (Dr. Antonio Porras).

Los verracos con baja libido que no muestren interés por el maniquí o que se distraen con facilidad deben examinarse para descartar posibles lesiones o patologías, y junto con la valoración de la calidad de su semen, determinar si son aptos o no como reproductores.

Es necesaria la observación atenta de las reacciones del verraco ante la presencia del maniquí, la monta y, asimismo, durante la eyaculación. Un comportamiento sexual aberrante puede resultar en un macho infértil. El comportamiento durante la eyaculación se valora de la siguiente forma:

- Mal comportamiento, tiempo breve de eyaculación (menos de tres min) y con síntomas de nerviosismo o inquietud.
- Buen comportamiento, tiempo de eyaculación de tres a cinco min.
- Excelente comportamiento, tiempo de eyaculación de más de cinco min.

La obtención del eyaculado para el examen de la calidad del semen se lleva a cabo mediante la técnica manual o "mano enguantada" en el caso de los animales entrenados para montar el potro o maniquí. Este método es el más recomendable por su facilidad y economía; permite evaluar, además, la capacidad de monta, la libido, la condición del pene y del prepucio durante el proceso.

Para la obtención de semen se saca el verraco de su zahúrda y se le conduce hasta el maniquí o potro de monta. Una vez que el cerdo monta, se espera a que exteriorice el pene y con la mano enguantada se toma con firmeza la porción espiral del glande (**Imagen 23.11**).





Imagen 23.11: obtención de semen por el método manual o de la "mano enguantada" (Dr. Antonio Porras).

Una vez observada la erección total se espera a que salga la primera fracción del eyaculado (clara acuosa) y después se inicia la obtención. El pene se mantiene sujeto hasta que el semental termine de eyacular. El tiempo de eyaculación generalmente es de cinco a 15 min.

Una vez obtenido el semen debe protegerse de la luz, llevarse al laboratorio donde se filtra para separar su porción gelatinosa (**Imagen 23.12**) y colocarse lo antes posible en un baño María a 37 °C.

Luego se evaluarán las siguientes características del eyaculado: color, aspecto, olor, volumen, movilidad, morfología y concentración espermática. Los eyaculados deben cumplir con los estándares mínimos de calidad (**Cuadro 23.3**).

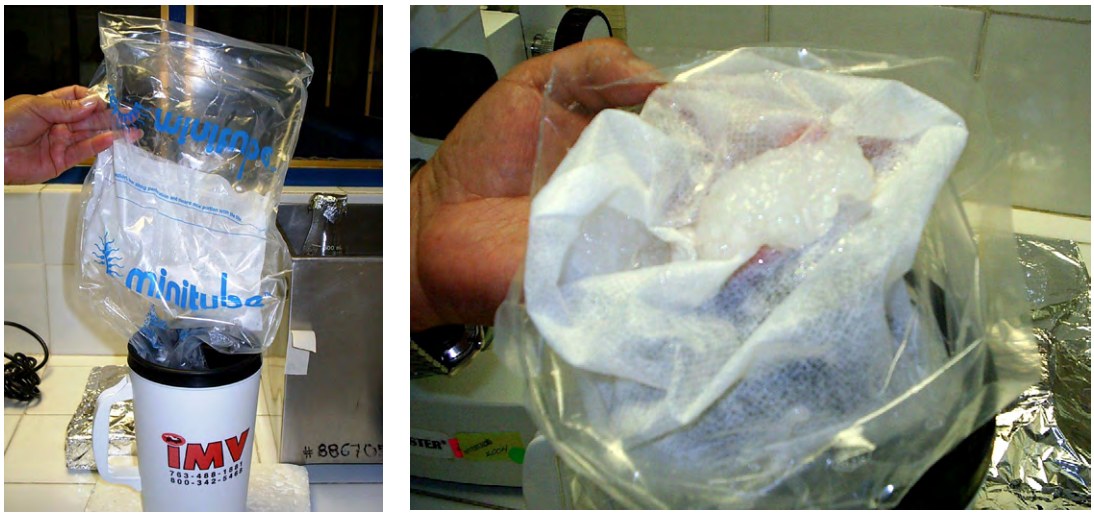


Imagen 23.12: filtrado del eyaculado (izquierda) y separación de la porción gelatinosa (derecha) (Dr. Antonio Porras).

Cuadro 23.3

Características del semen en el cerdo.

CARACTERÍSTICA	OBSERVACIONES
Volumen del eyaculado	150 – 300 ml (promedio de 200 ml)
Movilidad espermática progresiva	> 70%
Concentración espermática	200 a 300 x 10^6/ml
Morfología espermática	≤ 20% de anormalidades

El color del semen del cerdo es normalmente de color blanco marfil y su aspecto varía de acuoso a lechoso dependiendo de los espermatozoides que contenga. El semen no debe tener tonalidades amarillentas o rojizas, ni haber presencia de sangre o material purulento.

El olor del semen debe ser inodoro, cualquier olor representa una alteración. Si el eyaculado ha sido contaminado, generalmente con líquido prepucial, tendrá un olor picante intenso, y en caso de infección bacteriana será de un olor fétido.

El volumen del eyaculado normalmente es de 150 a 300 ml, y se puede determinar por su peso.

La movilidad espermática consiste en evaluar el movimiento progresivo de los espermatozoides. El movimiento individual de los espermatozoides debe ser lineal y progresivo, se calcula el porcentaje de espermatozoides con este tipo de movimiento, una buena muestra debe tener más del 70 % de movilidad.

La morfología espermática se establece con una pequeña gota de semen con la cual se hace un frotis y se tiñe con la tinción de Eosina-Nigrosina, se cuentan alrededor de 15 células por campo hasta obtener 200. El número de espermatozoides anormales no debe superar el 20 %.

Para determinar la concentración espermática existen diversos métodos para estimar el número de espermatozoides de una muestra: a) espectrofotómetro; b) contador fotoeléctrico de células; c) utilizando la cámara de Neubauer o el hemocitometro. La concentración espermática normal se ubica en el rango de 200 a 300 x 106 / ml.

La calidad espermática –basada principalmente en la motilidad, morfología y concentración– puede variar en periodos cortos; si el verraco no cumple los requisitos mínimos de calidad seminal, no significa que no sea apto para la reproducción y habrá que repetir la evaluación. En este caso se deberá prolongar el tiempo de examen a un mínimo de seis semanas, obteniendo la muestra una vez por semana. Hay que recordar que la espermatogénesis en el cerdo dura alrededor de 39 días, pero si se toman en cuenta los 10 días de tránsito y maduración en el epidídimo, un espermatozoide maduro tarda aproximadamente 49 días en formarse y madurar.

Factores que afectan la capacidad reproductiva del cerdo

La fertilidad del verraco incide en la productividad de la granja, es difícil detectar a un verraco subfértil hasta que se manifiestan hembras repetidoras de celos o camadas con un bajo número de lechones. Se describen, finalmente, los principales factores que afectan la fertilidad de los sementales.

Los factores genéticos están asociados a una alta selección genética; se observa un menor desempeño reproductivo en machos de alta consanguinidad. La heterosis tiende a corregir este defecto, por lo que en la actualidad el uso de machos híbridos de alta calidad genética es muy aceptado.

La edad se relaciona porque la calidad del semen es pobre de manera transitoria después de la pubertad, ya que la producción espermática alcanza su nivel máximo hasta los 23 meses de edad, por lo tanto un macho joven no debe utilizarse como reproductor sino hasta

los ocho meses de edad, mientras que un semental adulto se emplea como máximo hasta los 36 meses.

La frecuencia de trabajo es importante; el sobreuso del macho es probablemente el factor más relacionado con problemas en la calidad de semen y es muy frecuente en sementales jóvenes. Las eyaculaciones frecuentes y regulares disminuyen el volumen eyaculado; la cantidad total de espermatozoides, asimismo, incrementan las anormalidades espermáticas. La frecuencia con la que se trabaja a un semental depende de su edad y para qué será utilizado, es decir, si se destina para la monta natural o para la obtención de semen para inseminación. En cualquier caso es muy importante evitar el exceso en la utilización del semental, en la práctica se recomienda obtener semen cada cuatro o cinco días con un máximo de tres extracciones cada dos semanas, aunque siempre será mejor determinar un ritmo de trabajo para cada semental.

En cuanto a la temperatura ambiental, las altas temperaturas están asociados con trastornos transitorios o permanentes de la fertilidad. Las altas temperaturas durante periodos prolongados tienden a reducir la fertilidad (menor volumen del eyaculado, menor motilidad espermática e incremento en el número de anormalidades espermáticas), ya que alteran el mecanismo de termorregulación testicular necesario para una espermatogénesis normal. Se requieren de siete a ocho semanas para que un verraco que experimenta un estrés térmico prolongado vuelva a producir eyaculados normales.

De los factores nutricionales puede decirse que el sobrepeso del macho, debido a una alimentación excesiva, resulta en una baja eficiencia al momento del servicio natural o la monta del maniquí, debido a problemas del aparato locomotor y a la reducción de la libido. El sobrepeso es una causa de desecho en aquellas granjas donde aún se utiliza la monta natural. En los centros de inseminación artificial los problemas de sobrepeso no deberían de ser tan frecuentes, ya que la mayoría de los verracos permanecen poco tiempo en el centro.

En el estado sanitario cualquier proceso infeccioso que produzca fiebre (de 40 °C), interrumpe el proceso normal de la espermatogénesis, lo cual se manifiesta entre los 40 y los 45 días con eyaculados azoospérmicos o con un incremento en la cantidad de las anormalidades de carácter primario.

Referencias

- Arancibia S, Espinosa H, Martínez G, Trujillo O. Mejoramiento Animal Reproducción, Cerdos. 1a ed. D.F.: División de Educación a Distancia. F.M.V.Z.-U.N.A.M.; 2011.
- Bearden H, Fuquay J. Applied Animal Reproduction USA: Prentice-Hall Inc.; 2000.
- Becerril A, Trujillo O. Manejo reproductivo de la cerda. En Galina C, Valencia M. Reproducción de Animales Domésticos. 3a ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2010.
- Ensminger M, Parker R. Swine Science USA: Interstate Publishers Inc.; 1997.
- Gordon I. Reproducción Controlada del Cerdo España: Acribia; 1997.
- Hafez B, Hafez E. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2002.
- Herradora I, Martínez G, Trujillo O. La piara reproductora D.F.: Mundi-Prensa; 2002.
- Kemp B, Langendijk P, Soede N. Reproductive cycles in pigs. Animal Reproduction Science. 2011; 124(3-4): p. 251-8.

24

Capítulo 24

Equinos

Myriam Boeta

Capítulo 24
Equinos

Dra. Ana Myriam Boeta Acosta

Introducción

Para llevar a cabo el manejo reproductivo del equino es necesario contar con conocimientos sobre la fisiología del ciclo estral y de la gestación de la yegua, así como lo relativo a la endocrinología y las características del garañón; es posible, de este modo, aplicar de manera adecuada las técnicas y evaluaciones reproductivas que se mencionan a continuación.

Evaluación de los Órganos Genitales Externos de la Yegua

Evaluación del perineo y de la vulva

El examen genital externo incluye la evaluación visual del perineo, de la vulva, de la conformación pélvica y de la implantación de la cola, así como la revisión de la glándula mamaria.

En la vulva se debe iniciar con la revisión de la conformación de los labios vulvares, que normalmente deben ser verticales y extenderse sobre el arco isquiático, con una inclinación craneo-caudal de no más de 10 ° con respecto de la vertical. La comisura dorsal de la vulva no debe estar a más de cuatro cm por encima del piso de la pelvis: aproximadamente dos terceras partes de la hendidura vulvar deben quedar por debajo del piso de la pelvis (imagen 24.1).

Para determinar si los labios vulvares cierran correctamente, se separan con suavidad con los dedos al tiempo que se acerca el oído para escuchar si existe paso de aire. Si la prueba resulta positiva es posible que la yegua esté predispuesta a problemas de infertilidad por pneumovagina, ya que la entrada continua de aire irrita a la mucosa del tracto reproductivo. También debe evaluarse el tono muscular de la vulva, el cual dependerá de la etapa del ciclo estral en el que se encuentre la yegua. A lo largo de la gestación y durante el diestro, se produce un incremento en el tono muscular bajo la influencia de la progesterona, lo que resulta en una disminución de la longitud vulvar. En contraste, durante el estro o cerca del parto, cuando las concentraciones de estrógenos están elevadas, la vulva se alarga y se relaja, por lo que se aprecia con una longitud mayor. Una evaluación visual de la conformación pélvica y del sitio de implantación de la cola puede sugerir problemas de infertilidad, como los que ocurren en las hembras con el maslo de la cola muy elevado, lo que permite la penetración de orina u otros contaminantes a través de la vagina (imagen 24.2).

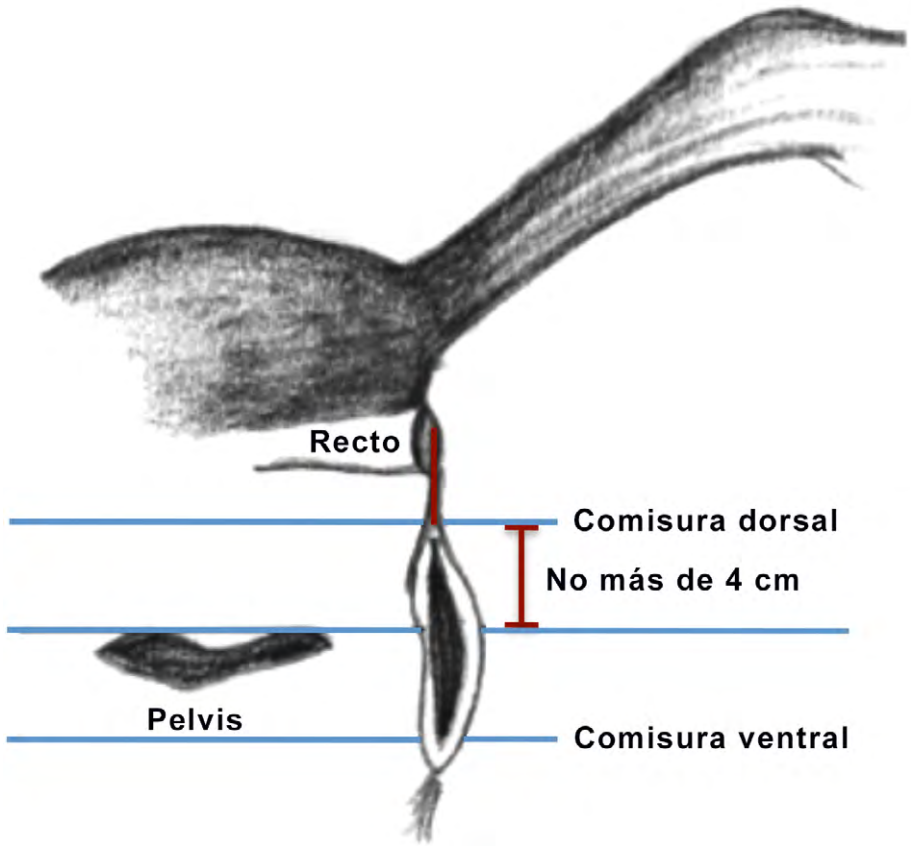


Imagen 24.1: conformación ideal de la vulva, mostrando su relación anatómica con el piso de la pelvis (Elaborada por el M.P.A. Alberto Balcázar).



Imagen 24.2: conformación vulvar inadecuada en las yeguas. Obsérvese que el ano está completamente hundido en ambas fotografías, por lo que al defecar las heces resbalan a lo largo de los labios vulvares, lo que puede predisponer a contaminación y a infecciones (Dra. Ana Myriam Boeta).

En las yeguas es importante considerar la conformación perineal. El perineo es el área que incluye el ano, la vulva y la piel adyacente. Una conformación normal del perineo previene la entrada de aire y bacterias al tracto genital de la hembra, el cual normalmente posee tres barreras físicas: la vulvar, creada por el contacto íntimo entre los labios vulvares, la piel y los músculos del perineo; la vestibulovaginal, formada por la vagina posterior y el piso del puente pélvico; y la cervical, que es la más próxima al útero.

Cualquier anormalidad que altere la función adecuada de estas barreras puede favorecer el ingreso de aire y otros contaminantes al tracto reproductor. La presencia de aire permite el paso de bacterias, lo cual ocasionará una respuesta inflamatoria, generando infertilidad. En el año de 1937, Caslick descubrió la importancia de la conformación vulvar en relación con las infecciones al tracto genital y la subsecuente infertilidad en yeguas. Las variaciones en el ángulo y en la longitud del perineo sirven para determinar el índice de Caslick, el cual se calcula de la siguiente manera.

Índice de Caslick = longitud de la vulva en cm X el ángulo de inclinación

Donde la longitud de la vulva se refiere a la distancia de la comisura dorsal de la vulva al piso del isquion.

Medidas menores a 100 en el índice de Caslick están asociados con una adecuada fertilidad y con una función anatómica normal, en contraste con aquellos valores de 150 o más, que son indicativos de problemas potenciales. El índice de Caslick incrementa con la edad y puede variar con respecto al estado nutricional, por lo tanto, las evaluaciones periódicas son esenciales, en especial si existen pérdidas de condición corporal. Lo ideal anatómicamente es una vulva vertical o con una inclinación menor a 10 ° del plano vertical, en la cual más del 80 % de su longitud descanse bajo el nivel de la tuberosidad isquiática. Un manejo que puede realizarse para disminuir las infecciones en hembras con un índice de Caslick alto es la cirugía de Caslick, en la que se avivan los bordes de los labios en la porción dorsal de la vulva y se suturan. Como regla general, la cirugía de Caslick debe realizarse cuando la comisura dorsal de la vulva se localiza más allá de cuatro cm por encima del piso pélvico. En yeguas gestantes que han sido sometidas a esta cirugía es importante considerar que es necesario revertirla, poco antes del parto.

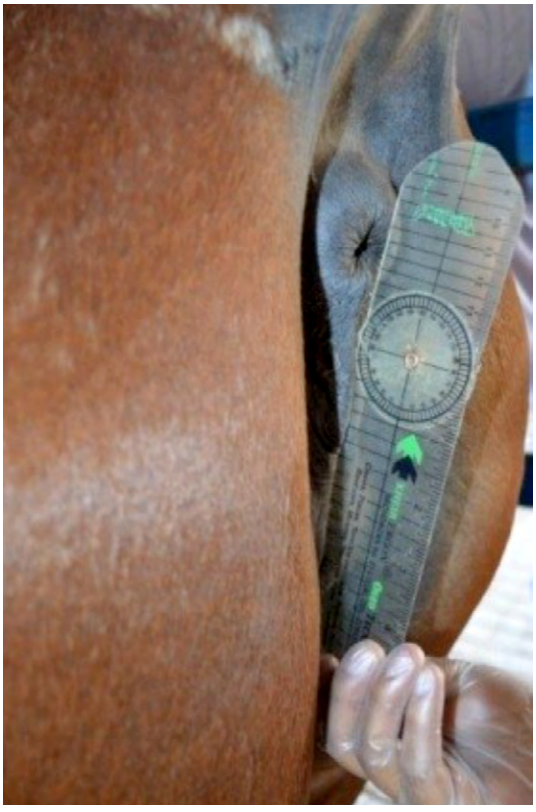


Imagen 24.3: vulvómetro para la obtención del índice de Caslick (Dra. Ana Myriam Boeta).

Evaluación de los Órganos Genitales Internos de la Yegua

El examen del aparato reproductor de la yegua se realiza mediante las técnicas de palpación rectal, ultrasonografía y vaginoscopía; también se pueden llevar a cabo pruebas complementarias para diagnosticar problemas específicos. En este capítulo se revisará la primera y se puede consultar el **capítulo 19** con relación al examen ultrasonográfico.

Palpación rectal

Antes de realizar el examen transrectal es conveniente que el clínico conozca el tamaño de cada una de las articulaciones de sus manos, desde la muñeca hasta el final de los dedos, para utilizar estas medidas como referencia de longitud y diámetro al realizar la evaluación del aparato reproductor. Para proceder a la palpación es necesario utilizar un guante largo apropiado para esta práctica y lubricarse adecuadamente. Al inicio, los dedos se colocan en forma cónica y se le imprime a la mano un movimiento de rotación para facilitar la dilatación gradual y el paso a través del esfínter anal. En forma general la yegua responderá a este estímulo con defecación, lo que facilita el examen al permitir trabajar en un recto vacío. Si el animal no defeca, se hace necesario retirar todo el excremento posible, ya que además de entorpecer la palpación, puede confundirse con estructuras ováricas. El palpador nunca debe forzar el brazo hacia adelante al momento de una contracción peristáltica, pues podría causar lesiones rectales fácilmente, por lo que durante una contracción de este tipo el brazo debe permanecer inmóvil.

La primera estructura que hay que identificar al tener la mano dentro del recto es el cérvix, que se localiza haciendo presión y deslizando la mano sobre el piso de la pelvis, el cual no es posible sujetarlo o retraerlo como sucede en la vaca. Es necesario evaluar su tubularidad, tono, diámetro y longitud.

Durante el diestro y a lo largo de la gestación, debido a la influencia de la progesterona, el cérvix se encuentra apretado (cerrado), tubular y firme, pudiendo palparse hacia el techo de la vagina. En contraste, durante el estro, y por causa de los estrógenos, se encontrará relajado (abierto), de consistencia suave y con edema, caído por completo en el piso de la vagina, lo que dificulta su palpación durante ésta etapa. Si los ovarios se encuentran inactivos, como sucede durante el anestro estacional, el cérvix también se encontrará relajado o flácido, pero no estará presente el edema.

En dirección craneal al cérvix se encuentra el útero, que tiene forma de T en yeguas no gestantes. Este órgano se puede localizar al introducir el brazo aproximadamente unos 45 o 50 cm dentro del recto. La mano debe palpar primero el cuerpo uterino y después se deslizará en posición lateral sobre cada uno de los cuernos, desde la bifurcación hasta la punta, evaluando su tamaño, consistencia, contenido y tubularidad.

Los ovarios se localizan en el cuadrante dorso-lateral de la pelvis. Están suspendidos por el ligamento ancho en la región dorso-lumbar, por lo que éste ligamento puede ser de ayuda para localizarlos. Si se desliza la mano en dirección lateral por la pared interna, los ovarios podrán palparse con la palma. El ovario derecho está entre cinco y 30 cm detrás del riñón ipsilateral (es decir, del mismo lado), mientras que el ovario izquierdo está todavía más caudal al riñón correspondiente.

En la yegua los folículos ováricos preovulatorios son mayores que en otras especies, llegando a medir entre 35 y 50 mm de diámetro, lo que facilita su palpación. La yegua ovula a través de la fosa de ovulación, la cual se puede identificar como una hendidura en la parte ventral del ovario. El cuerpo hemorrágico se forma inmediatamente después de la ovulación teniendo una consistencia suave y esponjosa. El cuerpo lúteo se forma dentro del ovario y no protruye hacia la superficie, por lo cual es difícil de palpar (imagen 24.4).

Recelado

La aceptación del garañón por parte de la yegua ocurre sólo durante el estro, cuya duración promedio es de siete días. En esta etapa la yegua debe tener un folículo mayor a 30 mm de diámetro en uno de los ovarios, el cual ovulará entre las 24 y las 48 h antes de que termine su receptividad sexual. Durante esta etapa la yegua muestra una aceptación total al garañón y un ritual precopulatorio seguido por la monta y la cópula.

La detección de estro o recelado se lleva a cabo en un inicio de manera grupal, donde el semental se acerca al corral de las hembras, después se presentarán individualmente (imagen 24.5).

Signos de estro

Las yeguas pueden atraer al garañón mediante señales visuales y olfatorias. La yegua en estro muestra una actitud tranquila y de interés hacia el semental: separa los miembros posteriores, levanta la cola, relaja los músculos de la cadera y flexiona el corvejón en asociación al descenso del área perineal. La yegua emite además unos chorros de orina y relaja la porción ventral de la vulva. Una yegua en estro muestra el signo de "espejeo", que es el movimiento rítmico de los labios vulvares que permite la eversión del clítoris (imagen 24.6).

La micción sirve como atractivo visual para el garañón, el cual responde con gran excitación olfateando, lamiendo los genitales de la yegua y realizando el signo de Flehmen, con el objeto de detectar la presencia de ferohormonas indicativas de estro (imagen 24.7).

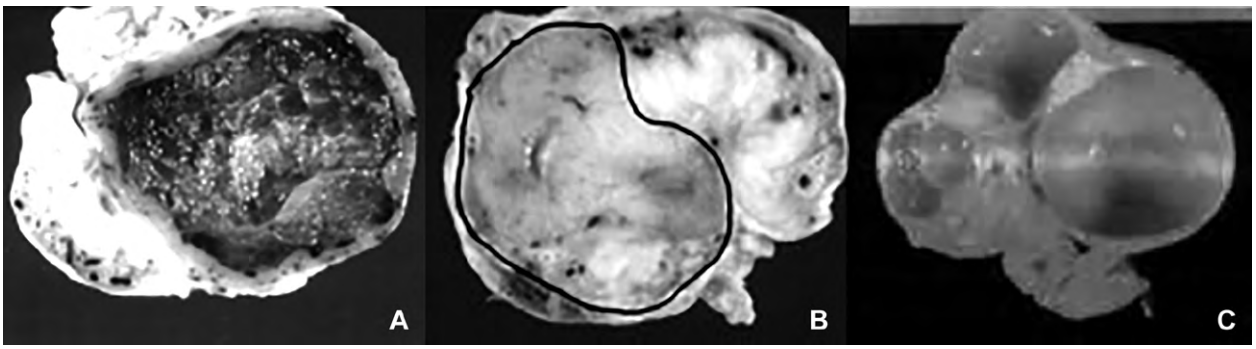


Imagen 24.4: estructuras ováricas en el equino. A, cuerpo hemorrágico; B, cuerpo luteo; C, folículos (Cortesia del Dr Antonio Porras).





Imagen 24.5: se muestra la manera de presentar al garañón a las yeguas, tanto de manera grupal como individual (Dra. Ana Myriam Boeta).







Imagen 24.6: signos de estro en la yegua. De izquierda a derecha se observa: el levantamiento de la cola, la eversión del clítoris "espejeo" y la emisión de orina (Dra. Ana Myriam Boeta).



Imagen 24.7: signo de *Flehmen*, en el cual el semental realiza la eversión del belfo superior (Dra. Ana Myriam Boeta).

Obtención de Semen

Para obtener el eyaculado del garañón, es necesario contar con una hembra en estro, o bien, si el garañón está entrenado, se puede utilizar un maniquí de montas ("potro de montas") (**Imagen 24.8**).

Si se utiliza una yegua, además de cerciorarse de que se encuentre en estro, deben tomarse algunas medidas de protección; para evitar laceraciones en el pene del macho se debe vendar la cola de la yegua. Además, se le debe poner un tirapié para evitar que pateé al garañón o al operador al momento del cortejo y durante la obtención del semen.

Si se utiliza un maniquí, es necesario entrenar al macho durante varias semanas o meses, dependerá de su libido, estimulándolo con la presencia de una yegua en estro para acostumbrarlo poco a poco a montar el maniquí. Antes de obtener el semen el pene del garañón debe lavarse, lo que se realiza delante de una yegua en celo para que el macho tenga una erección. El pene se asea exclusivamente con agua tibia y luego se seca.

Para la obtención del semen en forma general se usa una vagina artificial (**Imagen 24.9**), aunque también puede obtenerse por medio de un condón, el cual es un plástico delgado que se coloca sobre el glande antes de la cópula y se retira después de que el semental desmonta.



Imagen 24.8: manejo del semental para la obtención de semen, con la ayuda de un potro de monta (Dra. Ana Myriam Boeta).

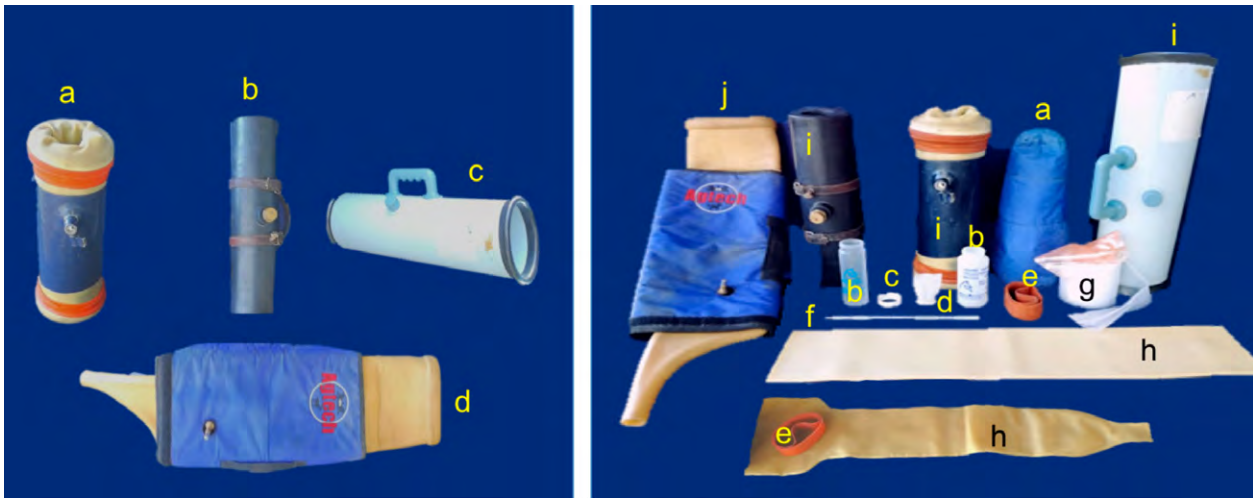


Imagen 24.9: a la derecha se observan diferentes modelos de vaginas artificiales para equinos, donde: **a**, Botucatu; **b**, Hannover; **c**, Colorado; **d**, Missouri. A la izquierda se muestra el material necesario para la colección de semen mediante vagina artificial: **a**, capuchón del vaso colector; **b**, vaso colector; **c**, rosquilla del vaso colector; **d**, filtro del vaso colector; **e**, ligas para fijar el liner al cuerpo de la vagina; **f**, termómetro; **g**, liner o funda desechable para vagina artificial; **h**, *liner* o funda reutilizable para vagina artificial; **i**, Cuerpo rígido de la vagina; **j**, cuerpo flexible de la vagina (Dra. Ana Myriam Boeta).

Evaluación de Semen

El volumen total de la eyaculación del caballo es en promedio de 60 a 70 ml con un rango de entre 30 y 300 ml. Su color es blanco pálido con apariencia de leche descremada. El pH del semen equino es ligeramente básico, con un rango de 7.2 a 7.7, y se determina usando un potenciómetro preferentemente en la primera hora después de obtenido el semen.

El espermatozoide equino es muy frágil, por lo cual el recipiente que contenga al semen no debe ser expuesto a la luz directa ni a cambios bruscos de temperatura. Una vez en el laboratorio, este recipiente debe mantenerse dentro de una incubadora o de un baño María a una temperatura de 38 °C. La primera variable microscópica que se evalúa es la motilidad progresiva de los espermatozoides; muy importante, ya que existe una alta correlación entre el porcentaje de motilidad progresiva y la fertilidad. El porcentaje normal de motilidad progresiva es de 75 %, con un rango de 60 a 95 %. La concentración espermática se puede determinar utilizando una cámara de Neubauer y la pipeta de glóbulos rojos para realizar la dilución del semen. La concentración promedio es de 150 a 300 millones de espermatozoides por ml. Existen aparatos especiales para la medición de la concentración espermática como el *Spermacue*, que tiene como principio la medición de la densidad óptica del semen para inferir la concentración de espermatozoides. Se utiliza una muestra de semen no diluida y cuenta con una calibración automática que entrega de manera inmediata el resultado en millones de espermatozoides / ml y opera con baterías.

Monta Natural

Este manejo se lleva a cabo de manera rutinaria en los criaderos de caballos de raza Pura Sangre Inglés, ya que en esta raza no se per-

mite la inseminación artificial, ni la transferencia de embriones.

Antes de llevar a cabo la monta natural se debe realizar el lavado del pene del caballo con agua tibia. La zona perineal de la yegua también debe lavarse, y se coloca una venda alrededor de los pelos de la cola para evitar laceraciones en la vagina o en el pene al momento de la cópula. Antes de aproximar el caballo es necesario colocarle un tirapié a la yegua, para evitar algún daño al semental. Una vez que el semental monta e introduce el pene, puede observarse que realiza varios movimientos copulatorios; es posible determinar, en general, que la eyaculación ha ocurrido debido a que se aprecian movimientos rítmicos del maslo de la cola.

Inseminación Artificial

La inseminación artificial (IA) consiste en obtener semen de un garañón e introducirlo en el útero de la yegua. El semen puede ser fresco, frío o congelado. En el caso del semen frío se requere un termo especial para mantener el semen a la temperatura de refrigeraciónn ("equitainers"). Este equipo ha resultado exitoso en el transporte de semen, ya que el diseño permite enfriar el semen lentamente (-0.3 °C/min) hasta conservarlo a cuatro °C. Esta temperatura puede mantenerse de 60 hasta 72 h.

La inseminación artificial tiene muchas ventajas, como son el mejoramiento genético, el mejor aprovechamiento del garañón, y la evaluación inmediata del semen del macho. Sin embargo, debe tenerse presente que algunas asociaciones como la Jockey Club (Pura Sangre) y la asociación norteamericana de caballos miniatura no permiten la inseminación artificial.

Los espermatozoides equinos se caracterizan por mantenerse viables durante un período relativamente largo dentro del aparato genital de la hembra. No obstante, existe una mayor probabilidad de concepción cuando el servicio se realiza entre uno y tres días antes de la ovulación que cuando se realiza cuatro o más días antes de la ovulación. La máxima probabilidad de concepción parece lograrse cuando la monta natural o la inseminación artificial con semen fresco se realizan entre 24 y 48 h antes de la ovulación. En el caso de la inseminación artificial con semen congelado se obtienen mejores resultados inseminando dentro de las 12 h previas a la ovulación.

La predicción del momento de la ovulación puede realizarse mediante palpación rectal o por ultrasonografía, y se basa sobre todo en el tamaño y la forma del folículo más grande presente en los ovarios durante el estro. La ovulación puede ser también inducida mediante la administración de gonadotropina coriónica humana (hCG), la cual actúa como hormona luteinizante. Se utilizan, en general, entre 1,500 y 3,000 UI de hCG administradas por vía intravenosa o intramuscular, a yeguas en estro y con un folículo de por lo menos 35 mm de diámetro. La ovulación en general se presenta a las 36 h después del tratamiento.

Diagnóstico de Gestación

Uno de los principales objetivos del diagnóstico de gestación temprano en la yegua es la detección de las gestaciones gemelares. La identificación de este tipo de gestaciones lo antes posible es relevante, de manera particular, en el equino, debido a que la yegua no tiene la capacidad de mantener gestaciones dobles, por lo que a menos que uno de los dos embriones

muera en forma natural o sea destruido artificialmente, la gestación casi invariablemente termina en aborto. La reducción artificial del número de embriones es mucho más exitosa cuanto más temprano se realice. Por esta razón es muy conveniente utilizar la ultrasonografía antes del día 16 para determinar la presencia de más de una vesícula embrionaria.

El saco gestacional o vesícula embrionaria puede identificarse desde los nueve días postovulación por medio de ultrasonografía. Se debe utilizar, para ello, un aparato con un transductor lineal de cinco o 7.5 MHz. Sin embargo, lo más usual es examinar a la yegua entre los días 17 y 20. A las yeguas con historia de gestaciones gemelares se les debe realizar antes el diagnóstico: entre los días 12 y 15, cuando las vesículas embrionarias aún no se han fijado, lo que permite asegurarse de que estén separadas la una de la otra, para que al proceder a la reducción de una de ellas mediante presión mecánica, se disminuya el riesgo de afectar a la segunda.

En relación a los ovarios, a partir del día 42 se pueden encontrar cuerpos lúteos secundarios o accesorios, los cuales permanecen hasta los días 120 a 150 de la gestación. Estos cuerpos lúteos pueden observarse y contarse a través de la ultrasonografía.

El diagnóstico de gestación por palpación rectal, por otra parte, se puede realizar desde el día 18 postovulación. El tono y la tubularidad del útero se incrementan hasta los días 19 a 21 postinseminación en la yegua gestante. Para emitir un diagnóstico de gestación positivo es necesario localizar un abultamiento que se forma cerca de la bifurcación uterina, a partir del día 18 y hasta el día 50 de la gestación.

Como alternativa al ultrasonido y a la palpación rectal para el diagnóstico de gestación, está el empleo de métodos de laboratorio; en particular para los casos que dependen de la detección de cambios hormonales que ocurren debido a la presencia del producto y que son detectables mediante el análisis inmunológico de plasma o suero materno. Estos tipos de prueba requieren de personal capacitado y de equipo costoso; los recursos pueden centralizarse en un solo laboratorio para dar servicio a una amplia región geográfica.

Una de las hormonas que se pueden medir en la yegua para detectar la gestación es la gonadotropina coriónica equina (eCG) que es producida por las copas endometriales de origen trofoblástico, y se puede detectar en la sangre materna desde los días 35 a 42 después del servicio. Los niveles de esta hormona alcanzan un pico de los 55 a los 65 días de gestación y declinan lentamente hasta llegar a niveles no detectables entre los días 120 y 150.

Determinación de la edad gestacional por ultrasonografía

El diagnóstico de gestación mediante ultrasonografía no solamente es útil para la detección temprana de la gestación; permite determinar con precisión la edad de la gestación.

Desde el día 10 hasta el día 15 de la gestación, la vesícula embrionaria se observa como una esfera oscura uniforme con áreas brillantes ecogénicas en los polos dorsal y ventral, llamados reflejos especulares (**imagen 24.10**).

El día 18 de la gestación la vesícula embrionaria empieza a expandirse y a perder su forma esférica para adoptar una forma irregular, la cual tiende a ser triangular. Entre los 20 y 25

días es posible observar el embrión –generalmente en posición ventral– dentro de la vesícula que permanece de forma irregular. A partir de los días 22 o 23 es posible detectar el latido cardíaco, el cual debe verificarse siempre para asegurarse que el embrión esté vivo. A partir del día 24 comienza a crecer el alantoides, que se localiza en posición ventral al embrión, mientras que el saco vitelino, se ubica dorsal al embrión, y su tamaño disminuye (**Imagen 24.11**).

El cordón umbilical surge del polo dorsal del corion y comienza a alargarse a partir del día 40, por lo que el embrión, que en ese momento se encuentra en decúbito dorsal en la parte superior de la vesícula embrionaria, se va desplazando ahora hacia la parte inferior de la vesícula; se mantiene suspendido del polo dorsal por el cordón umbilical, el cual se observa como una línea ecogénica vertical (**Imagen 24.12**). En el día 50 el feto ya se encuentra formado por completo y sus partes se pueden identificar con relativa claridad.

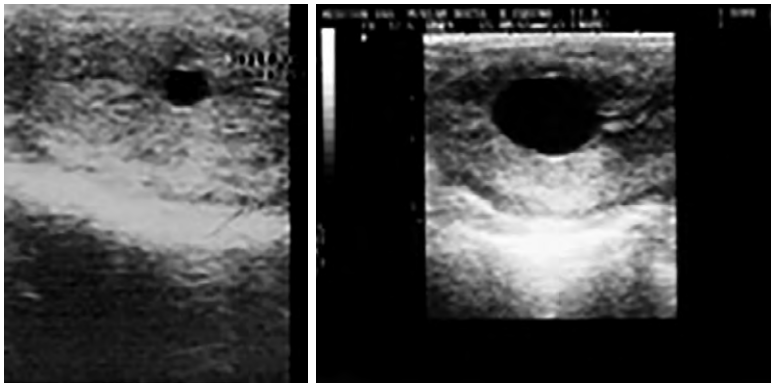


Imagen 24.10: vesículas embrionarias esféricas con reflejos especulares en los polos dorsal y ventral, que corresponden a una gestación de nueve días (izquierda) y de 13 días (derecha) (Dra. Ana Myriam Boeta).

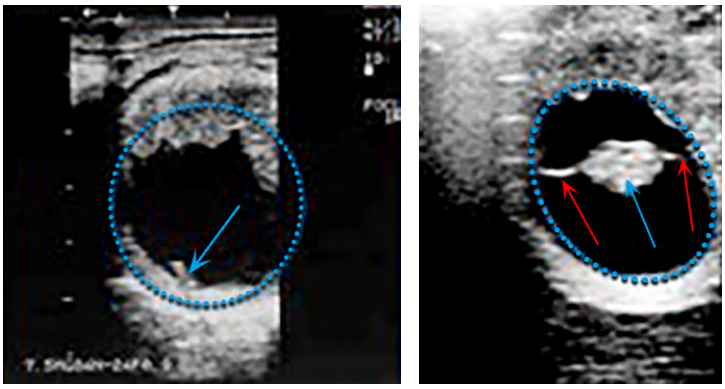


Imagen 24.11: gestaciones de 21 días de edad (izquierda); el embrión (indicado con flecha azul) está emergiendo de la parte ventral de la vesícula. Gestación de 30 días de edad (derecha), en la que se observa una línea ecogénica que separa a las dos membranas placentarias (indicada con flechas rojas). Ventral al embrión se localiza el alantoides y dorsal el saco vitelino. Conforme el saco alantoideo crece y el saco vitelino se reduce, el embrión va siendo desplazado en dirección dorsal, hasta que hace contacto con la parte superior de la vesícula alrededor del día 35 (Dra. Ana Myriam Boeta).

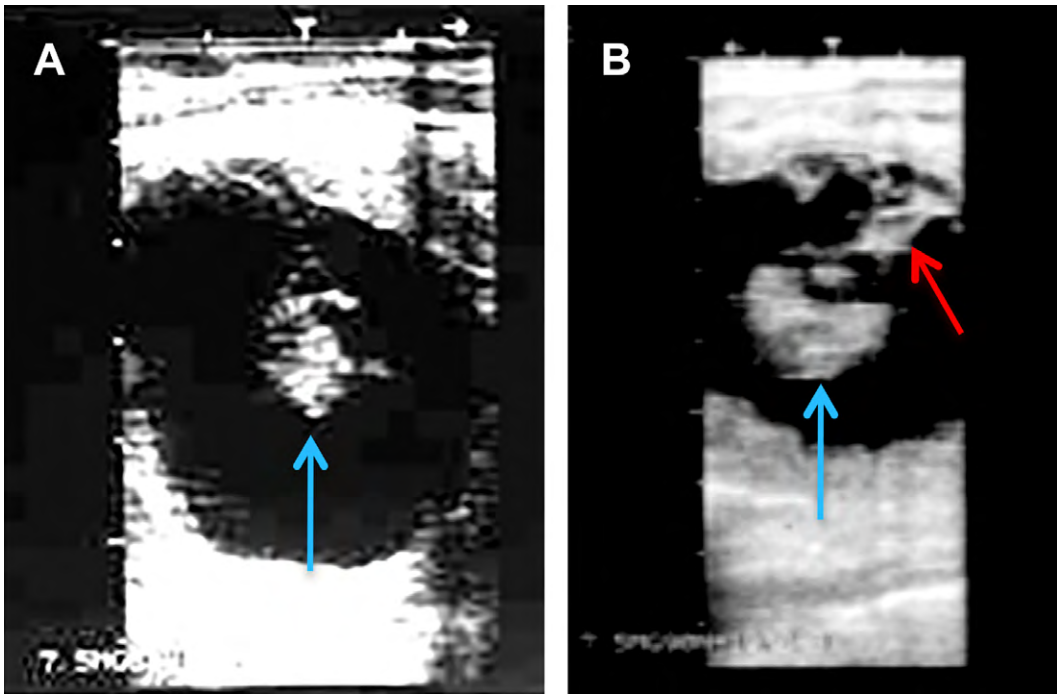


Imagen 24.12: en la imagen de la izquierda, que corresponde a una gestación de 38 días, puede observarse al embrión (flecha azul) desplazándose hacia la parte dorsal de la vesícula. La imagen de la derecha, representa a una gestación de 40 días de edad, en la que se distingue el cordón umbilical (flecha roja) del cual cuelga el embrión (flecha azul) (Dra. Ana Myriam Boeta).

En etapas más avanzadas, tanto el feto como la vesícula son demasiado grandes para poderse observar completos con un transductor de cinco MHz, por lo que para gestaciones de alrededor de los 70 días se debe usar un transductor de tres MHz, que permite observar en su totalidad al cordón umbilical y al feto mismo. En gestaciones de más de 150 días es recomendable realizar un examen ultrasonográfico transabdominal, ya que transrectalmente no será posible observar al feto debido a que por su tamaño, habrá caído ya a la cavidad abdominal.

Parto

El proceso biológico del parto comienza al final de la gestación y que termina con el nacimiento del potro y con la expulsión de la placenta. Durante éste proceso, el útero expulsa al producto en el momento adecuado para que el neonato pueda llevar una vida independiente. El nacimiento debe ser lo menos traumático posible para que la yegua pueda quedar gestante rápidamente y tener otro potro al siguiente año. La yegua tiene la capacidad de controlar en cierta medida el inicio del parto de manera que el nacimiento ocurra durante la noche, o cuando la actividad en el establo sea la mínima.

Igual que en las otras especies domésticas, el proceso del parto se divide en tres etapas: la dilatación del canal del parto, la expulsión del feto y la expulsión de las membranas fetales.

Dilatación del canal del parto

Esta etapa comienza varios días antes de que se produzca la expulsión del potro, y se carac-

teriza por un aumento gradual de la frecuencia e intensidad de las contracciones del miometrio, así como por la dilatación del cérvix. Alrededor de cuatro horas antes del nacimiento, pueden apreciarse áreas de sudor en forma de parches en los flancos y debajo de la articulación de los codos de la yegua. Debido a las contracciones uterinas, el corioalantoides ejerce una presión sobre el cérvix, provocando un reflejo que intensifica las contracciones y que ocasiona la ruptura de esta membrana y la consecuente salida del fluido corioalantoideo. Este líquido sirve como lubricante para el paso del amnios que contiene al feto. La yegua al oler éste fluido muestra el signo de *Flehmen*, lo que se cree que permite el paso de ferohormonas, que posiblemente actúan para que la madre reconozca a la cría.

La glándula mamaria de la yegua se desarrolla notablemente seis a tres semanas antes al nacimiento del potro; la hembra empieza a tener goteo de calostro dos a cuatro días antes del parto, el cual finalmente se endurece en el extremo distal de la teta, adquiriendo una apariencia de cera adherida, que sella el orificio del canal, conocido como tapón de cera.

Expulsión del feto

Comienza con la ruptura de la membrana corioalantoidea y con la salida de pequeñas cantidades de fluido corioalantoideo a través de la vulva; luego el amnios –cuya apariencia es la de una bolsa blanca translúcida– surge por la vulva y la yegua generalmente asume una posición de recumbencia para concluir la expulsión de la cría (**Imagen 24.13**). Cuando el corioalantoides no se rompe y empieza a salir en apariencia intacto, lo que se puede identificar por la coloración rojiza de esta membrana, puede ser indicativo de complicaciones relacionadas a un desprendimiento prematuro de la placenta que podrían llevar a la hipoxia del feto y comprometer su viabilidad.



Imagen 24.13: yegua en proceso de parto. Véase la membrana amniótica a través de la cual puede apreciarse un miembro del feto (Dra. Ana Myriam Boeta).

La expulsión del producto es más rápida en el equino que en otras especies debido a la fuerza de sus músculos y por lo tanto de las contracciones abdominales. Su duración aproximada es de 17 a 20 min, aunque puede concluir en menos de 10 min o prolongarse hasta una hora. Debido al intenso esfuerzo físico ejercido en este lapso, la yegua puede permanecer en recumbencia hasta por unos 40 min después del nacimiento del potrillo.

El cordón umbilical es muy largo en esta especie, por lo cual no se rompe durante el parto. Después de la expulsión de la cría, ésta permanece echada junto a la madre con el cordón intacto durante un tiempo, lo que posibilita la transferencia de hasta 1.5 litros de sangre desde la placenta hasta el potro, que constituye hasta un 30 % del volumen sanguíneo de este último. No es recomendable, por esta razón, ejercer en la yegua ningún estímulo que provoque una reacción repentina que pudiera ocasionar la ruptura prematura del cordón umbilical.

Expulsión de la placenta

Ocurre la eliminación de la placenta dentro de la primera hora siguiente a la expulsión del producto. Las contracciones uterinas -que continúan por un largo periodo después del parto- facilitan la expulsión de la placenta, y más tarde favorecen la involución uterina. Una vez que se arroja la placenta, es importante revisar en forma detallada su integridad, su peso y su apariencia, para determinar si existe alguna anormalidad.

Calor del Potro

La gestación de la yegua es relativamente larga (340 días), por lo que para tener un parto cada año deben transcurrir tan sólo alrededor de 25 días entre el parto y el inicio de la siguiente gestación, lo cual implica una rápida involución uterina, así como un pronto regreso a la actividad ovárica. La involución del útero ocurre en un período corto debido al tipo de placentación de la yegua, que permite que al momento del parto, durante la separación de las microvellosidades del endometrio, no ocurran daños que requieran de un proceso de reparación mayor, como lo que sucede en otras especies domésticas.

La yegua es la única especie doméstica que tiene un estro fértil pocos días después del parto, conocido como el "calor del potro", que se caracteriza por un desarrollo folicular normal seguido por ovulación. En el 90 % de los casos el calor del potro inicia entre los cinco y los 12 días posparto y la primera ovulación ocurre después de los nueve días en la mayoría de las yeguas. La involución uterina temprana y la pronta presentación de un estro posparto fértil, permiten que una nueva gestación se establezca de inmediato, en un lapso de una a dos semanas después del parto. La época del año en la cual ocurre el parto afecta la variabilidad del intervalo entre el parto y el primer estro y la ovulación posparto, siendo menos variable cuando la longitud del día aumenta.

Causas más Comunes de Infertilidad

Quistes endometriales

Esta patología resulta de una acumulación de líquido de origen glandular o linfático en el endometrio, que se detecta con facilidad mediante ultrasonografía. La incidencia en la yegua varía desde un 15 hasta un 50 %; se incrementa con la edad. Algunos quistes tienen apariencia anecóica homogénea; otros, pueden presentar trabéculas hiperecogénicas con un fondo oscuro o ser multilobulados

(**Imagen 24.14**). Los quistes endometriales pueden confundirse –en primera instancia- con una vesícula embrionaria, pero mediante exámenes subsecuentes pueden diferenciarse de ésta ya que permanecen en el mismo sitio–, además de que la vesícula embrionaria aumenta de tamaño rápidamente. Cuando los quistes son muy grandes pueden desplazar a la pared endometrial y ocluir la luz uterina, reduciendo, así, de manera considerable, la fertilidad de la yegua al impedir la movilidad embrionaria, que es necesaria para el reconocimiento materno de la gestación.

Tumor de las células de la granulosa

En las yeguas el tumor de las células de la granulosa se considera el más común y el que posee mayores repercusiones en la reproducción. No es un tumor maligno y generalmente es unilateral, aunque puede provocar alteraciones conductuales que dependen de su producción hormonal, y que varían desde ninfomanía (estros largos y repetidos) hasta virilismo o anestro.

Tiene una apariencia de panal de abejas que –en conjunto, con la atrofia del ovario ipsilateral– permite su diagnóstico por ultrasonografía.

Folículos anovulatorios hemorrágicos (FAH)

Los FAH son estructuras que resultan de la entrada de sangre a un folículo preovulatorio que no llega a ovular, por lo que no se forma un cuerpo lúteo típico (CL). El folículo anovulatorio incrementa su diámetro, se llena con partículas ecogénicas (**Imagen 24.15**) y eventualmente se luteiniza con una activa producción de P_4. Esta patología se ha encontrado en otras especies; en la mujer, incluso, que recibe el nombre de folículo anovulatorio luteinizado (LUF).

Los indicadores inminentes de la ovulación están presentes tanto en un folículo preovulatorio destinado a ovular, como en el que se convertirá en FAH, por lo que resulta muy difícil predecir la conversión de un folículo preovulatorio en un FAH, lo cual dificulta la investigación de su formación y las posibles opciones terapéuticas.

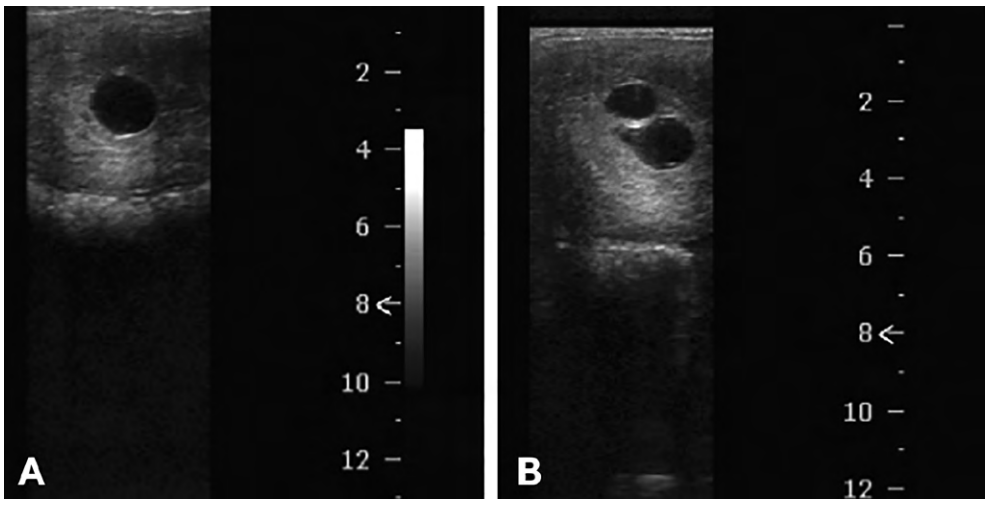


Imagen 24.14: A, quiste endometrial con forma esférica y con fondo anecóico; **B**, quiste endometrial lobulado (Dra. Ana Myriam Boeta).

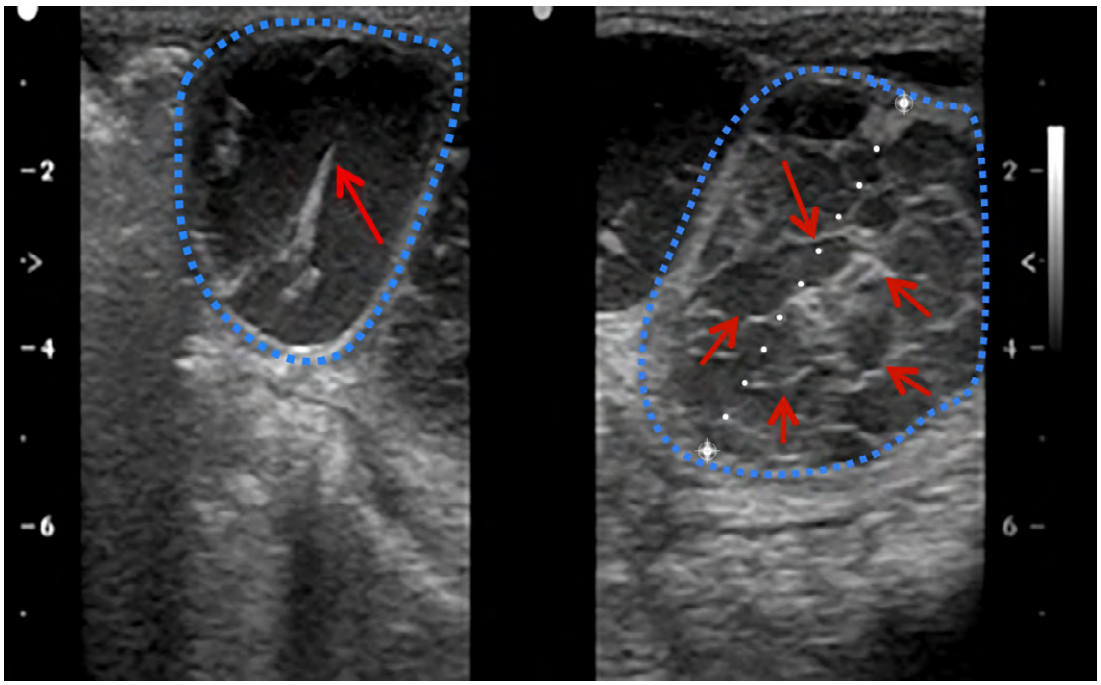


Imagen 24.15: folículos anovulatorios hemorrágicos (líneas azules) con contenido ecogénico en forma de líneas (a la izquierda) y de trabéculas (a la derecha); ambas se indican con las flechas rojas (Dra. Ana Myriam Boeta).

Cuerpos lúteos persistentes

Una prolongada actividad lútea caracteriza a los cuerpos lúteos persistentes; en la cual se mantienen, más allá de la duración del diestro, concentraciones circulantes elevadas de progesterona en yeguas vacías. Esta circunstancia puede ocasionarse a partir de la oleada folicular secundaria que se observa durante el diestro y en la que en la mayoría de las yeguas se origina un folículo dominante que sufre regresión, pero que en un 18 % de los animales, aproximadamente, ovula y forma un cuerpo lúteo –secundario– funcional que produce concentraciones significativas de progesterona. Cuando la ovulación de este folículo ocurre después del día 10 del diestro, el cuerpo lúteo –secundario– que se formó no tendrá receptores para responder a la prostaglandina $F_2\alpha$ liberada de manera natural y no sufrirá luteólisis, por lo que persistirá extendiendo la duración del diestro.

Los cuerpos lúteos persistentes también pueden presentarse cuando hay una pérdida de la gestación ocurrida después del periodo del reconocimiento materno de gestación, es decir cuando ya se ha llevado a cabo el rescate del cuerpo lúteo.

En ambos casos el cuerpo lúteo puede permanecer hasta 90 días; después degenera por apoptosis, y la yegua puede comenzar un nuevo ciclo estral.

Referencias

- Adams G, Bosu W. Reproductive physiology of the nonpregnant mare. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice. 1988; 4(2): p. 161-176.
- Brubaker J, McCue P, Pickett B, Squires E. Effect of sperm number and frequency of insemination on fertility of mares inseminated with cooled semen. Theriogenology. 1998; 49(4): p. 743-749.
- Ginther J. Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects. 2nd ed. Wisconsin: Equiservices; 1992.
- Ginther O. Ultrasonic imaging and animal reproduction Cross Plains: Equiservices Publishing; 1995.
- McKinnon A, Squires E, Vaala W, Varner D. Equine Reproduction. 2nd ed. McKinnon A, Squires E, Vaala W, Varner D, editors. Philadelphia: Wiley-Blackwell; 2011.
- Roser J. Endocrine basis for testicular function in the stallion. Theriogenology. 1997; 48(5): p. 883-892.
- Roser J. Endocrine regulation of reproductive function in fertile, subfertile and infertile stallions. Reproduction in Domestic Animals. 1995; 30(4): p. 245-250.
- Samper J. Equine Breeding management and artificial insemination. 1st ed. Philadelphia: Saunders Co.; 2000.
- Sharp D. Maternal recognition of pregnancy. In McKinnon A, Voss J, editors. Equine Reproduction. Philadelphia: Lea & febiger; 1993. p. 487-493.
- Squires E. Endocrinology of pregnancy. In McKinnon A, Voss J, editors. Equine Reproduction. Philadelphia: Lea & Febiger; 1993. p. 495-500.

25

Capítulo 25

Pequeños rumiantes

Alberto Balcázar S.

Capítulo 25
Pequeños rumiantes

Alberto Balcázar S.

Introducción

La eficiencia reproductiva es uno de los parámetros más importantes en cualquier unidad de producción pecuaria, ya que tiene el potencial de afectar el desempeño económico de la empresa a corto, mediano y largo plazo. El conocimiento de los diferentes aspectos de la fisiología reproductiva de los pequeños rumiantes es necesario para poder implementar con éxito diferentes técnicas como son la sincronización del estro y la ovulación, la inseminación artificial intrauterina y transcervical, la preservación del semen, la superovulación y la trasferencia de embriones, entre otras, que se han desarrollado con el objeto de mejorar la reproducción en estas especies.

Características Reproductivas del Macho

El semental contribuye con el 50 % de la genética del hato, por lo que es crucial conocer su fisiología e identificar las características reproductivas que son deseables. Es posible realizar, así, un manejo que propicie las condiciones para que el macho alcance su potencial de desempeño, además de que se sientan las bases para seleccionar adecuadamente a los machos de reemplazo.

Selección de sementales de reemplazo

En la selección de los corderos y de los cabritos que serán utilizados como sementales deberán considerarse la raza y el fenotipo, sin descuidar el fin zootécnico (aptitud lechera o cárnica). Cuando la selección se realiza en animales que provienen de la misma unidad de producción, debe seleccionarse al dos por ciento de los recién nacidos que provengan de los mejores padres del hato. Aquellos individuos que presenten un bajo desarrollo, defectos congénitos o hernias, entre otros, serán descartados.

Si se seleccionan animales que provengan de otras unidades de producción, deberán ser sometidos a una estricta cuarentena por lo que se recomienda su adquición con antelación para que puedan ser empleados durante el empadre.

Al margen de su procedencia, inicialmente se selecciona a los corderos y a los cabritos que cumplen con los parámetros morfológicos y fenotípicos establecidos para la raza elegida, y después se evalúa su salud clínica, se revisan detalladamente los aplomos, la columna vertebral y la conformación ósea.

Dentro de los parámetros reproductivos, es necesario evaluar el desarrollo testicular y el desprendimiento del proceso uretral, el cual originalmente se encuentra adherido al glande y al prepucio (**imagen 25.1**). Hay que recordar que ambos procesos dependen de hormonas (gonadotropinas y esteroides), cuyo patrón de secreción va estableciéndose al acercarse la pubertad.

Durante el examen andrológico debe descartarse a los animales que presenten cualquier tipo de alteración que comprometa su futura actividad reproductora como pueden ser: epididimitis, orquitis, malformaciones testiculares, retenciones testiculares y alteraciones del pene y del prepucio.

Una vez iniciado el proceso de selección es posible que algunos machos sean descartados por enfermedades, accidentes o simplemente por un pobre desarrollo o por una morfología inadecuada. La tasa de reposición recomendada, por lo tanto, es de 20 a 35 %.

Pubertad

Durante la pubertad ocurren una serie de cambios endocrinológicos, fisiológicos, y anatómicos que desencadenan una conducta de interés sexual en el macho, la cual se acompaña de una producción de espermatozoides en calidad y número suficientes para dejar gestante a una hembra. Este proceso ocurre en los carneros, en promedio, a los seis o siete meses de edad; en los machos cabríos, a los cuatro o cinco meses, y a los tres meses en las razas pigmeas. La edad a la pubertad está influenciada por múltiples factores como la raza, el peso y la época de nacimiento; esta última tiene un efecto importante ya que se relaciona íntimamente con el fotoperiodo, el cual influye en la maduración sexual de estas especies. El nivel nutricional también es relevante, ya que se ve reflejado en la condición corporal.

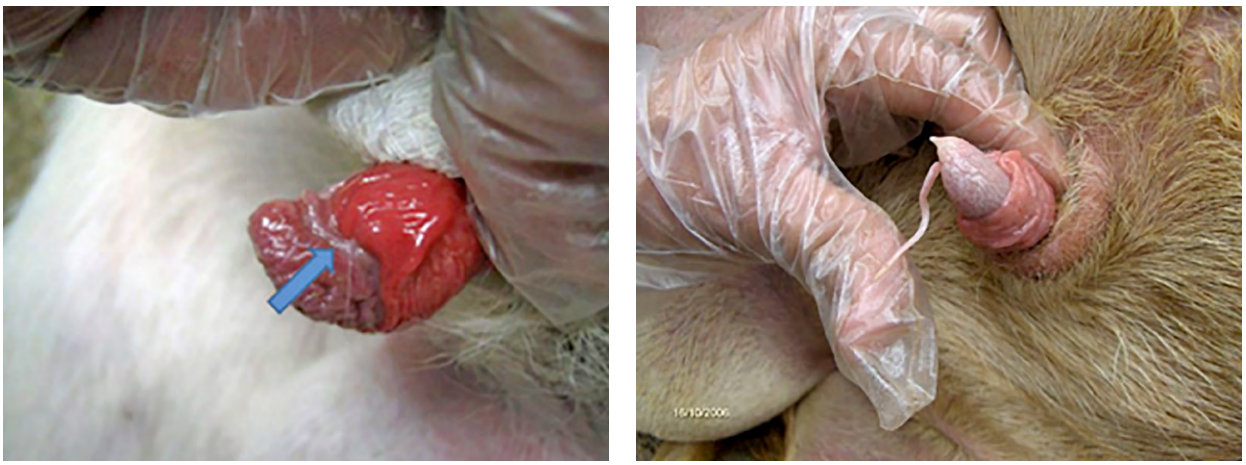


Imagen 25.1: proceso uretral en pequeños rumiantes. A la izquierda, proceso adherido al prepucio y al glande de un cabrito de 2.5 meses de edad. A la derecha, proceso sin adherencias en un cordero de siete meses de edad (M.P.A. Alberto Balcázar).

Como se mencionó con anterioridad, durante la pubertad ocurre la separación de las adherencias del proceso uretral y hay un aumento en el diámetro y en el peso del testículo, que se relaciona con el número de espermatozoides que produce el macho. En la **imagen 25.2** se muestra la correcta medición de la circunferencia escrotal de un cordero.

Manejo de los sementales

Antes del empadre, es necesario realizar diversos manejos zootécnicos y programas sanitarios para que los sementales estén en óptimas condiciones al iniciar la temporada reproductiva.

El examen de la capacidad reproductiva se realiza preferentemente dos veces al año; el mejor momento es 65 días antes del empadre, cuando pueden detectarse y ser resueltos oportunamente los procesos factibles de alterar el adecuado funcionamiento del testículo (deficiente alimentación, epididimitis, estrés, enfermedades u otras patologías).

Es deseable que el semental reciba una sobrealimentación rica en energía y proteína conocida como *flushing*, para que alcance una excelente condición corporal y logre un aumento en el peso testicular y en la circunferencia escrotal.

Durante la época reproductiva, de hecho, se llegan a producir alrededor de 20 millones de espermatozoides por gramo de peso testicular. En términos generales se suele conocer que el peso promedio de los testículos en animales clínicamente sanos y con una buena condición corporal representa el 0.38 % del peso vivo, mientras que en animales desnutridos y con una mala condición corporal apenas representa el 0.27 %. Es importante considerar, en consecuencia, la condición corporal, ya que es un reflejo del estado nutricional que guarda el animal y de ella dependerá su desempeño durante el empadre. En la **imagen 25.3** se observan los testículos de un animal bien nutrido y los de un animal desnutrido. Se recomienda leer el **capítulo 15**: Examen de la capacidad reproductiva del semental.



Imagen 25.2: medición de la circunferencia escrotal de un carnero de nueve meses de edad (M.P.A. Alberto Balcázar).



Imagen 25.3: evaluación testicular. Izquierda; semental clínicamente sano. Derecha; hipoplasia testicular de un cabrito (M.P.A. Alberto Balcázar).

Al realizar la selección de los sementales, hay que poner especial atención en los testículos y en las estructuras que los componen ya que tanto la circunferencia escrotal (CE) como el peso testicular tienen una heredabilidad alta. En el **cuadro 25.1**, se presentan los parámetros, relativos a la CE, que deben tenerse en cuenta para la selección de los sementales.

Los carneros productores de lana (**imagen 25.4**) deben ser sometidos a una trasquila antes del empadre; se cuidará que la lana que cubre los testículos tenga como máximo un centímetro de longitud. Esta medida favorece la higiene, facilita la palpación, y contribuye a la adecuada termorregulación testicular, lo que evitará que los espermatozoides sufran un estrés térmico. Los testículos deben estar entre cuatro y seis grados centígrados por debajo de la temperatura abdominal. De no realizarse la trasquila la movilidad espermática y la fertilidad se verán afectadas.

En algunas ocasiones cuando hay problemas de fertilidad en el hato, es recomendable realizarle un estudio ultrasonográfico al testículo, con el objetivo de diagnosticar alguna patología. El parénquima testicular, normalmente, tiene una apariencia homogénea en la imagen, semejando un vidrio esmerilado (**imagen 25.5**). Cualquier cambio en la homogeneidad del parénquima como son áreas hipoecoicas o hiperecoicas (más oscuras o blancas), puede ser indicativo de procesos patológicos como fibrosis, quistes o neoplasias, entre otros. Con relación a lo anterior, hay que cuidar de no confundir al mediastino (centro del testículo) con alguna patología, ya que presenta una apariencia hiperecoica (blanca), que en un corte transversal, se aprecia como una zona redonda en el centro del parénquima testicular, mientras que en un corte longitudinal se advierte como una línea hiperecoica (**imagen 25.6**). El epidídimo y el cordón espermático también pueden examinarse con ultrasonografía.

Cuadro 25.1

Circunferencia escrotal (cm) en carneros y machos cabríos.

	EDAD O PESO	CUESTIONABLE	SATISFACTORIO	EXEPCIONAL
Carneros	8 – 14 meses	< 30	30 - 36	> 36
	> 14 meses	< 32	32 - 40	> 40
Machos cabrios de carne	< 45 kg		25 - 28	
	≥ 45 kg		34 - 36	

Nota: No se han establecido estos parámetros para machos cabríos destinados a la producción de carne. Adaptado de: Sheep Production Handbook, 2002.



Imagen 25.4: testículos sin trasquilar de un macho de la raza East Friesian (M.P.A. Alberto Balcázar).

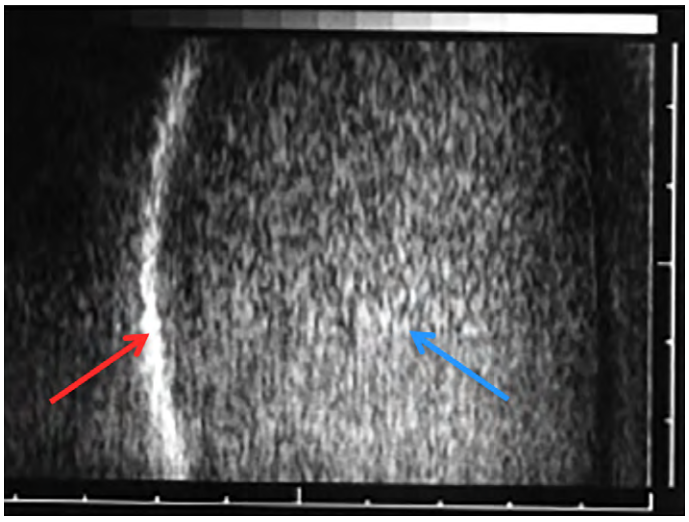


Imagen 25.5: imagen ultrasonográfica que muestra un corte transversal de un testículo normal, se aprecia una apariencia homogénea del parénquima testicular (vidrio esmerilado) (flecha azul), así como el epidídimo (flecha roja) (M.P.A. Alberto Balcázar).

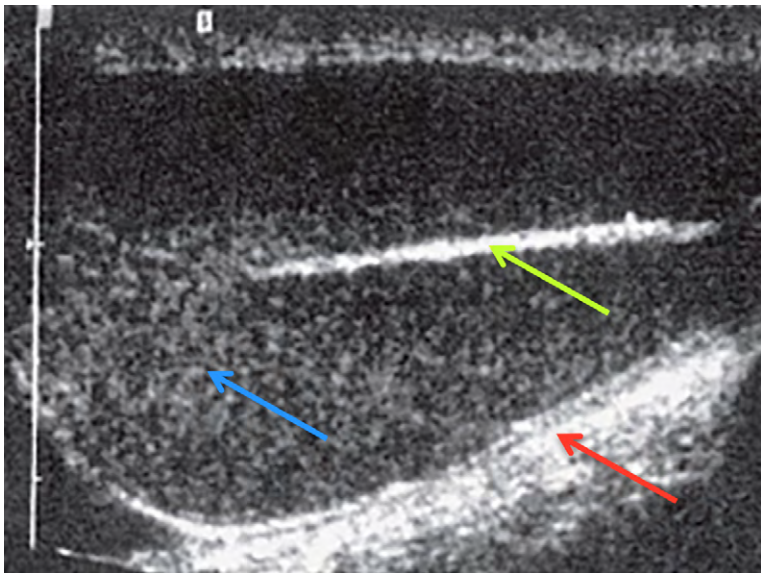


Imagen 25.6: imagen longitudinal del testículo donde se aprecia el mediastino (flecha verde) como una línea blanca o hiperecoica en la parte central; el parénquima testicular (flecha azul) y el epídidimo (flecha roja) (M.P.A. Alberto Balcázar).

Evaluación del eyaculado

Las variaciones en las características de un eyaculado en los pequeños rumiantes están sujetas a factores como son la nutrición, la edad y la temperatura, pero en primer lugar el fotoperiodo. Durante la época de anestro estacional, la movilidad y la concentración espermáticas disminuyen y la morfología se afecta, lo que reduce la capacidad fertilizadora del semen. En el **cuadro 25.2** se aprecian los parámetros normales del eyaculado cuando se obtiene durante la época reproductiva, utilizando una vagina artificial. Hay que considerar que un eyaculado que se consigue mediante eletroeyaculador puede venir contaminado con orina, lo cual altera su calidad.

El semen caprino contiene a la enzima coagulante de la yema de huevo (EYCE por sus siglas en inglés), que producen las glándulas bulbouretrales. Esta enzima es una fosfolipasa A y es importante considerarla cuando se realiza algún manejo del eyaculado que implique la utilización de un diluyente que contenga yema de huevo, ya que hidroliza a la lecitina, ocasionando la producción de toxinas dañinas para los espermatozoides y causando la coagulación del semen. La concentración de la EYCE varía entre machos y durante la época reproductiva, además de que se eleva cuando el semen se obtiene por electroeyaculación.

De manera similar, las caseínas y las lactoglobulinas de la leche presente en los diluyentes comúnmente utilizados para diluir el semen puede modificarlas una fracción protéica del líquido seminal del caprino, que también proviene de las glándulas bulbouretrales, la cual se conoce como SBUIII lipasa triacilglicerol, o proteína BUSgp60. Los productos de la transformación de los constituyentes de la leche por esta enzima inhiben de manera importante la motilidad espermática.

Cuadro 25.2

Características seminales promedio del eyaculado de carneros y de macho cabrío, en semen obtenido mediante vagina artificial.

PARÁMETROS PROMEDIOS	EVALUACIÓN DE SEMEN DE CARNERO	EVALUACIÓN DE SEMEN DE MACHO CABRÍO
Volumen (ml)	0.3 a 1.0	0.5 a 1.5
Espermatozoides normales (%)	70 a 90	70 a 90
Acrosomas normales (%)	85	85
Movilidad (%)	50 a 90	85
Concentración (x 10^9/ml)	1 a 6	2 a 7

Los diluyentes que contienen yema de huevo y leche, no obstante, pueden utilizarse para el manejo del semen del macho cabrío siempre y cuando se realice un "lavado" previo para conservar a los espermatozoides y eliminar al plasma seminal. El lavado consiste en diluir al semen en una relación de 1 : 4, con una solución amortiguadora a una temperatura de 35 °C, homogeneizarlo y centrifugarlo a 300 g por 15 min, después de lo cual se descarta el sobrenadante y se restituye el volumen original con la misma solución amortiguadora. Diversos investigadores precisan que la remoción del plasma seminal debe realizarse inmediatamente después de haber obtenido el eyaculado, de este modo se incrementará el porcentaje de espermatozoides vivos una vez añadido el diluyente.

Una segunda opción a la que se puede recurrir es la de someter a los medios que contengan yema de huevo o leche a baño María a una temperatura de 40 °C durante 45 min (**imagen 25.7**), para desnaturalizar a las proteínas del huevo y de la leche con las que interactuarían las enzimas del plasma seminal. Una tercera alternativa es la reducción de la cantidad de yema de huevo que se incluye en el diluyente.



Imagen 25.7: desnaturalización de las proteínas de la yema de huevo a baño María en un diluyente (M.P.A. Alberto Balcázar).

Características Reproductivas de la Hembra

Las características reproductivas de las ovejas y de las cabras se revisaron en los **capítulos 6, 7** y **8** (pubertad y estacionalidad, ciclo estral, y comportamiento sexual, respectivamente); en este apartado se abordarán los aspectos más sobresalientes del manejo reproductivo.

Evaluación clínica reproductiva de las hembras

La evaluación clínica reproductiva de las hembras permite seleccionar e identificar reproductoras potencialmente fértiles. Se recomienda realizarla, al menos, una vez al año, preferentemente alrededor de 60 días antes del empadre, para poder tomar las medidas pertinentes que propicien que las hembras comiencen la temporada reproductiva en condiciones óptimas, y se pueda resolver con tiempo cualquier situación reversible, descartar a las hembras con problemas que no pueden solucionarse, así como para definir si es necesario adquirir reproductoras de reemplazo de manera idónea con certificado libre de enfermedades, incluida la brucelosis. Las ovejas y las cabras deberán presentar una condición corporal antes del empadre de entre 3.0 y 3.5, y pesar entre el 60 y el 70 % de su peso adulto al llegar a la pubertad.

Para la evaluación de los genitales internos, en particular de la vagina y de la os cervical, se emplea un vaginoscopio, que puede ser en forma de pico de pato o recto (**imagen 25.8**). La vaginoscopia permite identificar patologías; además, puede utilizarse para la inseminación artificial (intracervical o transcervical) y para la aplicación de esponjas vaginales para el control artificial del ciclo estral.

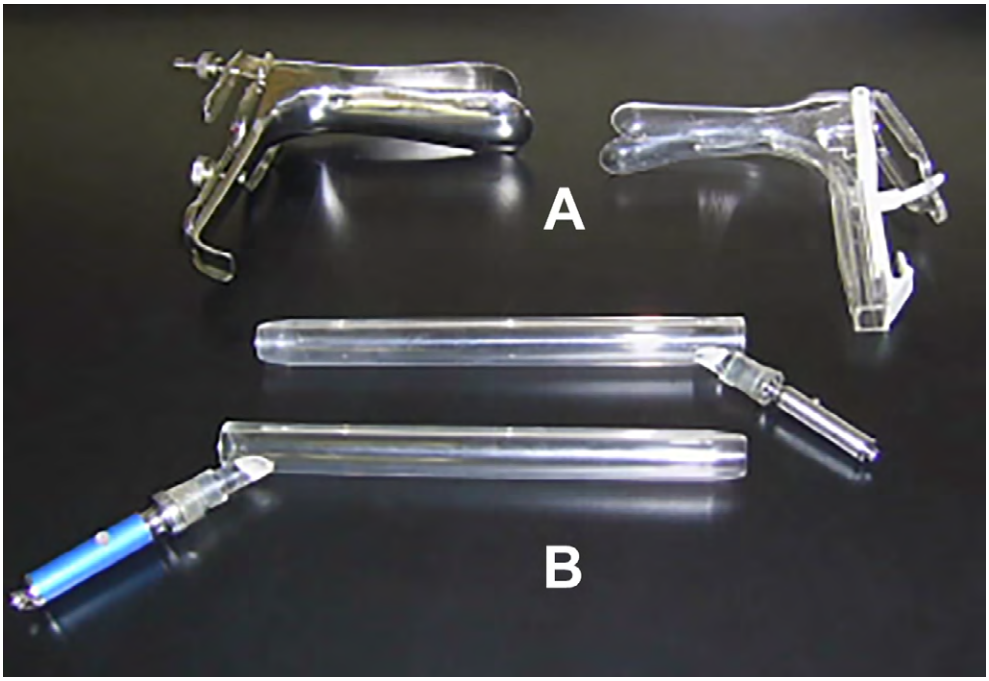


Imagen 25.8: vaginoscopios para pequeños rumiantes: A, en forma de pico de pato; B, rectos (M.P.A. Alberto Balcázar).

Antes de colocar el vaginoscopio, la vulva se limpia con una gasa, un algodón, o un papel absorbente impregnado con una solución antiséptica, para evitar introducir agentes patógenos. Si la hembra que se examina es primeriza, se recomienda un espéculo recto de 20 x 150 mm; mientras que si es hembra de segundo parto en adelante, se prefiere uno de 25 x 200 mm. El extremo distal del vaginoscopio se humecta con un lubricante estéril y se introduce suavemente en un ángulo de 45 º, a todo lo largo de la vagina hasta llegar a una profundidad de entre 10 y 13 cm, dependiendo del tamaño del animal y de la raza (**imagen 25.9**).

Durante la realización de la vaginoscopia se debe poner atención a la forma que tiene el cérvix en su entrada (os cervical externa), ya que representa una barrera anatómica cuando se va a realizar una inseminación artificial. En la cabra esta forma comúnmente es circular (**imagen 25.10**), y en la oveja la forma más frecuente es la llamada de "palomita de maíz" (**imagen 25.11; A**), aunque también puede ser de pico de pato (**imagen 25.11; B**) de pliegue (**imagen 25.11; C**) o de fosa (**imagen 25.11; D**).

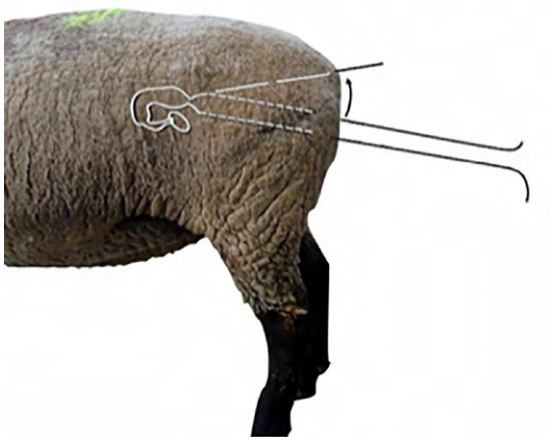


Imagen 25.9: esquematización de la introducción del vaginoscopio (Elaborada por el M.P.A. Alberto Balcázar).

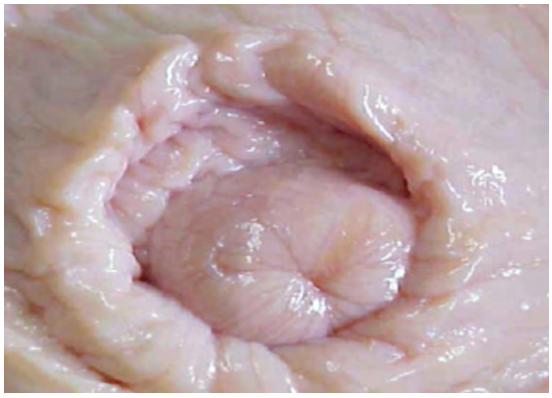


Imagen 25.10: os externa del cérvix de la cabra (M.P.A. Alberto Balcázar).

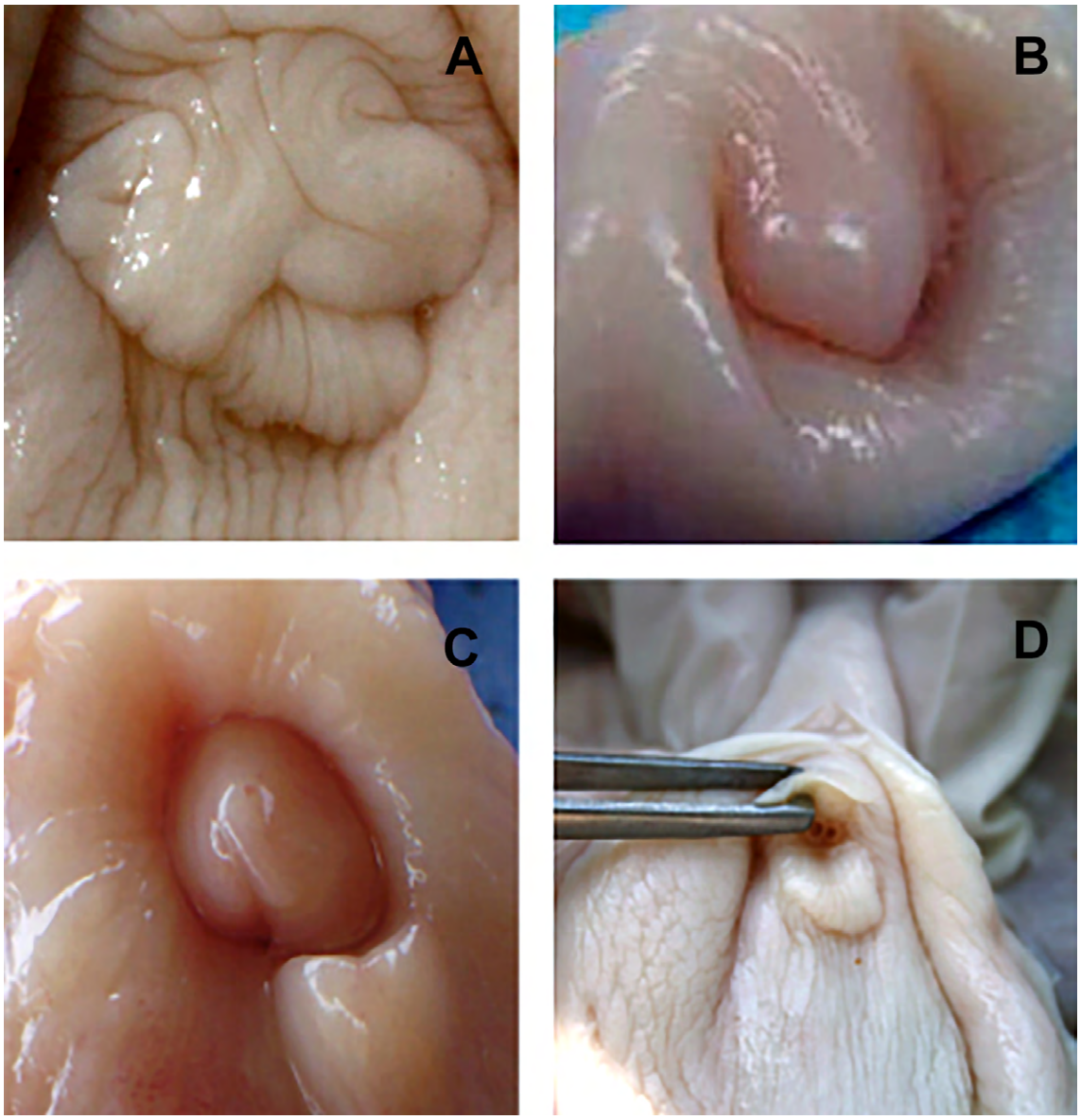


Imagen 25.11: diversas formas de la os externa del cérvix de la oveja. **A**, palomita de maíz; **B**, pico de pato; **C**, pliegue o colgajo; **D**, fosa (M.P.A. Alberto Balcázar).

El canal cervical de la cabra tiene una longitud de entre tres y cinco cm y se aprecian entre cuatro y seis anillos. En la oveja, por su parte, es muy plegado y tortuoso, los anillos –seis a siete– presentan una forma de "conos truncados", con la base situada en dirección caudal, y el vértice en posición craneal, que algunos autores describen como "embudos" (**imagen 25.12**). Su longitud es de 6.7 ± 1.1 cm, tiene una consistencia firme (tejido conjuntivo rico en fibras colágenas). La profundidad promedio de penetración de la pipeta de inseminación es de sólo 1.3 cm en corderas y de 3.6 cm en ovejas adultas.

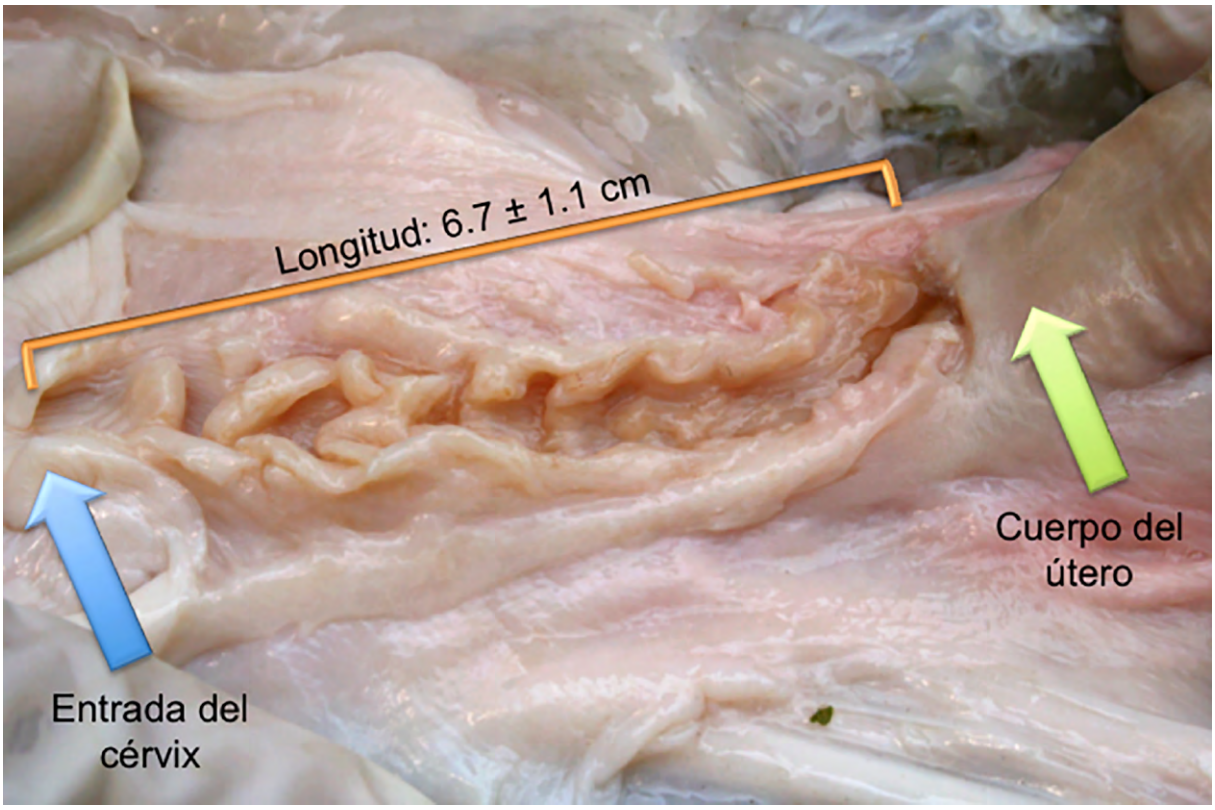


Imagen 25.12: esquematización de la longitud del canal cervical de una oveja adulta. Se aprecian los pliegues longitudinales en forma de embudo (M.P.A. Alberto Balcázar).

Control del Ciclo Estral

Los métodos que se utilizan con más frecuencia para inducir o sincronizar el período de receptividad sexual en ovejas y cabras se basan en diferentes principios fisiológicos, y se dividen en métodos naturales y farmacológicos. Los primeros contemplan la utilización del efecto macho y del efecto hembra; los segundos dependen de la administración de productos hormonales. A continuación se revisarán algunos principios de éstos últimos.

Los protocolos de sincronización del ciclo estral se basan en esencia en la modificación de la duración del diestro; se utilizan principalmente progestágenos (naturales o sintéticos) o prostaglandinas. Existen diferentes vías de administración de los progestágenos, las más comunes son la oral y la intravaginal. El uso de dispositivos intravaginales es una práctica habitual en los pequeños rumiantes, y los tratamientos se emplean por periodos que van de 12 a 14 días; solos o combinados con otras hormonas como son la prostagladina $F_2\alpha$, la gonadotropina coriónica equina (eCG) o la gonadotropina coriónica humana (hCG) (**Imagen 25.13**).

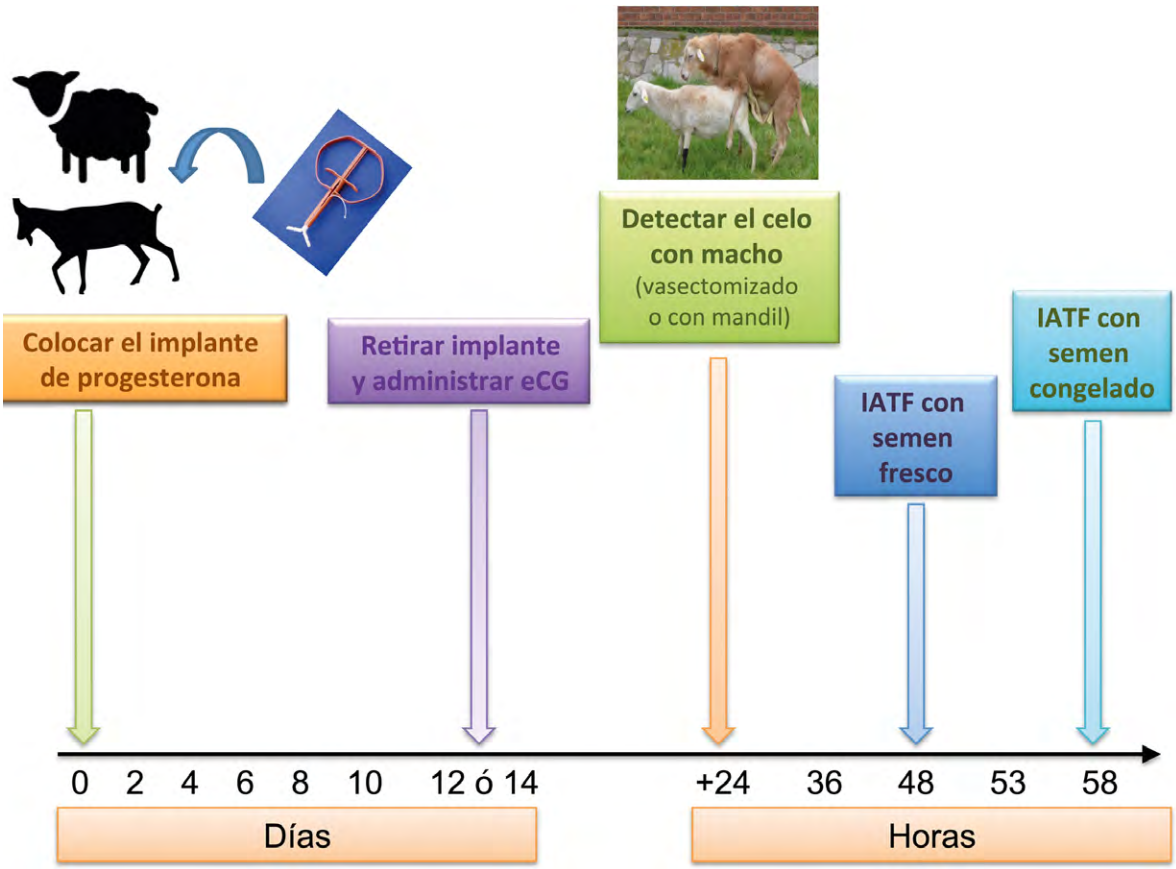


Imagen 25.13: protocolo para la sincronización de estro en pequeños rumiantes usando inseminación artificial a tiempo fijo (IATF) ya sea con semen fresco (48 h) o con semen congelado (58 h). eCG: gonadotropina coriónica equina (Adaptada de Dr. Jason Johnson, Ross University. Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

El inconveniente de usar los tratamientos de 12 a 14 días, es que los niveles de la progesterona o del progestágeno exógeno disminuyen a menos de dos nanogramos por mililitro después del sexto día, lo cual se considera un nivel sublúteo; que favorece la formación de folículos dominantes que persisten varios días antes de ovular, hecho que se ha relacionado con una baja fertilidad por el envejecimiento del ovocito.

En años recientes se han desarrollado protocolos de corta duración, en los que el implante del progestágeno permanece por periodos que van de los cinco a los siete días, asegurando niveles supralúteos (≥ cinco nanogramos por mililitro) que favorecen el recambio folicular y la ovulación de ovocitos "jóvenes". En los tratamientos para sincronizar las oleadas foliculares entre los animales, se aplica $PGF_2\alpha$ al momento de la inserción del dispositivo vaginal y de una dosis de 200 UI de eCG al momento del retiro del implante. El porcentaje de animales que presentan estro es del 90 %, lo cual posibilita el uso de la insemi-

nación artificial a tiempo fijo (IATF) a las 56 h de finalizado el tratamiento.

Las prostaglandinas por su parte pueden utilizarse en una sola dosis, la cual se aplica a todo el rebaño, con un resultado promedio del 60 % de las hembras sincronizadas, o de manera alternada en dos dosis; la segunda se aplicará entre 10 y 12 días después de la primera, y así sincronizar al 100 % de los animales que se encuentren ciclando (**imagen 25.14**).

Los protocolos de sincronización siguen afinándose para incluir no sólo a la sincronización de los celos, sino también a la de las oleadas foliculares y a la de la ovulación. Los objetivos son la obtención de ovocitos jóvenes para incrementar la fertilidad, la disminución de los costos relacionados al manejo del hato, así como sel establecimiento de esquemas de IATF. Estudios recientes muestran, por ejemplo, que contrario a lo que se pensaba antes, el cuerpo lúteo de la oveja responde a las prostaglandinas desde el día tres del ciclo. Se desarrolló, entonces, un protocolo denominado Synchrovine® que dismunuye el intervalo de administración de las dos dosis de $PGF_2\alpha$ a siete días; se logra también una estrecha sincronización de la ovulación (48 - 72 h) (**imagen 25.15**).

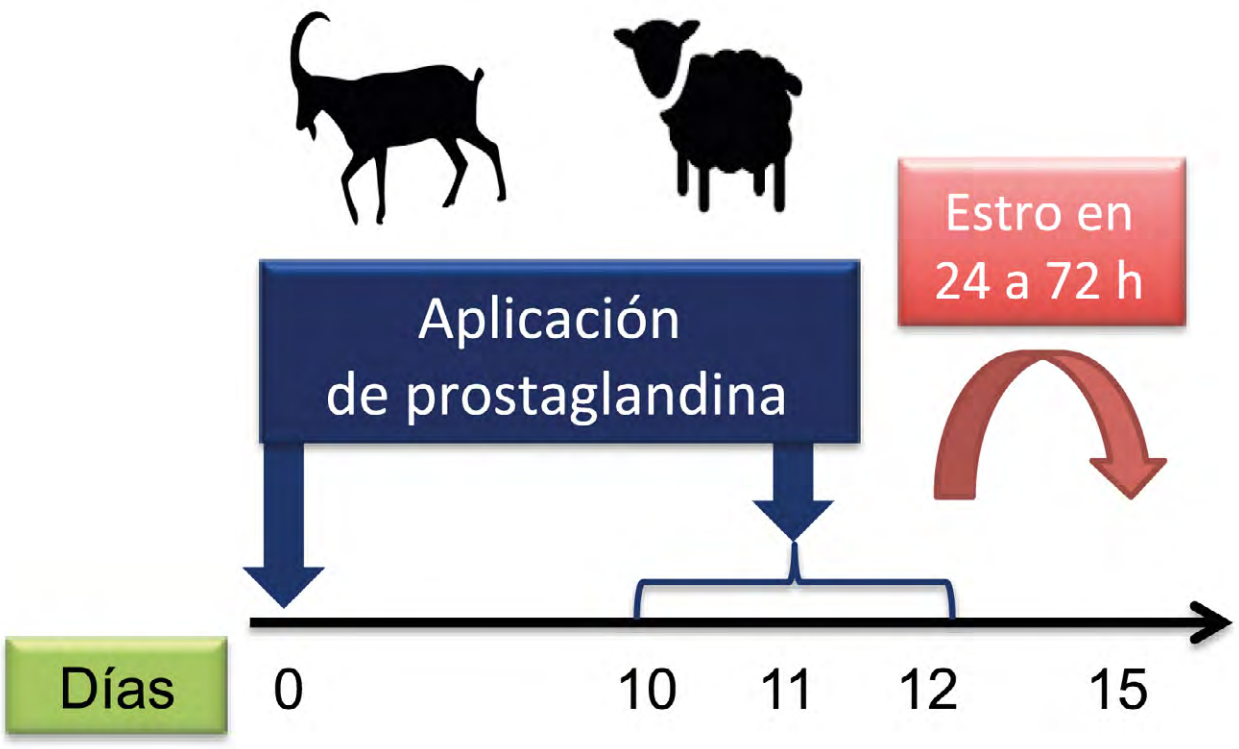


Imagen 25.14: protocolo de sincronización con dos dosis de prostaglandinas, en el que la segunda dosis se aplica entre el día 10 y el 12 (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

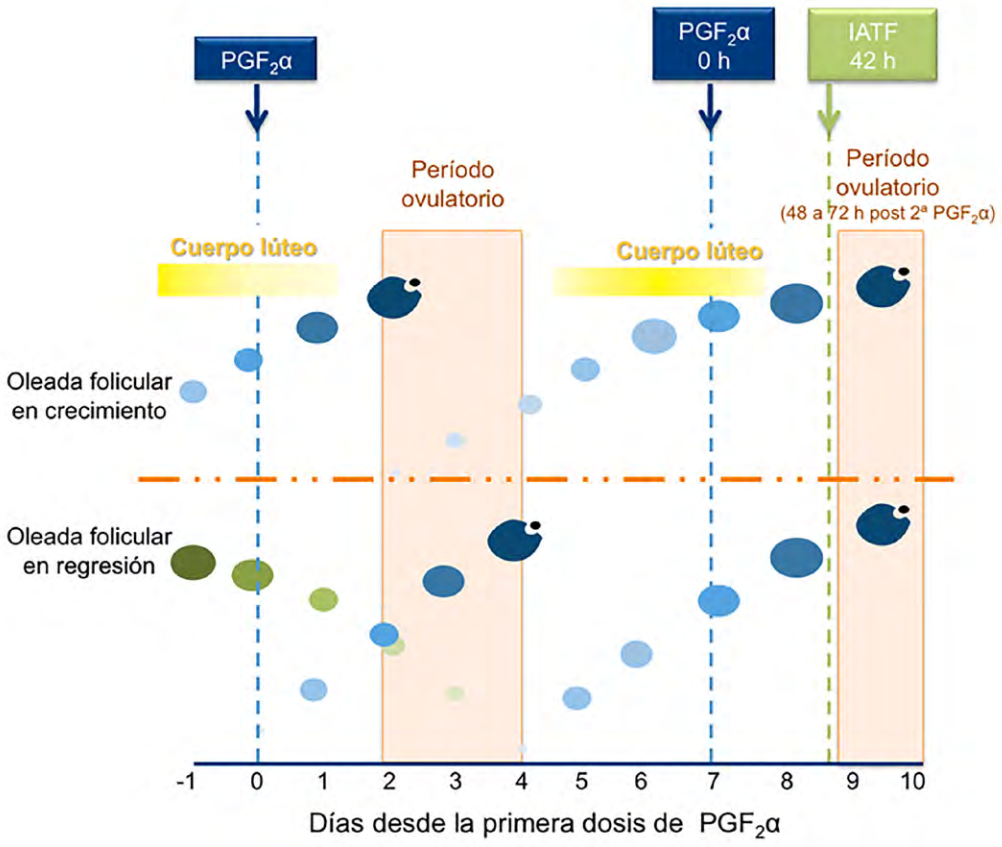


Imagen 25.15: protocolo synchrovine® iniciado ya sea cuando el folículo de mayor tamaño va creciendo (panel superior), o bien cuando se encuentra en regresión. La primera ovulación ocurre entre dos y cuatro días después de la dosis inicial de $PGF_2\alpha$, por lo que al aplicar la segunda dosis de $PGF_2\alpha$ siete días después, tanto el folículo en crecimiento como el cuerpo lúteo tienen entre tres y cinco días. En consecuencia, se obtiene un grupo homogéneo de folículos que ovulan en un periodo de entre 48 y 72 h (en promedio a las 60 h). La inseminación artificial a tiempo fijo se lleva a cabo 42 h después de la segunda aplicación de $PGF_2\alpha$. (Adaptada de: Rubianes y Menchaca 2004. Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

Tipos de Empadre

La época y forma en las cuales se llevan a cabo los servicios de las hembras se conocen como el "empadre" y está determinado por el sistema de producción: extensivo o intensivo. Para definir el tipo de empadre se considera la relación macho:hembras; dependerá, entre otros factores, de la edad del semental, la circunferencia escrotal, la calidad del eyaculado y la libido (**cuadro 25.3**), así como de los métodos empleados para controlar o modificar la reproducción. El objetivo es obtener la mejor eficiencia reproductiva, es decir, lograr el mayor número de hembras gestantes y de corderos y cabritos nacidos, evitar la pérdida de las crías durante la lactancia y obtener una adecuada curva de lactación para la elaboración de subproductos, cuando el fin zootécnico es la producción de leche.

Cuadro 25.3

Relación macho: hembras en pequeños rumiantes según el tipo de manejo zootécnico.

EDAD DEL SEMENTAL	PRÁCTICA REPRODUCTIVA UTILIZADA	PROPORCIÓN MACHO-HEMBRA
1 año	Empadre continuo	1:20 a 1:25
Adultos (2 años)	Empadre continuo	1:40 a 1:50
	Promedio	1:25 a 1:30
	Hembras sincronizadas y realizando servicio controlado (monta controlada)	1:5 a 1:10

Empadre continuo

El tipo de manejo reproductivo conocido como empadre continuo, regularmente lo utilizan los productores a nivel extensivo y en sistemas semi-intensivos. Consiste en mantener al semental en el potrero o en el corral durante todo el año con las hembras. No se realiza, en general, una selección del semental, y los animales presentan cierto grado de consanguinidad. La mayoría de las veces se trabaja con animales de diferentes razas y se tienen corderos y cabritos de diferentes edades durante todo el año. No se llevan registros, de ahí que sea imposible precisar la productividad de los animales.

En este empadre es común que exista una cantidad de hembras por semental superior al ideal establecido; se ocasiona, así, que el macho tenga una mayor actividad sexual y, en consecuencia, que el eyaculado contenga un menor número de espermatozoides, por lo que el hato puede presentar problemas de fertilidad.

Empadres controlados

El empadre de tiempo definido consiste en mantener a los sementales separados de las hembras y juntarlos durante un periodo determinado que en general oscila entre 40 y 60 días.

Se realiza una lotificación de las hembras y se les asigna un macho previamente seleccionado; es posible conocer la paternidad de las crías, que nacen en épocas definidas. En consecuencia, es posible poner más atención en los partos y en los neonatos, lo que reduce la mortalidad perinatal. Se puede evaluar, asimismo, la fertilidad, llevar registros y programar el mejoramiento genético del hato. Se requiere, eso sí, de instalaciones adecuadas.

Existe también la monta controlada, que es un tipo de empadre que consiste en el empleo de machos "celadores" para detectar a aquellas hembras que están en celo; después se les lleva a un lugar apropiado con el semental asignado para darles servicio. El recelado se realiza con un macho provisto de un arnés marcador y de un mandil, para evitar que penetre a las hembras, o bien un macho vasectomizado que las puede penetrar sin dejarlas gestantes (**imagen 25.16**). Este tipo de empadre puede combinarse con la implementación de programas de inducción o de sincronización de los estros. Una ventaja es que los registros detallan, entre otros valores, parámetros de número de servicios por concepción, diagnóstico de gestación y fechas de partos.



Imagen 25.16: a la izquierda, carnero provisto con mandil; a la derecha, macho cabrío con arnés marcador (M.P.A. Alberto Balcázar).

Cuando la unidad de producción tiene la posibilidad de contar con la infraestructura necesaria, éste es uno de los tipos de empadre más recomendables para lograr altos índices reproductivos, ya que al llevar un control de los servicios, de los partos y de la alimentación, es posible reducir las pérdidas embrionarias y la mortalidad perinatal.

En caso de que el rebaño se alimente en praderas, los manejos relacionados a la detección de los celos y a los servicios pueden realizarse antes de que el rebaño salga a pastorear y a su regreso.

Empadre con inseminación artificial

En las unidades de producción donde se implementa este tipo de empadre, las instalaciones están tecnificadas y especializadas, y el personal es altamente calificado; se advierte una alta eficiencia reproductiva. La selección y el manejo de los sementales y de las hembras son estrictos e incluyen programas de alimentación, medicina preventiva y genéticos. La obtención del semen se realiza dos veces por semana. El uso de registros permite un control detallado de las áreas dentro del hato.

Manejo de un Hato Lechero

Para establecer el manejo de un hato productor de leche, se deben determinar las características del ciclo productivo y de la curva y duración de la lactación, los cuales varían en función de la raza.

En razas altas productoras lo ideal son las lactaciones de 10 a 12 meses, con un parto anual –10 meses de lactación por dos de secado–; mientras que en razas consideradas de baja o de mediana producción se pueden obtener, respectivamente, lactaciones de seis a ocho meses por tres o cuatro meses de secado.

El secado permite la recuperación de la ubre después del periodo de lactancia y antes del parto, por lo que se favorece la producción de un calostro de mejor calidad para la cría. Una forma de llevar a cabo el secado es ordeñar a la cabra o a la oveja un día sí y el otro no durante una semana y luego dejar de

ordeñar. El resultado de esta práctica se produce más rápidamente si la ración de comida y de agua se le reduce a la madre por un periodo corto –de uno o dos días–, de modo que no se afecte a la cría. Se recomienda asimismo alejar a la hembra gestante de los lugares de ordeño para evitar cualquier estímulo que pudiera promover la producción de leche.

En la implementación de un programa reproductivo para una hembra lechera, se pueden utilizar tratamientos hormonales durante el ciclo de producción, que permitan inducir o sincronizar los estros (imagen 25.17).

Técnicas de Diagnóstico de Gestación

El diagnóstico de gestación precoz en pequeños rumiantes, permite definir un manejo zootécnico adecuado para las hembras gestantes y favorece la reincorporación de animales vacíos a un programa reproductivo, y disminuye las pérdidas económicas.

Entre los métodos más eficaces para realizar un diagnóstico de gestación temprano están los ultrasonográficos; los cuales emplean ondas de sonido de alta frecuencia para producir señales auditivas o visuales. En la actualidad existen diversos equipos de ultrasonido para el diagnóstico de gestación en los pequeños rumiantes, los más usados son el de tipo *doppler* y el de tiempo real. Ambos métodos están descritos en el capítulo 19.

Método de no regreso al estro

Consiste en la introducción de un macho celador –provisto con mandil o vasectomizado y con arnés marcador– a un lote de hembras, previamente servidas o inseminadas, entre los días 18 a 21 en la cabra y 16 a 18 en la oveja. Si la hembra no presenta celo y no acepta la monta, puede ser indicio de que esté gestante; pero más tarde habrá que confirmar esa gestación.

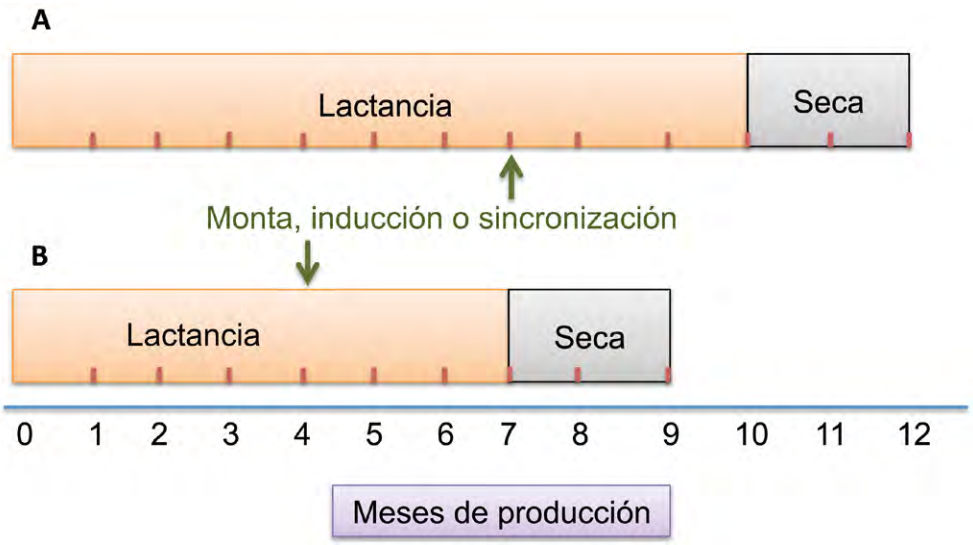


Imagen 25.17: ciclos productivos en animales lecheros. **A**, ciclo de 12 meses; **B**, ciclo de nueve meses (Elaborada por la p.M.V.Z. Itzel Andrea López Ramírez).

Palpación abdominal o peloteo fetal

La técnica de palpación abdominal es sencilla, pero requiere de experiencia; se lleva a cabo a partir de los 60 días de gestación, tiene entre el 80 y el 90 % de eficiencia y es económica; sin embargo, no es un método precoz y no se pueden detectar gestaciones múltiples, ni viabilidad fetal.

Para realizarla es necesario colocar a la hembra en cuadripedestación y ubicarse de cuclillas por detrás del animal para introducir las palmas de las manos a ambos lados dorsalmente a la ubre, con el objeto de hacer movimientos y presión que se alternan entre la mano derecha y la izquierda, para tratar de localizar al producto y palparlo con la mano opuesta (**imagen 25.18**).



Imagen 25.18: técnica de palpación abdominal (peloteo fetal) para el diagnóstico de gestación (M.P.A. Alberto Balcázar).

Inducción del Parto

La inducción del parto posibilita que el médico veterinario zootecnista esté presente para supervisarlo y atenderlo debidamente. Cabe recordar que, a partir del segundo tercio de la gestación, la placenta aporta en la oveja los niveles necesarios de progesterona para garantizar que la gestación continúe, aun cuando se provoque la lisis del cuerpo lúteo.

Para inducir el parto en la oveja se aplica dexametasona (15 a 20 mg IM), que puede utilizarse de manera confiable después del día 137 de la gestación. Sin embargo, cuando el parto se induce después del día 142 de la gestación, se pueden esperar mejores resultados en relación a la supervivencia de los corderos. Una vez que se aplica la hormona, se espera que el parto ocurra en un plazo de 36 a 48 h.

En la cabra, especie que requiere de la progesterona producida por el cuerpo lúteo hasta el final de la gestación, el producto hormonal por elección para la inducción del parto son las prostaglandinas a una dosis de cinco a 10 mg de $PGF_2\alpha$ o 75 a 100 µg de cloprostenol / 45 kg de peso corporal. Si la inducción del parto se realiza a partir de los 144 días de gestación, se aumenta el índice de supervivencia del cabrito. De ahí la importancia de contar con registros eficientes. Cuando la prostaglandina se aplica por la mañana los partos ocurren en la tarde.

A diferencia de las vacas, en las cabras es raro observar retención de placenta al parto inducido. Si la cabra presenta problemas de toxemia de la preñez se recomienda la administración de un glucocorticosteroide (10 a 20 mg de dexametasona IM) entre seis y 12 h antes de la inducción con $PGF_2\alpha$, ya que con este tratamiento se puede estimular la maduración fetal y el cabrito presenta una mejor sobrevivencia al nacimiento.

Distocia

Las dificultades durante el parto pueden ocasionar importantes pérdidas económicas en los rebaños de ovejas y de cabras; la causa más común son las inadecuadas posturas fetales. Otras causas incluyen dilatación incompleta del cérvix, desnutrición, prolapso cérvico-vaginal, inercia uterina y desproporción de

tamaño materno-fetal, la cual indica una diferencia entre el tamaño del feto y el tamaño de la pelvis de la madre que puede causar problemas en el paso por el canal del parto; esta anomalía es más frecuente en hembras primíparas, y se asocia a crías únicas. Del mismo modo, las razas que poseen cabezas grandes –como la *hampshire*, la *texel* y la *dorper*–, así como las razas cuyas hembras poseen pelvis estrecha –como la pelibuey, la *black belly*, la *katahdin* y la *saint choix*–, están más predispuestas a padecer distocias.

La estática fetal considerada normal para las especies ovina y caprina es la presentación longitudinal anterior o posterior, posición dorso-sacra, actitud extendida con la cabeza sobre las extremidades anteriores (**Imagen 25.19**).

Durante una distocia se debe evaluar el estado general del producto, y descartar la presencia de enfermedades concurrentes. La regla 3 – 30 es utilizada por muchos veterinarios y se describe a continuación.

La oveja o la cabra deben examinarse 30 min después de comenzar las contracciones o después de la ruptura de la membrana corioalantoidea. Si el parto progresa dentro de la normalidad, el médico debe esperar al menos otros 30 min antes de comenzar cualquier tratamiento o manipulación. Por último, a la hembra se le debe examinar 30 min después del primer nacimiento para determinar la presencia de otro feto en el útero o en el canal del parto.

En caso de distocia, previa evaluación de la madre y de la cría, se puede proceder a realizar una maniobra obstétrica cuando ésta sea pertinente (**Imagen 25.20**).

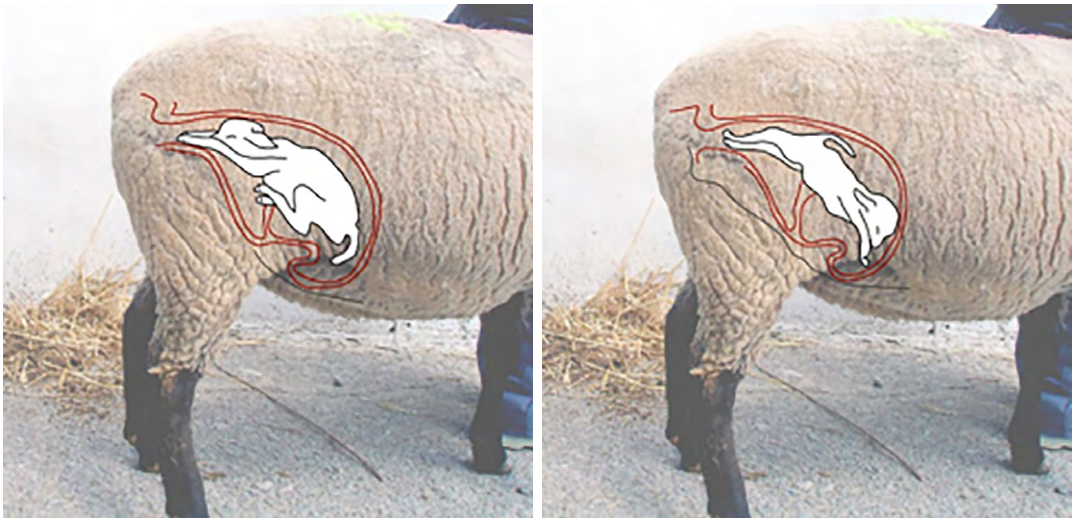


Imagen 25.19: presentación longitudinal anterior (a la izquierda) y longitudinal posterior (a la derecha) de la cría (Elaborada por el M.P.A. Alberto Balcázar).



Imagen 25.20: secuencia de extracción de una cría de oveja cuya presentación en el canal del parto era anormal (M.P.A. Alberto Balcázar).

Referencias

- Alwan A, Baggal H, Dahash S. Macroscopic study of the female genital system in Iraq goats. Small Ruminant Research. 1993; 9(4): p. 341-346.
- Amiridisa G, Cseh S. Assisted reproductive technologies in the reproductive management of small ruminants. Animal Reproduction Science. 2012; 130(3-4): p. 152-161.
- Arnoldo R, Rivera B, Ruiz M. Reproducción Animal: Métodos de Estudio en Sistemas. 1a ed. San José: IICA; 1998.
- Arsenos G, Brozos C, Fragkou I, Fthenakisa G, Giadinis N, Giannenas I, et al. Health management of ewes during pregnancy. Animal Reproduction Science. 2012; 130(3-4): p. 198-212.
- Baird A, Pugh D. Sheep and Goat Medicine. 2nd ed. Missouri: Saunders; 2012.
- Banchero G, Blache D, Davidson R, Lindsay D, Martin G, Milton J. Natural methods for increasing reproductive efficiency in small ruminants. Animal Reproduction Science. 2004; 82-83: p. 231-246.
- Blockey M, Wilkings J. Field application of the ram serving capacity. In Lindsay D, Pearce D, editors. Reproduction in sheep. Camberra: Australian Academy of Science; 1989.
- Della S, Palmieria C, Schiavia E. Congenital and acquired pathology of ovary and tubular genital organs in ewe: A review. Theriogenology. 2011; 75(3): p. 393-410.
- Ferrer M, Lacasta L, Ramos A. Gestión integral del macho en las explotaciones de ovino y caprino. 1a ed. España: ICE Salud & Veterinaria; 2012.
- Fthenakis G, Gouletsou P. Clinical evaluation of reproductive ability of rams. Small Ruminant Research. 2012; 92(1-3): p. 45-51.
- Gautam K, Geethalakshmi V, Joshi A, Mittal J, Naqvi S, Pandey G. Evaluation of gross anatomical features of cervix of tropical sheep using cervical silicone moulds. Animal Reproduction Science. 2005; 85(3-4): p. 337-344.

- González-Stagnaro C. Diagnóstico de gestación en la cabra usando un aparato de ultrasonido y "efecto doppler". Agronomía Tropical. 1974; 24: p. 219-226.
- Ibarra D, Laborde D, Olivera J. Comparación de tres pruebas para medir la capacidad de servicio en carneros adultos. Archivos de Medicina Veterinaria. 1999; 31(2): p. 189-196.
- Ingram K, Kershaw C, Leethongdee S, McGowan M, Muhammad K, Scaramuzzi R. The anatomy of the sheep cervix and its influence on the transcervical passage of an insemination pipette into the uterine lumen. Theriogenology. 2005; 64(5): p. 1225-1235.
- Izquierdo D, Paramio M. Assisted reproduction technologies in goats. Small Ruminant Research. 2014; 121(1): p. 21-26.
- Lovatt F. Clinical examination of sheep. Small Ruminant Research. 2010; 92(1-3): p. 72-77.
- Menchaca A, Rubianes E. New tratments associated with timed artificial insemination in small ruminatns. Reproduction Fertility and Development. 2004; 16(4): p. 403-413.
- Nunes J, Salgueiro C. Strategies to improve the reproductive efficiency of goats in brazil. Small Ruminant Research. 2011; 98(1-3): p. 176-184.
- Sargison N, Scott P. The implementation and value of diagnostic procedures in sheep health management. Small Ruminant Research. 2010; 92(1-3): p. 2-9.
- Scott P. Applications of diagnostic ultrasonography in small ruminant reproductive management. Animal Reproduction Science. 2012; 130(3-4): p. 184-186.

26

Capítulo 26

Aves

Lucía Rangel

Capítulo 26
Aves

Lucía Rangel

Introducción

Las aves son modelos animales muy importantes para los estudios fisiológicos ya que tienen un ciclo reproductivo corto. Al ser animales pequeños y de fácil manutención, permiten investigaciones con un número favorable de réplicas, lo que incrementa la confiabilidad de los resultados. La mayoría de los estudios reproductivos de las aves se han basado en observaciones realizadas en gallinas domésticas, pavos y codornices. Debe considerarse sin embargo, que las aves son una clase muy diversa, en la que hay particularidades reproductivas inherentes a cada uno de los 40 diferentes grupos a los que pertenecen (algunos autores solamente reconocen 28 o 34 grupos) (**imagen 26.1**).

Debe considerarse, por otro lado, que la producción de aves tiene propósitos muy variados, como por ejemplo: las aves reproductoras, la producción de huevo, la producción de carne, aves deportivas y aves de ornato. Para cada fin hay particularidades de manejo, determinadas por el tipo de ave empleada.

Este capítulo se fundamenta en la información existente sobre la fisiología reproductiva de las gallinas domésticas y, cuando el caso lo amerite, se incluye información de otras especies de aves.

Sexo Cromosómico

La gallina doméstica es un ave de origen asiático, del orden *galliforme*, de la familia *phaisanidae* y de la especie y subespecie *Gallus gallus domesticus*. Posee 39 pares de cromosomas y las hembras son el sexo cromosómico heterogamético (ZW), mientras que los machos son homogaméticos (ZZ) (**imagen 26.2**). Debe considerarse que el número cromosómico es variable entre las diferentes especies de aves y que los cromosomas sexuales también cambian en tamaño y conformación.

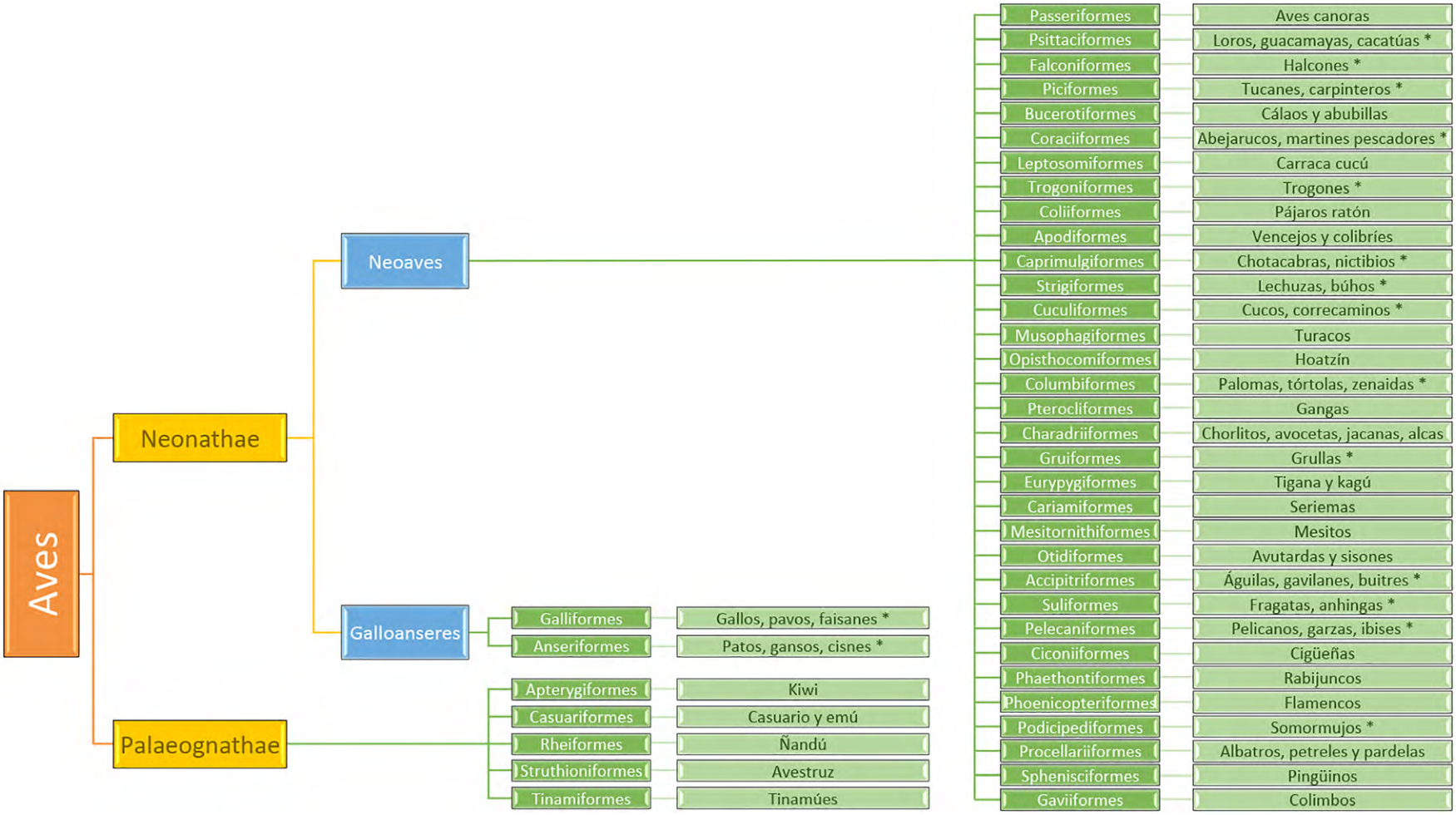


Imagen 26.1: clasificación de los grupos de aves (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

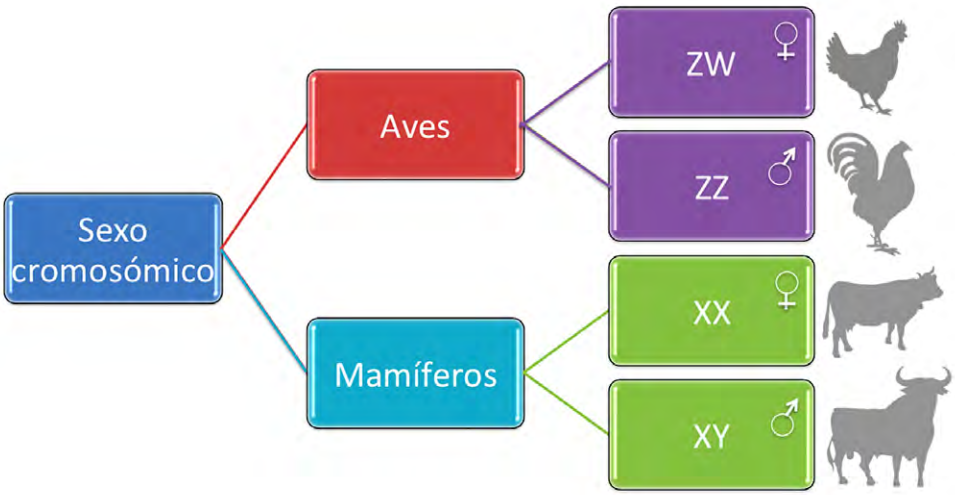


Imagen 26.2: comparación del sexo cromosómico entre aves y mamíferos (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Diferenciación Sexual

Para la diferenciación sexual de las aves existe un estímulo cromosoma dependiente, en el que el cromosoma W posee al gen de determinación sexual femenino, el cual se expresa alrededor del día 6.5 de la incubación. La expresión de este gen dura un par de días y desencadena la producción de las enzimas que participan en la producción de estradiol (E_2) (aromatasa y 17β-hidroxiesteroide deshidrogenasa), que es la hormona responsable de causar la feminización de la gónada y de los genitales internos. Las células gonadales, así, comienzan la producción de E_2 que tiene receptores en la cresta gonadal y en el conducto de Müller izquierdo, donde se estimulará el desarrollo del ovario y de los genitales internos femeninos. Si el embrión es masculino, en este momento no hay producción de E_2 y sus receptores comienzan a disminuir después del día 10 de incubación, imposibilitando que una producción futura de esa hormona feminice la gónada y los genitales. Otra hormona que participa en la diferenciación sexual es la antimüleriana (AMH, por sus siglas en inglés) que en el caso de embriones masculinos es secretada por las células de Sertoli e inhibe el desarrollo de los conductos de Müller y la producción de E_2 gonadal en los primeros días del desarrollo. Una diferencia importante con los mamíferos es que durante la diferenciación sexual, los embriones femeninos también producen AMH en las células de la granulosa, la cual tiene un número significativo de receptores tanto en la gónada como en el conducto de Müller del lado derecho, lo que causa la regresión de ambas estructuras. Lo anterior determina que solamente se desarrolle el lado izquierdo del aparato reproductivo en los embriones femeninos. En la masculinización de los embriones existe un estímulo conocido como "dosis cromosómica" en el cual la suma de dos cromosomas Z estimula la diferenciación de las gónadas hacia testículos, así como el desarrollo de los genitales internos masculinos a partir de los conductos de Wolff (**imagen 26.3**).

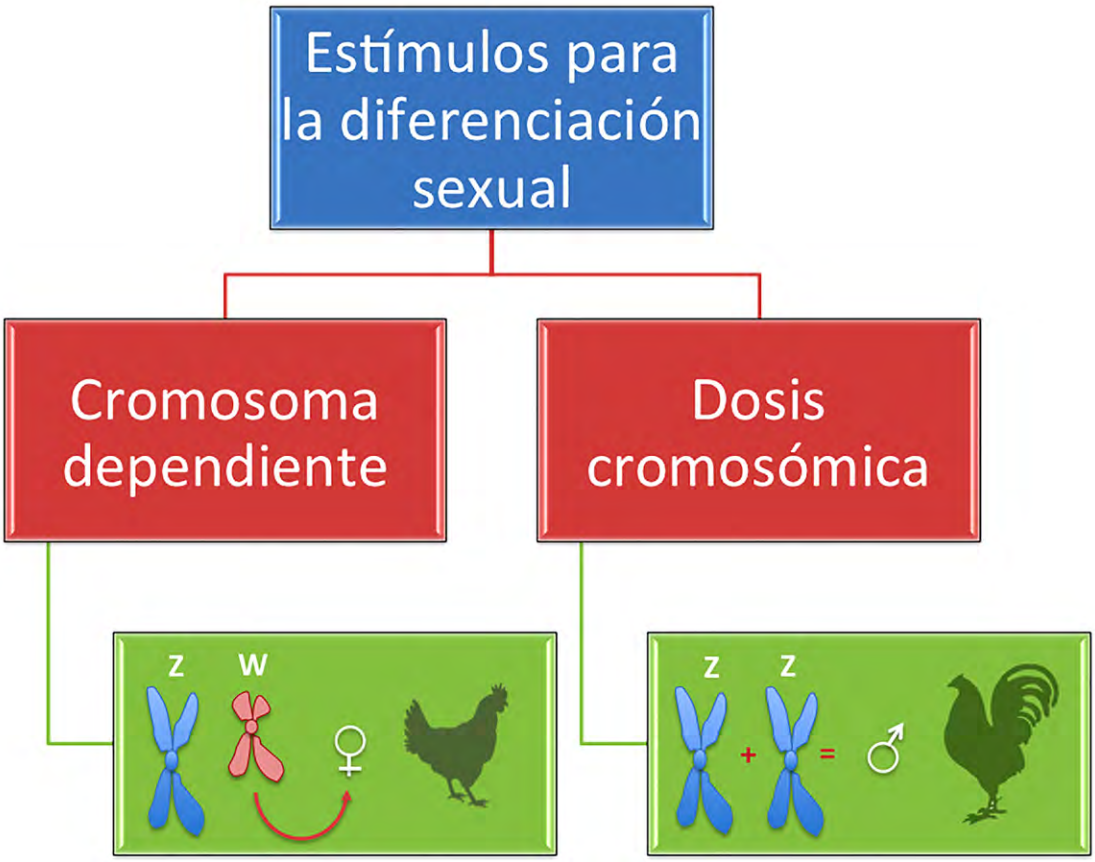


Imagen 26.3: estímulos para la diferenciación sexual en aves (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Una vez que se han desarrollado las gónadas y los genitales, ocurre la diferenciación del hipotálamo, que se lleva a cabo alrededor del día 13 de la incubación en gallinas. En los individuos indiferenciados, el hipotálamo tiene activo solamente el centro tónico de producción de la hormona liberadora de gonadotropinas I (GnRH-I), y se mantendrá así en los embriones masculinos. En caso de que el embrión sea femenino, la producción temprana de E_2 permite que esta hormona alcance la circulación general y entre al hipotálamo; se provoca, entonces, la organización de un grupo de neuronas para formar al centro cíclico de producción de GnRH. El hipotálamo femenino posee dos centros de producción de GnRH, responsables de la secreción tónica y cíclica de gonadotropinas (**imagen 26.4**). En los machos, la producción gonadal de andrógenos es más lenta y cuando llegan al hipotálamo, penetran y son transformados en estrógenos localmente, ya no es posible la organización del centro cíclico. Los andrógenos como tales tienen la función de activar al centro tónico de producción de GnRH en los machos. De manera adicional, el E_2 al ser aromatizado en el hipotálamo a partir de la testosterona (T), es responsable de inducir el comportamiento sexual masculino a nivel central.

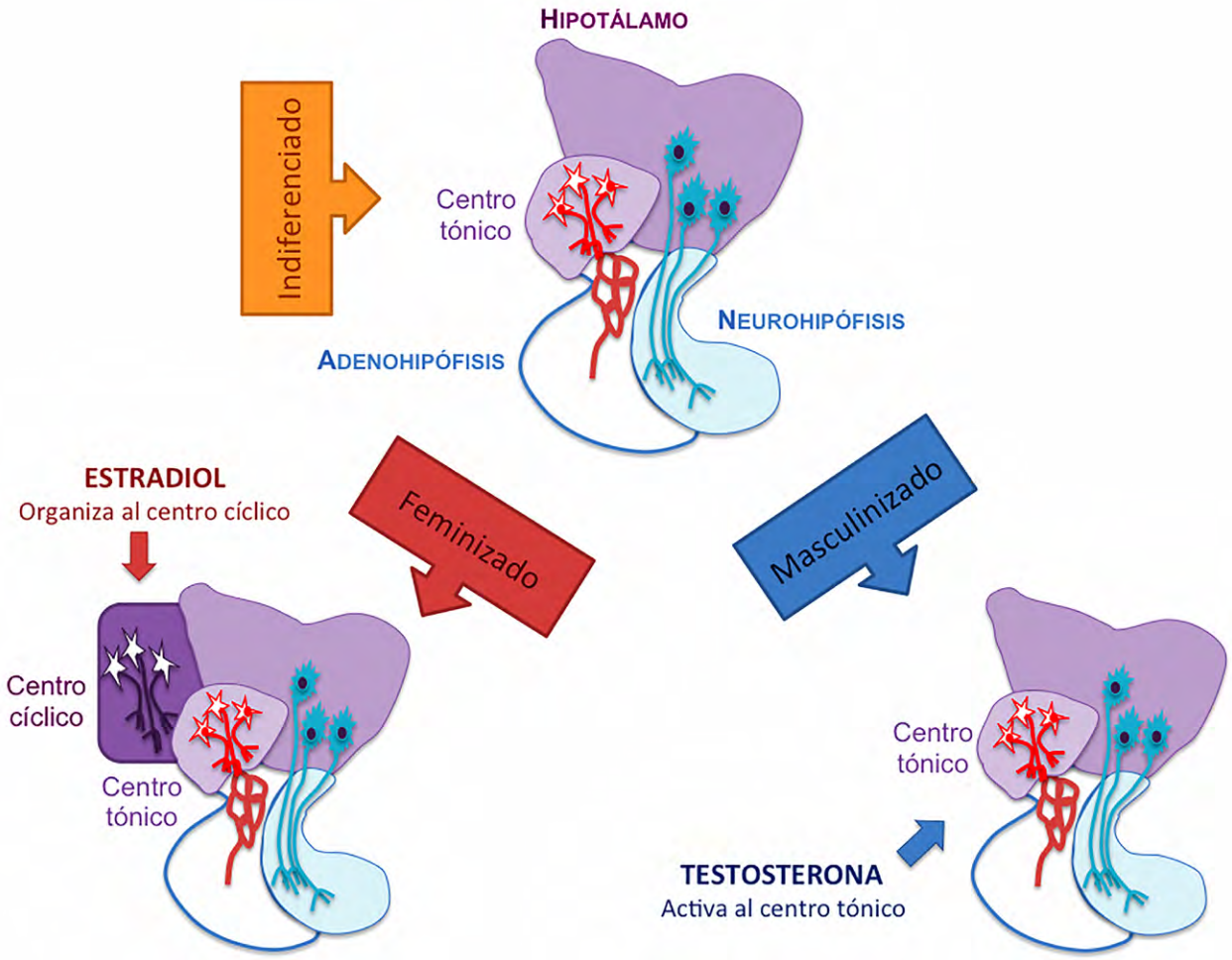


Imagen 26.4: diferenciación sexual hipotalámica en aves (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

La diferenciación fenotípica también estará determinada por el ambiente endócrino de las hormonas esteroides. Habrá que tomar en cuenta que algunas especies de aves no presentan un dimorfismo sexual marcado; significa que: es difícil diferenciar físicamente a hembras y machos. Otras especies pueden tener diferencias de género muy sutiles en el tamaño y algunas medidas morfométricas, como son el largo y ancho del pico (**imagen 26.5**).

En aquellas especies que tienen dimorfismo sexual, éste se expresa cuando los animales llegan a la vida reproductiva, y se manifiesta principalmente en el color y tamaño del plumaje, así como en la cresta y los espolones en las patas, en el caso de las aves galliformes. Los machos de las especies con dimorfismo sexual, en general, suelen presentar un plumaje más colorido, mayor desarrollo en la cresta, así como la presencia de los espolones (**imagen 26.6**).



Imagen 26.5: dimorfismo sexual entre gallina y gallo (Cortesía de la M.V.Z. Samantha Romo Gómez).

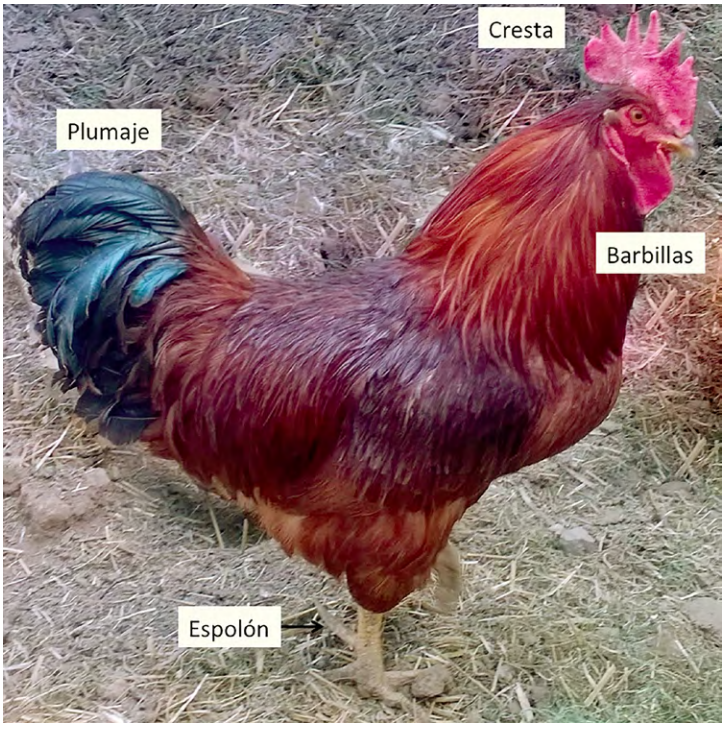


Imagen 26.6: características sexuales secundarias en un gallo (Cortesía de la M.V.Z. Samantha Romo Gómez).

Fertilización y Desarrollo Embrionario

Para que se lleve a cabo la fertilización deben ocurrir dos hechos importantes: la cópula, con el consecuente depósito de semen en los túbulos de almacén espermático que posee la vagina de las hembras. En estos sitios los espermatozoides se fijan y son preservados al disminuir su metabolismo y movimiento. Sufren, asimismo, algunas modificaciones en la membrana celular y en los sistemas enzimáticos, para incrementar su capacidad de fertilización. La viabilidad de los espermatozoides en los túbulos de almacén espermático varía entre especies; en las gallinas es de 10 a 12 días.

El segundo hecho es la ovulación. El ovocito se conforma por el material genético materno condensado en el disco germinal y por la yema o vitelo que lo rodea. El disco germinal es un pequeño punto blanco de aproximadamente 3.5 mm de diámetro, que se localiza en la superficie de la yema. Entre una y dos horas antes de la ovulación se culmina la primera meiosis; se libera el primer cuerpo polar y se inicia la segunda meiosis, que queda suspendida. Al momento de la ovulación se libera un ovocito secundario con la yema, todo rodeado por una membrana perivitelina laxa y sin células de la granulosa.

La fertilización del ovocito se lleva a cabo en la primera porción del oviducto, conocida como el infundíbulo; el ovocito permanece en esa estructura sólo unos 15 minutos, de modo que la penetración espermática es casi inmediata después de la ovulación. Para que el espermatozoide penetre al ovocito es necesario que se desencadene la reacción acrosomal; acción que ocurre cuando entra en contacto con unas glicoproteinas de la membrana perivitelina, denominadas Chiken ZPC (chZPC) (**Imagen 26.7**). Una vez liberado el contenido acrosomal los espermatozoides pueden atravesar la membrana perivitelina.

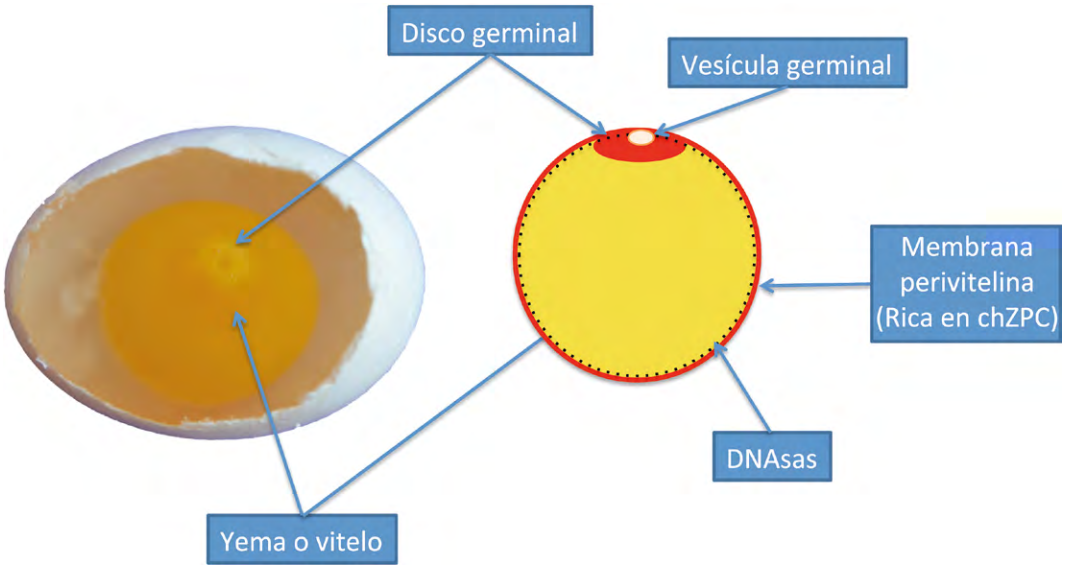


Imagen 26.7: componentes del ovocito en las aves (Elaborada por la M.V.Z. Samantha Romo Gómez y la Dra. Lucía Rangel).

En las aves no ocurre la reacción cortical para bloquear la poliespermia, de modo que se ha observado que puede entrar más de un espermatozoide, pero sólo aquel que entre en la parte central del disco germinal será el que se fusione con el material femenino. El resto de los espermatozoides que puedan penetrar son degradados de inmediato por DNAasas que se encuentran bajo la membrana perivitelina. La penetración espermática inducirá la culminación de la segunda meiosis, la liberación del segundo cuerpo polar y la formación del óvulo. Cuatro horas después de la entrada del espermatozoide se fusionan los pronúcleos masculino y femenino.

Una vez que ha ocurrido la penetración espermática, y cuando el ovocito ha pasado al último segmento del infundíbulo, se secreta una segunda porción de la membrana perivitelina.

Un hecho importante que debe considerarse es el desarrollo embrionario y fetal que se llevan a cabo dentro del huevo; el cual debe proteger al polluelo y proveerle de los elementos suficientes para cubrir los requerimientos que tenga durante su formación (**Imagen 26.8**). Este desarrollo se divide en tres fases.

Fase inicial

Este periodo se lleva a cabo en el oviducto durante la formación del huevo y hasta la postura del mismo. Incluye las divisiones de segmentación del embrión, que se suceden de forma muy acelerada; cuando el huevo es puesto -aproximadamente de 24 a 28 h después de la ovulación en gallinas-; el embrión consta de 30 a 40 mil células, que forman un blastodisco en el que se ha iniciado la gastrulación.

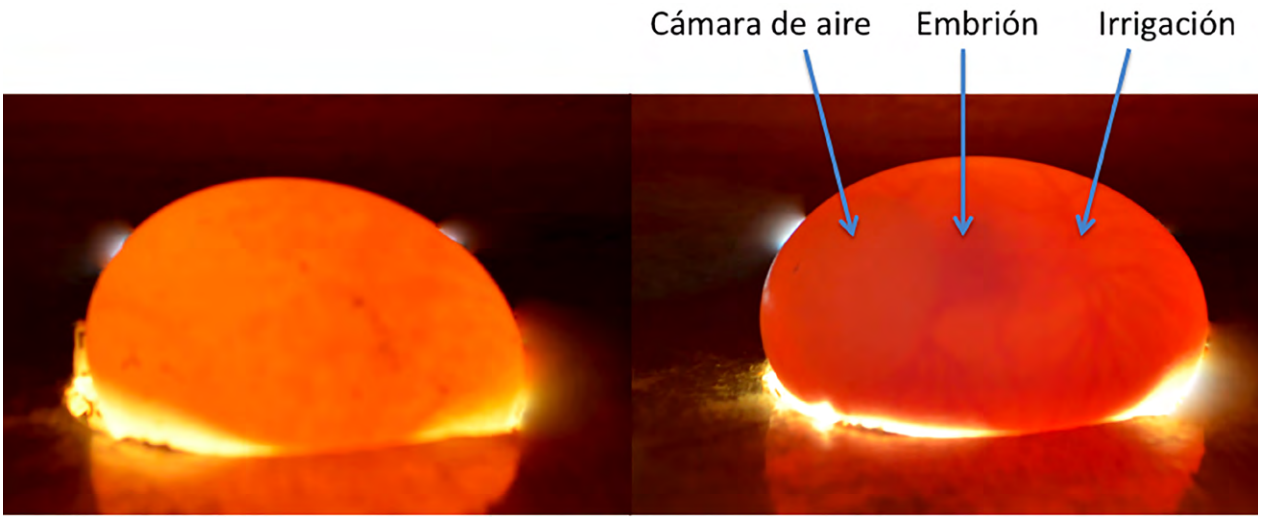


Imagen 26.8: huevos de paloma en ovoscopio dispuestos para evaluar la fertilidad. A la izquierda: huevo infértil; a la derecha: huevo fértil con seis días de postura (Cortesía de la M.V.Z. Samantha Romo Gómez).

Diapausa o suspensión del desarrollo

Cuando el huevo se expone a la temperatura ambiente, que es menor a la temperatura corporal de la madre, el desarrollo embrionario se detiene de manera transitoria. La diapausa inicia entonces al momento de la ovoposición y finaliza cuando se inicia la incubación, etapa en la que la temperatura en el nido se incrementa. La suspensión del desarrollo es un hecho necesario en las aves cuya nidada sea mayor a dos huevos; tiene como finalidad sincronizar a los embriones para que el nacimiento de todas las crías ocurra de manera simultánea.

Reactivación del desarrollo

Se considera a la reactivación la última fase del desarrollo y abarca desde el inicio de la incubación hasta la eclosión (**imagen 26.9**). En las gallinas domésticas los pollitos nacen tras 21 días de incubación.

La conducta de incubación en las aves está inducida por la prolactina, hormona de origen hipofisiario cuya liberación es estimulada por un péptido hipotalámico denominado péptido intestinal vasoactivo. La prolactina actúa en las hembras de igual modo que en los machos y, al igual que en los mamíferos, tiene un efecto de retroalimentación negativa sobre la hormona luteinizante (LH); en consecuencia, cuando se alcanza el pico de prolactina cae la secreción de LH, ocasionando un cese de la actividad reproductiva y la involución gonadal.

Cuando la hembra tiene su nido y va poniendo los huevos correspondientes a una nidada, las concentraciones séricas de prolactina se van incrementando. De modo similar, la formación del nido, el mantener a la pareja y la anidación ocasionan que los machos de las aves también produzcan grandes cantidades de prolactina. El comportamiento materno y el paterno se acompañan por un cese de la actividad reproductiva, que coincide con la incubación y con la muda postnupcial. Hembras y machos comparten la crianza y el cuidado de los polluelos, efecto que es inducido también por la prolactina. En las aves columbiformes esta hormona también es responsable de estimular la producción de la "leche del buche" con la cual los padres nutren a los pichones en los primeros días de vida.



Imagen 26.9: nidada de paloma. A la izquierda: número de huevos característicos de una nidada; a la derecha: pichón de un día de nacido y pichón eclosionando (Cortesía de la M.V.Z. Samantha Romo Gómez).

Si la fertilización fue fructífera, la primera membrana fetal en formarse dentro del huevo es el saco vitelino, estructura que se localiza ventral al embrión y engloba a la yema, por lo que es la membrana responsable de la nutrición embrionaria (**imagen 26.10**). En un inicio esta membrana también provee de oxigenación al producto, mientras que al término del desarrollo la absorbe por el ombligo del pollito, para ayudar a la nutrición de los primeros días posteclosión. La segunda membrana que se desarrolla es el amnios, la cual rodea al embrión y contiene al líquido amniótico, que protege y amortigua al producto. Se encuentra, por último, el corion, que se origina a partir del saco vitelino y el alantoides, última membrana en formarse, entre los días tres y 10 postinicio de la incubación. El alantoides desarrolla al sistema circulatorio y se fusiona con el corion para constituir a la membrana corioalantoidea; tiene las funciones de la respiración, la excreción de desechos renales, la absorción de calcio y la predigestión de la albúmina.

Los primeros órganos reproductivos que se forman son las gónadas; éstas se originan en la región mesonéfrica, a partir de las crestas gonadales. A este sitio migran las células germinales primordiales, que aparecen en el tejido extraembrionario, fuera del embriodisco, de 18 a 20 h después de iniciada la incubación. La migración celular se lleva a cabo por vía sanguínea y a las 72 h de iniciada la incubación, las crestas gonadales ya están colonizadas por estas células. En el día 8.5 de iniciada, aproximadamente, la incubación se distingue un desarrollo asimétrico en los embriones femeninos, ya que la gónada izquierda se forma normalmente; la derecha sufre involución. En los embriones masculinos ambas gónadas se desarrollan; la izquierda es ligeramente mayor.

Anatomía del Aparato Reproductor

En los embriones femeninos los conductos de Müller originan al oviducto (**imagen 26.11**), que se conforma por tres secciones:

El infundíbulo es la estructura que capta al ovocito, el sitio de fertilización, y el responsable de la producción de la capa externa de la membrana vitelina y de unas proteínas que, al mezclarse con algunas secreciones del mágnum, formarán las chalazas. El ovocito permanece en este lugar de 15 a 20 min durante el desarrollo del huevo.

El mágnum es la porción más larga del oviducto, se encarga de secretar la albúmina, que se va depositándose mientras desciende la yema. Este proceso tarda de tres a 3.5 h.

El istmo corresponde a la última porción del oviducto. Es el sitio en el que se forman las dos membranas tectáceas o fárfaras. La primera y más interna constituirá a la cámara de aire, la segunda y más externa dará soporte a la cáscara. El huevo en formación permanece en el istmo alrededor de 1.5 h.

El oviducto se continúa con la glándula de la cáscara (**imagen 26.11**), que también se desarrolla a partir del conducto de Müller. En esta estructura se forma la cáscara del huevo, proceso que tarda entre 18 y 21 h (**imagen 26.12**). La última porción del tracto reproductor femenino es la vagina, que es una estructura rica en glándulas de almacén espermático y sirve para el paso del huevo durante la ovoposición. La vagina desemboca en la cloaca, a nivel del proctodeo.



Imagen 26.10: fetos de paloma. A la izquierda: feto a mitad del desarrollo con el saco vitelino; a la derecha: feto a término, el cual ha absorbido ya al saco vitelino (Elaborada por la M.V.Z. Samantha Romo Gómez y la Dra. Lucía Rangel).

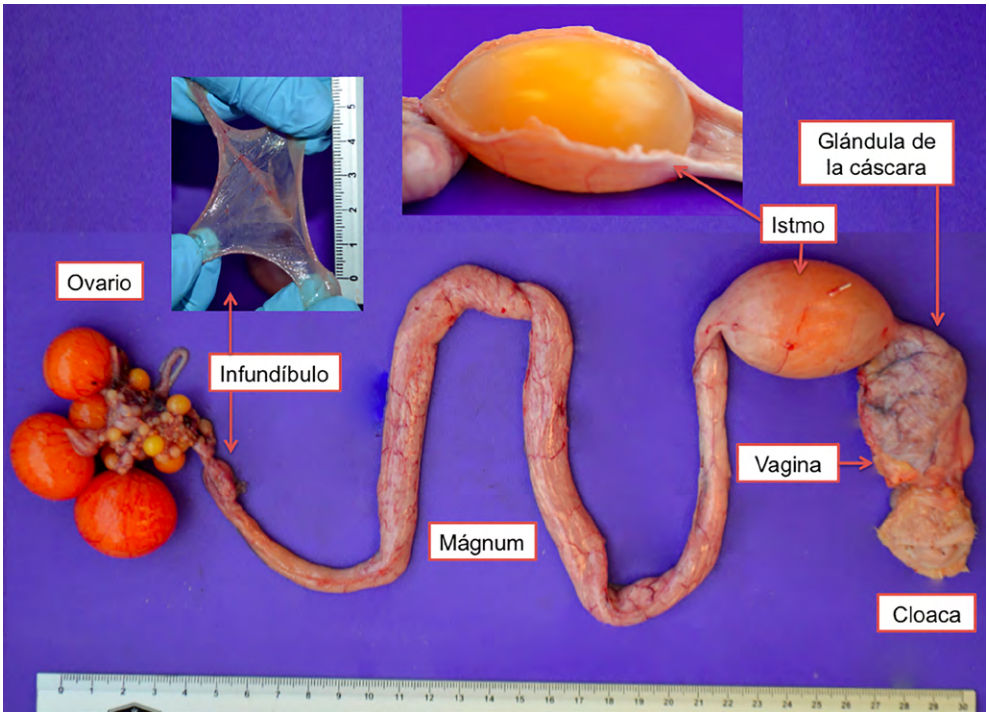


Imagen 26.11: componentes del aparato reproductivo de una gallina de postura (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

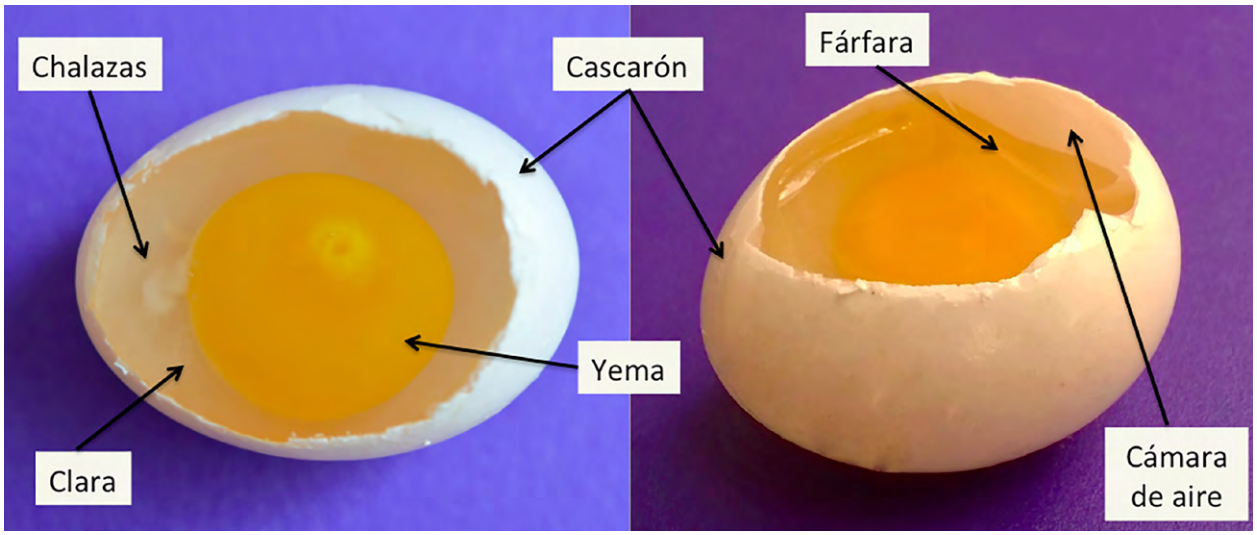


Imagen 26.12: componentes del huevo (Elaborada por la M.V.Z. Samantha Romo Gómez y la Dra. Lucía Rangel).

En una gallina en postura el ovario pesa de 45 a 55 g y está compuesto por un gran número de folículos en diferentes etapas de desarrollo (**imagen 26.13**). Se considera que el ovario de las aves tiene una forma polilobulada o de "racimo de uvas", donde los folículos se denominan vitelogénicos, ya que durante su desarrollo van acumulando yema o vitelo. Las dos funciones esenciales del ovario son la endocrina –por la producción hormonal; sobre todo, hormonas esteroides–, y la producción de los ovocitos.

El folículo ovárico no sintetiza ningún componente de la yema, únicamente tiene mecanismos especializados (endocitosis mediada por receptores) para captar inmunoglobulinas, vitaminas y productos hepáticos (proteínas y lípidos). Estos últimos son sintetizados en respuesta al E_2 circulante y transportados al ovario por vía sanguínea. La función hepática, por ende, es esencial para la adecuada reproducción de las aves, ya que debe sintetizar de *novo* ocho g de lipoproteínas por día para la formación de la yema.

En el caso del macho ambas gónadas se desarrollan formando a los testículos, los cuales se ubican en la cavidad celómica, adosados a la pared dorsal y rodeados por los sacos aéreos (torácicos y abdominales) (**imagen 26.14**).

A partir del borde dorsomedial del testículo sale el epidídimo (**imagen 26.15**), una estructura muy pequeña que sirve para el paso espermático hacia el conducto deferente (**imagen 26.15**). El conducto deferente es muy contorneado y se proyecta hasta la cloaca, a la cual se une en un sitio conocido como la papila del conducto deferente. Las aves no poseen glándulas sexuales accesorias como los mamíferos, y el líquido que acompaña a los espermatozoides en el eyaculado lo produce, sobre todo, las células de sertoli, así como por los ductos eferentes.

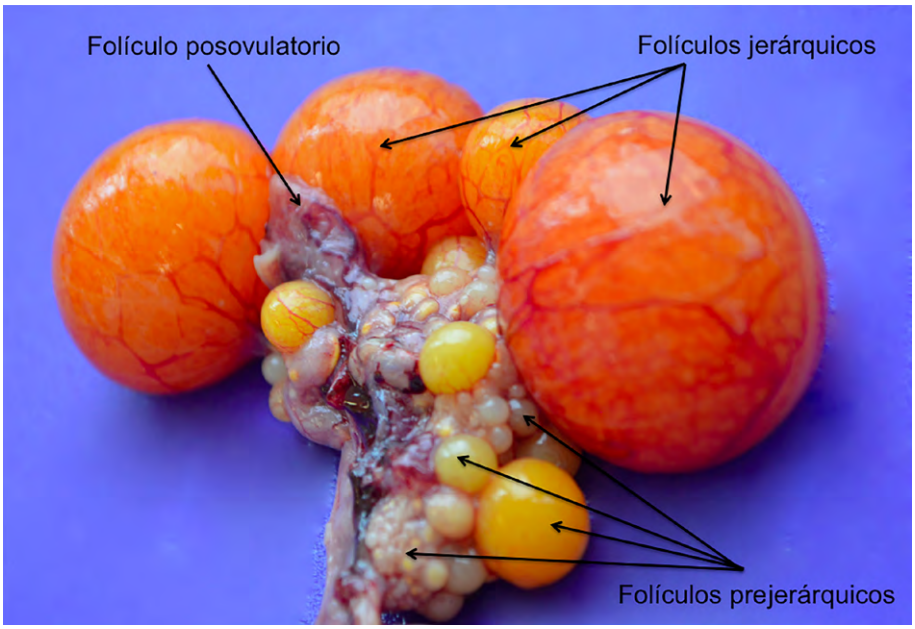


Imagen 26.13: ovario de gallina que muestra los diferentes grupos foliculares en forma de racimo de uvas (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

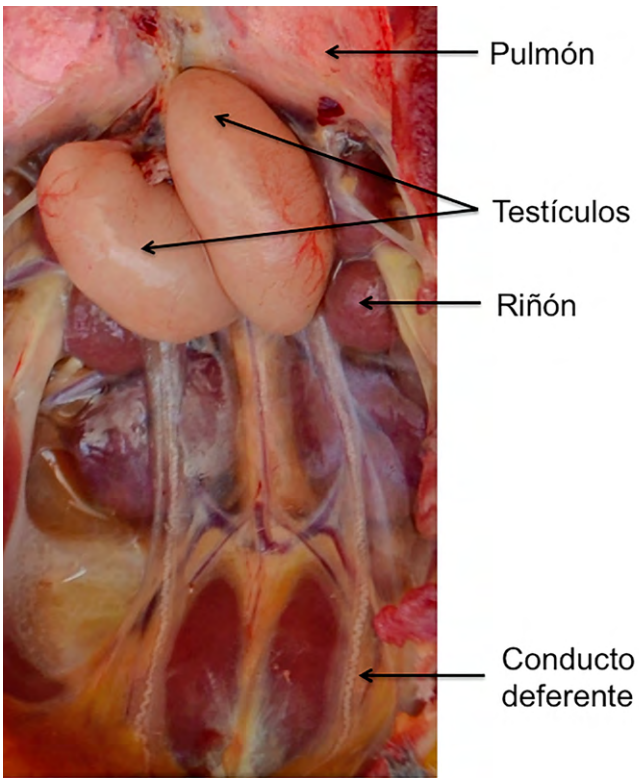


Imagen 26.14: aparato reproductor de macho de paloma, ubicado *in situ*, donde se muestra una ligera asimetría en el tamaño testicular; el testículo izquierdo es mayor (Elaborada por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

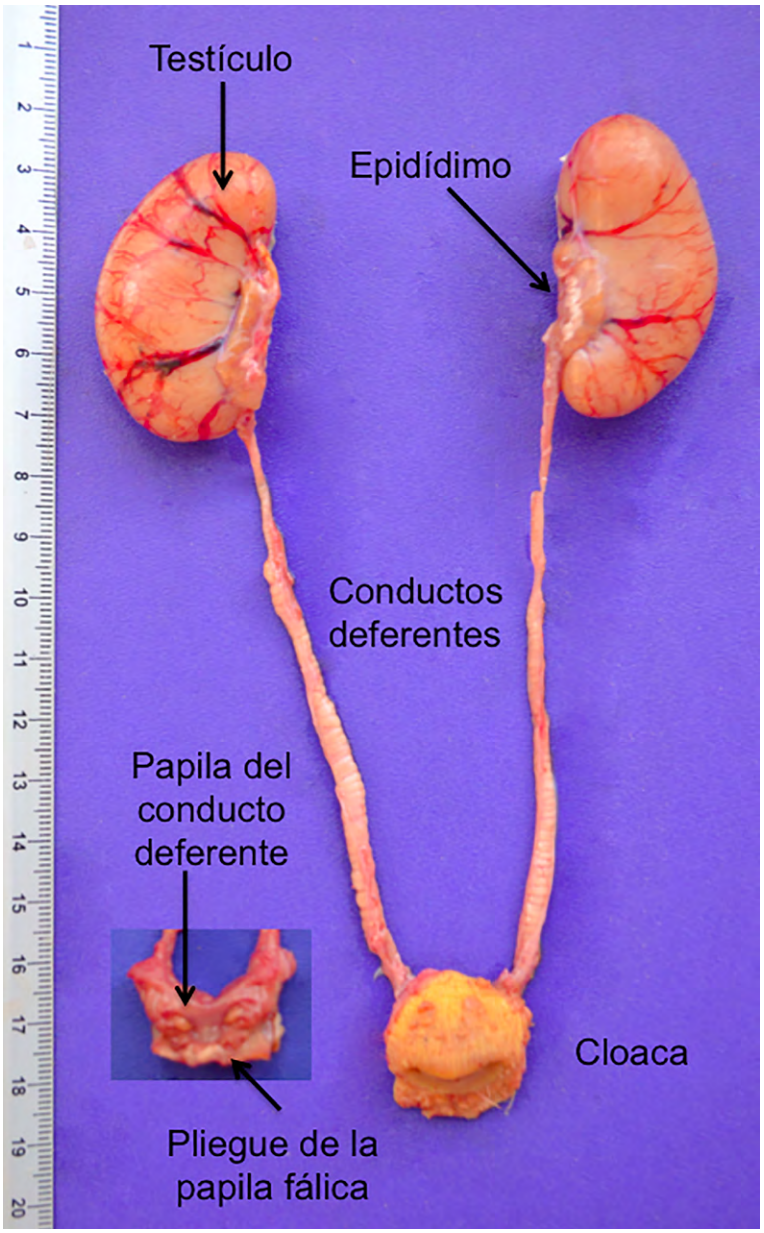


Imagen 26.15: estructuras de aparato reproductor de un gallo (Elaborado por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

La última porción del aparato reproductor masculino es el órgano copulador, que tiene como función el depósito del semen en la hembra. Las aves pueden tener falo verdadero, intromitente (en struthioniformes, tinaniformes y anseriformes) o no intromitente (en galliformes). Éste último se conoce como papila fálica (**imagen 26.15**), la cual se localiza en el piso de la cloaca y forma un surco eyaculador por el que escurre el semen durante la cópula. Los falos verdaderos son estructuras muy inervadas e irrigadas por el sistema linfático,

que al momento de la eyaculación aumentan de volumen. Pocas especies de *passeriformes* y *psittaciformes* tienen un pseudofalo, que es una estructura que únicamente ayuda a adosar las cloacas femenina y masculina, mientras que el resto de las aves no tienen propiamente órgano copulador como tal y el depósito de semen durante la cópula ocurre por yuxtaposición de las cloacas femenina y masculina.

Los ovarios, del mismo modo que los testículos, son órganos que incrementan de manera considerable su tamaño y actividad cuando las aves se encuentran en época reproductiva, por lo que su dimensión se relaciona con la actividad sexual (**imagen 26.16**).

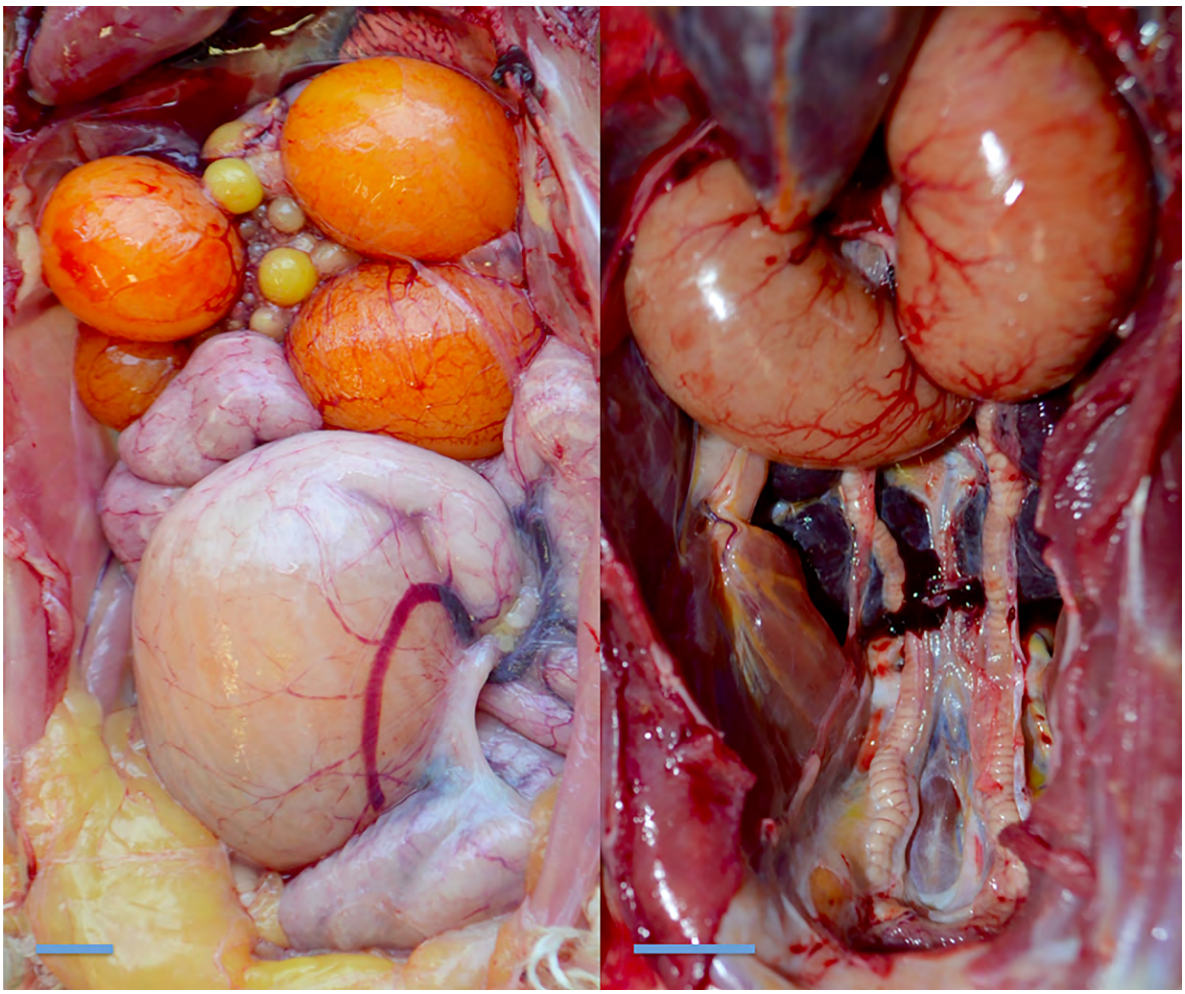


Imagen 26.16: aparatos reproductores de aves en época reproductiva, ubicados *in situ*, donde a la izquierda se muestra el de una gallina y a la derecha el de un gallo. Escala – = un centímetro (Cortesia del M.V.Z. José Antonio Solano García).

Desarrollo Folicular

Los folículos ováricos se dividen en cinco categorías, de acuerdo con su tamaño y su madurez (**imagen 26.17**).

Pequeños blancos

Los pequeños blancos son folículos con diámetro menor a los dos mm.

Grandes blancos

Los folículos denominados grandes blancos presentan diámetros entre los dos y los cuatro mm.

Pequeños amarillos

Los folículos pequeños amarillos miden entre cuatro y ocho mm de diámetro.

Grandes amarillos

El grupo de folículos grandes amarillos también es conocido como yemosos o preovulatorios. Dentro de esta categoría, por lo general, hay entre cinco y siete folículos, con diámetros desde nueve hasta 35 mm.

Folículos postovulatorios

En el grupo correspondiente a los folículos postovulatorios se encuentran los remanentes foliculares de la ovulación, y no tienen actividad esteroidogénica significativa.

Los primeros tres grupos foliculares también se conocen como folículos prejerárquicos. El crecimiento de estos folículos ocurre muy lentamente, y son susceptibles de sufrir atresia como parte normal del desarrollo (**imagen 26.18**). La atresia se inicia con la apoptosis de las células de la granulosa. El desarrollo de estos folículos es estimulado por la hormona folículo estimulante (FSH), la cual también es responsable de que los folículos ingresen a la siguiente categoría folicular, al promover su capacidad de producir progesterona (P_4) por las células de la granulosa.

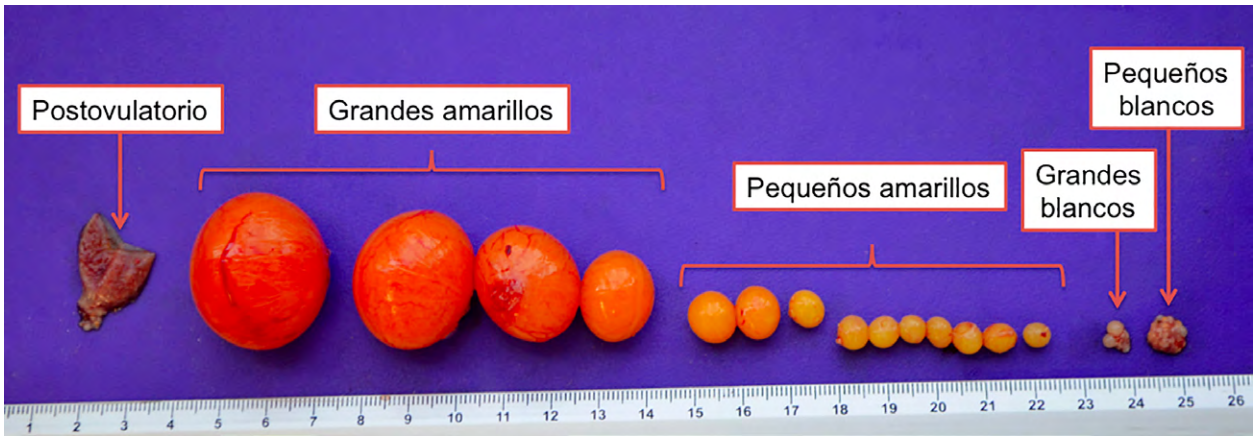


Imagen 26.17: folículos ováricos de una gallina (Elaborado por el M.V.Z. José Antonio Solano García y la Dra. Lucía Rangel).

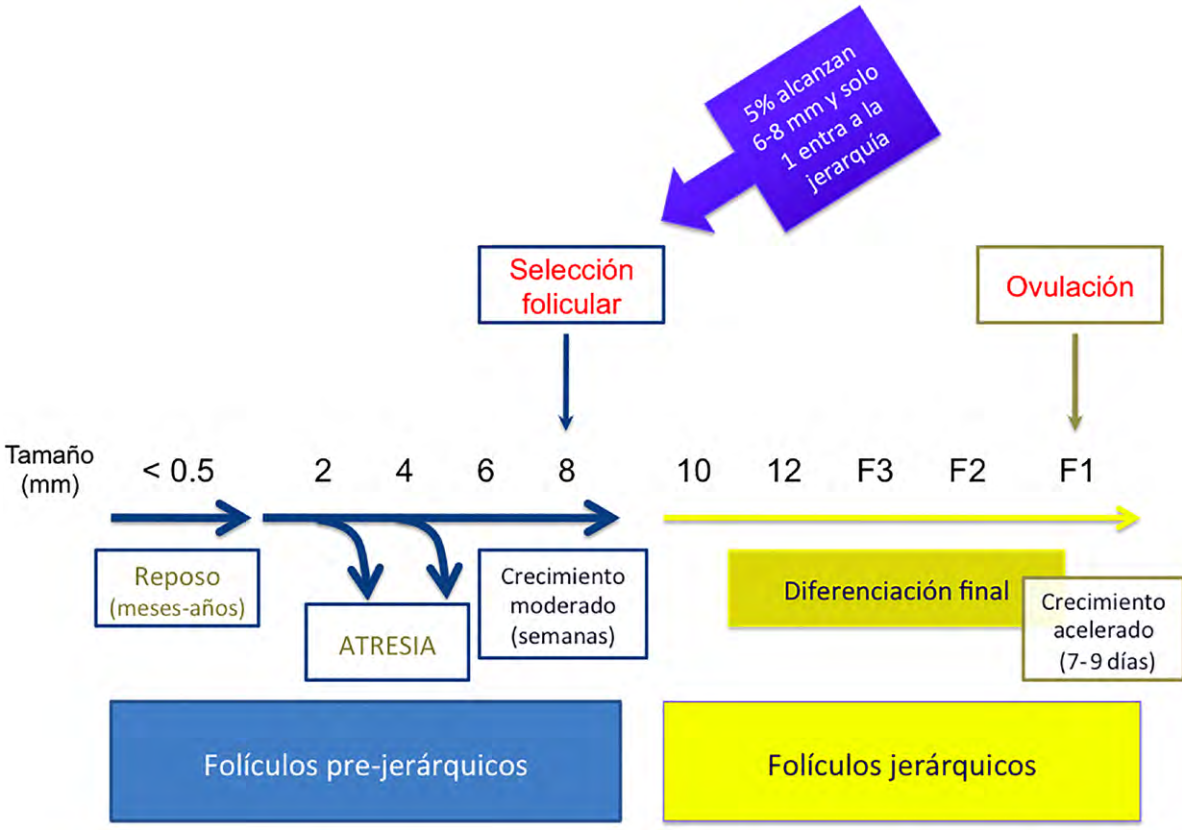


Imagen 26.18: esquema que explica el crecimiento y la atresia folicular en las aves (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

A los folículos grandes amarillos se les denomina folículos jerárquicos, ya que tienen un orden bien establecido. Cada uno de los folículos se designa con un número decreciente de acuerdo a su tamaño (el F1 es el mayor, el F2 el siguiente, etc.); es común que existan cinco folículos jerárquicos al mismo tiempo. Una vez que un folículo es seleccionado para entrar a esta categoría no puede sufrir atresia y cada día el folículo mayor (F1) es ovulado, mientras que otro nuevo es integrado a la jerarquización (**imagen 26.18**).

El reclutamiento de un nuevo folículo a la jerarquía ocurre a partir de un conjunto de 10 a 15 folículos cuyo diámetro es de alrededor de los ocho mm. En este grupo de folículos jerárquicos el crecimiento ocurre rápidamente, así, el folículo preovulatorio entra a la categoría de jerárquico siete a nueve días antes de ser ovulado. La ausencia de atresia en los folículos jerárquicos se explica en parte debido a que la P_4 actúa en forma autocrina estimulando la sobrevivencia de las células de la granulosa. De manera adicional, la FSH controla algunos mecanismos de sobrevivencia celular independientes de P_4. Los folículos jerárquicos dependen de la LH para su maduración, hormona que también estimula la esteroidogénesis.

Los folículos postovulatorios son estructuras compuestas por todas las capas celulares que formaron al folículo, ya que al momento de la ovulación el ovocito es expulsado cubierto únicamente por la membrana perivitelina, sin ninguna célula rodeándolo. Estos folículos postovulatorios tardan de seis a ocho días en involucionar por completo y su granulosa permanece esteroidogénicamente activa hasta por 24 h después de la ovulación, aunque las cantidades hormonales que produce son mínimas.

Los folículos ováricos están compuestos por tres capas, que se diferencian de acuerdo a su composición celular y a su función.

La capa más interna es la granulosa; estas células están en contacto íntimo con el ovocito. En los folículos pequeños la granulosa está conformada de varias capas de células que adquieren la capacidad esteroidogénica al momento del reclutamiento folicular. Conforme avanza el crecimiento, estas células forman una monocapa con gran capacidad proliferativa, la cual disminuye conforme se avanza en la jerarquía.

La capa media es la teca interna, que está compuesta en esencia por células esteroidogénicas típicas con abundantes gotas de lípidos en el citoplasma.

La última capa es la teca externa, la cual, a diferencia de la estructura equivalente de los mamíferos, posee islotes de células aromatasa positivas, que son endócrinamente activas en la producción de esteroides.

Se ha establecido en las aves una teoría de tres células para la secreción de las hormonas esteroides que propone que el principal producto de secreción de la granulosa es la P_4, el de la teca interna es la T y el de la teca externa es el E_2.

En este último caso, existe un mecanismo de cooperación entre ambas capas de la teca, donde la interna produce T como precursor para que la externa produzca E_2. Se ha determinado, por otro lado, que la capacidad de los folículos para secretar a los esteroides varía de acuerdo al grado de desarrollo o madurez folicular (**imagen 26.19**). Los folículos prejerárquicos liberan las mayores cantidades de estrógenos; secretan cantidades mínimas de andrógenos y son incapaces de liberar P_4. Los folículos preovulatorios, en cambio, secretan las mayores cantidades de P_4, capacidad que va aumentando con la maduración folicular. Significa que el folículo preovulatorio es la mayor fuente de la P_4 preovulatoria. Los folículos grandes amarillos, simultáneamente, van incrementando su capacidad de secretar T, pero el que la secreta en mayores cantidades es el F3, mientras que el F1 pierde la capacidad de transformar P_4 a andrógenos 12 h antes de la ovulación. De modo contrario, la habilidad para secretar estrógenos por los folículos jerárquicos va disminuyendo gradualmente y es casi nula en el folículo preovulatorio.

A nivel ovárico, los folículos jerárquicos requieren forzosamente de los pequeños para producir los picos preovulatorios de T y de P_4.

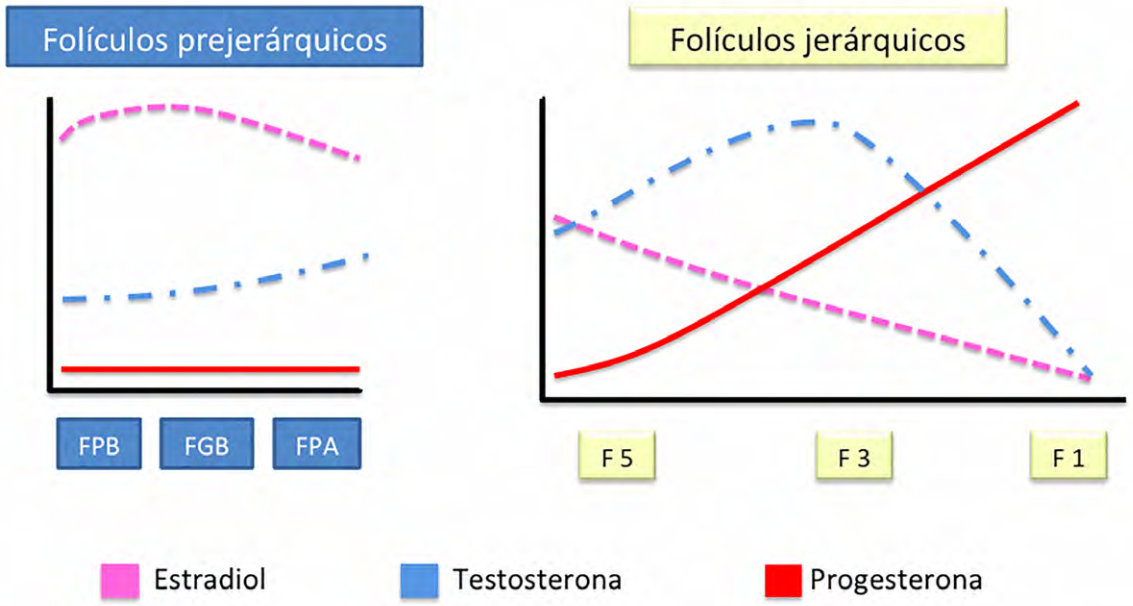


Imagen 26.19: relación de la producción de esteroides sexuales por los folículos ováricos en aves. FPB, folículos pequeños blancos; FGB, folículos grandes blancos; FPA, folículos pequeños amarillos; F1, F3 y F5, folículos grandes amarillos cuyo orden está relacionado a su tamaño -el F1 es el de mayor dimensión- (Elaborada por Dra. Lucía Rangel).

Espermatogénesis

Una diferencia importante entre las aves y los mamíferos en relación con la producción espermática, es que los testículos en las aves permanecen dentro de la cavidad celómica o abdominal, lo que implica que no es necesario un descenso de la temperatura testicular para que las espermatogonias permanezcan viables, como ocurre en el caso de los mamíferos domésticos.

Para que la espermatogénesis se lleve a cabo en forma exitosa, se requiere de la participación de la GnRH-I, que induce la liberación de las gonadotropinas -LH y FSH-; y que, junto con la T y el E_2, son esenciales en el proceso, ya que el bloqueo de la acción de cualquiera de estas hormonas afecta la producción espermática. En forma general, se propone que la LH estimula la producción de T por las células de Leydig, mientras que la FSH y la T estimulan el crecimiento, la diferenciación y la actividad espermatogénica del testículo. Las células de Sertoli, por otro lado, producen inhibina como parte de la regulación de la secreción de FSH.

Por su parte, el E_2 sensibiliza al hipotálamo para la formación de receptores a P_4.

Los espermatozoides se desarrollan en el parénquima testicular, dentro de los túbulos seminíferos; este proceso que tiene una duración de 13 a 14 días en los gallos. A partir de una espermatogonia Ad (equivalente a la A0 de los mamíferos) se forman únicamente 32 espermátidas en las aves, ya que hay un menor número de divisiones por mitosis durante la fase de proliferación (**imagen 26.20**).

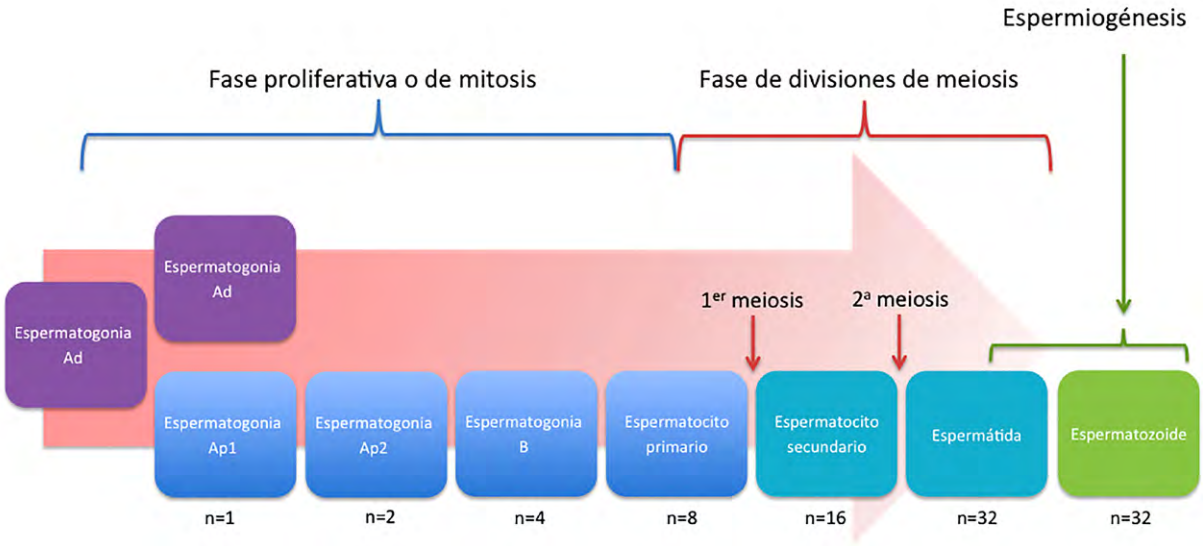


Imagen 26.20: espermatogénesis en aves, tomando como modelo al gallo. (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Después de la liberación de los espermatozoides hacia la luz de los túbulos seminíferos –la espermiación–, éstos son células inmóviles que se transportan por fluidos hacia la *rete testis*, desde la cual se conducen a los conductos eferentes, para llegar al epidídimo. El paso por el epidídimo es muy rápido y es en este transcurso que los espermatozoides adquieren movilidad propia. Al final, se almacenan en los conductos deferentes hasta el momento de la eyaculación, donde pueden permanecer viables hasta por 20 días. En caso de que no ocurra una cópula, los espermatozoides se van liberando paulatinamente hacia la cloaca para su eliminación. Se ha sugerido que la motilidad de los espermatozoides se incrementa por el descenso en la temperatura a la que son expuestos durante la cópula, de modo que a menor temperatura (18 a 24 °C *vs* 28 °C) hay mayor motilidad.

Los espermatozoides de las aves tienen una apariencia vermiforme con un flagelo muy largo y la cabeza estrecha y alargada con un acrosoma muy pequeño. Una diferencia importante con los mamíferos es que los espermatozoides de las aves no requieren sufrir los procesos de maduración ni de capacidad para ser fértiles.

El volumen promedio de un eyaculado en el gallo es de 350 µl, con un rango de 100 a 900 µl, y una concentración espermática de 6700 millones de espermatozoides por ml.

En las especies de aves estacionales debe considerarse que, una vez finalizada la época reproductiva, los machos sufren una regresión testicular y un cese en la producción espermática, y se revierten cuando aumenta el fotoperiodo.

Estacionalidad Reproductiva

La reproducción en las gallinas domésticas presenta un patrón estacional controlado por el fotoperiodo; estos animales se reproducen durante los días largos del año. Al igual que en

otras especies estacionales, la restricción de la época reproductiva se acentúa en las regiones más alejadas del ecuador, donde los cambios en el fotoperiodo son más evidentes.

En muchas de las aves de vida libre, la disponibilidad de alimentos y las condiciones climáticas, por ejemplo la lluvia y la temperatura, pueden ser también determinantes para la restricción de las épocas reproductivas. A las aves que basan más su estacionalidad en las condiciones de alimentación y el clima, se les denomina oportunistas y son más comunes en lugares cercanos al ecuador, donde las diferencias en las horas luz a lo largo del año no son tan marcadas.

En el caso de las gallinas dedicadas a la producción de huevo, –debido a las condiciones en las que se mantienen– no existen factores ambientales diferentes al fotoperiodo que interfieran en el inicio y cese de la estación reproductiva. El manejo de las horas luz por día se emplea para incrementar la producción de huevo, para reiniciar los ciclos de postura después de la pelecha y para retrasar el inicio de la postura en pollitas.

Se ha demostrado que los días largos en la gallina son estimulatorios; se ha estipulado, así, que entre 11 y 12 h diarias de luz son suficientes para estimular la reproducción, pero de modo tradicional se han manejado esquemas que van de 14 a 18 h de luz por 10 a seis de oscuridad.

Por un efecto que podría llegar a considerarse contradictorio, la luz puede tener una acción inhibitoria; a este fenómeno se le conoce como fotorrefractariedad y ocurre cuando los animales se someten a fotoperiodos demasiado largos (más de 18 horas), o cuando la exposición a días largos es muy prolongada; en estos casos se ocasiona una disminución en la secreción de la GnRH, con la consecuente falla en la producción de gonadotropinas y, en consecuencia, una regresión ovárica. Todo ocurre, en suma, como respuesta a una retroalimentación inhibitoria de los esteroides ováricos a nivel hipotalámico, sensibilidad que debe cambiar para lograr el reinicio de la actividad reproductiva en el siguiente ciclo.

La fotorrefractariedad es un evento muy importante en las aves, y se considera que el lapso en su inicio es inversamente proporcional al fotoperiodo. Entonces, los fotoperiodos de días largos causan una rápida maduración y regresión gonadal; con una época reproductiva breve. Las aves que presentan el proceso descrito antes se consideran fotorrefractarias absolutas; a este grupo pertenecen las aves migratorias, que deben cesar su reproducción para prepararse para la migración cuando las condiciones de luz son aún favorables para la reproducción.

Los fotoperiodos moderados, por otro lado, ocasionan una lenta maduración gonadal y la regresión ocurre también despacio, permitiendo una época reproductiva larga. Las especies con este comportamiento se consideran fotorrefractarias relativas, un ejemplo son las gallinas de postura, en las que el efecto de la refractariedad se observa al final de un año de postura y es apreciable por la disminución del porcentaje de ovoposición.

Para el control de la estacionalidad la percepción de la luz por el ojo no es importante, ya que las aves cegadas continúan presentando patrones estacionales idénticos a los de los animales intactos. La extirpación de la glándula pineal, de modo similar, no modifica la estacionalidad, por lo que se asume

que la pineal y la melatonina (MEL) que esta produce, le indican a las aves la duración del día y la noche diariamente, controlando los ciclos circadianos más no los circanuales. En estas especies el control de la estacionalidad se basa en fotorreceptores hipotalámicos que perciben e interpretan la cantidad de horas la luz, y emiten el mensaje correspondiente hacia las neuronas productoras de GnRH.

En 2009 se encontraron unas neuronas hipotálamicas que poseen una sustancia fotosensitiva llamada melanopsina; que son candidatas a ser los fotorreceptores hipotalámicos. Estas neuronas se encuentran en contacto con las neuronas productoras de GnRH y de GnIH. Se nombraron como DA-MEL, debido a que sintetizan y contienen dopamina (DA) y MEL, de tal modo que en los momentos de obscuridad incrementan su producción de MEL, mientras que durante las fases de luz sintetizan DA y favorecen la producción de ARN mensajero de GnRH-I -ésto último es polémico ya que estudios anteriores habían sugerido un papel inhibitorio de la DA sobre la GnRH-. El balance local entre la secreción de DA y MEL debe ser el regulador de la estacionalidad.

En el año 2000 se encontró un péptido hipotalámico denominado Hormona Inhibidora de Gonadotropinas (GnIH), el cual se secreta en respuesta a MEL. La GnIH tiene, entonces, un patrón de secreción mayor durante el otoño y el invierno, cuando las aves no se encuentran en época reproductiva, y como su nombre lo dice, inhibe la liberación de las gonadotropinas, es decir de la LH y de la FSH. Se ha demostrado, además, que también ejerce un efecto inhibitorio sobre la liberación de la GnRH, que es entonces, una hormona que regula de manera negativa la reproducción en aves, con un papel esencial en el control de la estacionalidad.

Ciclos Ovulatorios y Ovoposición

En las aves el proceso ovulatorio se encuentra muy relacionado con la ovoposición, en la cual el huevo ya formado se expulsa por la cloaca. Esta relación consiste en que dentro de un ciclo ovulatorio –que en el caso de las gallinas domésticas tradicionalmente está formado de tres y 10 ovulaciones con sus subsecuentes ovoposiciones–; cada ovulación ocurre de 15 a 60 min después de la ovoposición del huevo formado con la yema ovulada el día anterior.

Entre una secuencia ovulatoria y otra hay un día de no ovulación, después del cual se inicia un nuevo ciclo. La primera ovulación de un ciclo coincide con el inicio de las horas de luz en el día y cada ovulación subsecuente se va retrasando.

La duración de los ciclos ovulatorios está regulada por dos factores: el tiempo que transcurre entre ovoposiciones subsecuentes, que tienen un intervalo de 24 a 28 h y, también, a que la ovulación está restringida a un período de ocho a 10 h del día, debido a una limitación temporal de la liberación de P_4 y LH. Esta limitación en la secreción de P_4 está controlada por genes reloj ubicados a nivel ovárico, los cuales actúan sobre la expresión de StAR (Steroidogenic acute regulatory protein, por sus siglas en inglés), proteína limitante para la producción de P_4.

Cuando la formación del huevo tarda más de 24 h la ovulación se va recorriendo cada día, hasta que la ovoposición ocurre en un momento del día cuando ya no es posible la liberación preovulatoria de P_4 y LH; en consecuencia el ciclo ovulatorio, finaliza.

La selección genética ha reducido el tiempo entre ovoposiciones a intervalos menores a 24 h, alargando con ello la duración de los ciclos ovulatorios y el número de huevos por ciclo ovulatorio.

La ovoposición del huevo es un evento estimulado por la prostaglandina $F_2\alpha$, secretada localmente y por la arginina-vasotocina, liberada a la circulación general por la neurohipófisis; ambas hormonas son secretadas como respuesta a la presión del huevo ya formado contra la vagina y la cloaca; son responsables de promover contracciones en la musculatura de la glándula de la cáscara, la vagina y la cloaca, para expulsar el huevo en un proceso que se prolonga algunos minutos.

Control endócrino de la ovulación

La ovulación en las aves está controlada por una compleja interacción endócrina del eje hipotálamo-hipofisiario-gonadal (**imagen 26.21**). En el caso de este grupo de especies y, a diferencia de los mamíferos, no se ha demostrado la presencia del sistema de Kisspeptina, ya que no se han identificado los genes que codifican la producción de la hormona, ni la formación de sus receptores. En contraparte, se ha descrito el sistema de GnIH, que regula negativamente la liberación de GnRH; por lo tanto es un importante regulador de la reproducción en aves y el primer neuropéptido hipotalámico inhibidor de GnRH encontrado en vertebrados.

El hipotálamo de las aves posee algunos cientos de neuronas productoras de GnRH, que liberan su contenido directamente hacia el sistema porta hipotálamo-hipofisiario. En el caso de las aves se han identificado tres isoformas de GnRH. La cGnRH-I es la que ejerce el control de la reproducción, al estimular la secreción de las gonadotropinas por la hipófisis. El papel de la cGnRH-II no está bien definido, pero se cree que no interviene en el proceso reproductivo y que su acción es como neurotransmisor. En aves canoras se encontró la lamprey-GnRH-III (su nombre se debe a que se describió por primera vez en lampreas), la cual se asocia en dichas aves con la liberación de gonadotropinas.

En la gallina doméstica, un incremento en las concentraciones plasmáticas de P_4 –originado por el folículo mayor y los subsecuentes folículos grandes amarillos– induce la liberación preovulatoria de GnRH-I y de LH, desencadenando la ovulación. Este incremento en las concentraciones plasmáticas de P_4 y de LH –que ocurren de tres a seis horas antes de la ovulación (**imagen 26.22**)– es precedido por el incremento en las concentraciones plasmáticas de T y E_2, y ocurre de ocho a 10 h antes de cada ovulación. El E_2 no participa de manera directa en la retroalimentación positiva de la liberación de LH, pero es necesario para sensibilizar al hipotálamo a la acción estimulatoria de la P_4, debido a que ayuda a la formación de receptores para dicha hormona.

La T puede inducir la ovulación y un pico preovulatorio de LH en gallinas de postura que tienen un folículo preovulatorio, y el bloqueo del pico preovulatorio de T inhibe la ovulación. Se ha demostrado, además, un papel parácrino de la T a nivel ovárico, que favorece la síntesis de P_4 en el folículo preovulatorio.

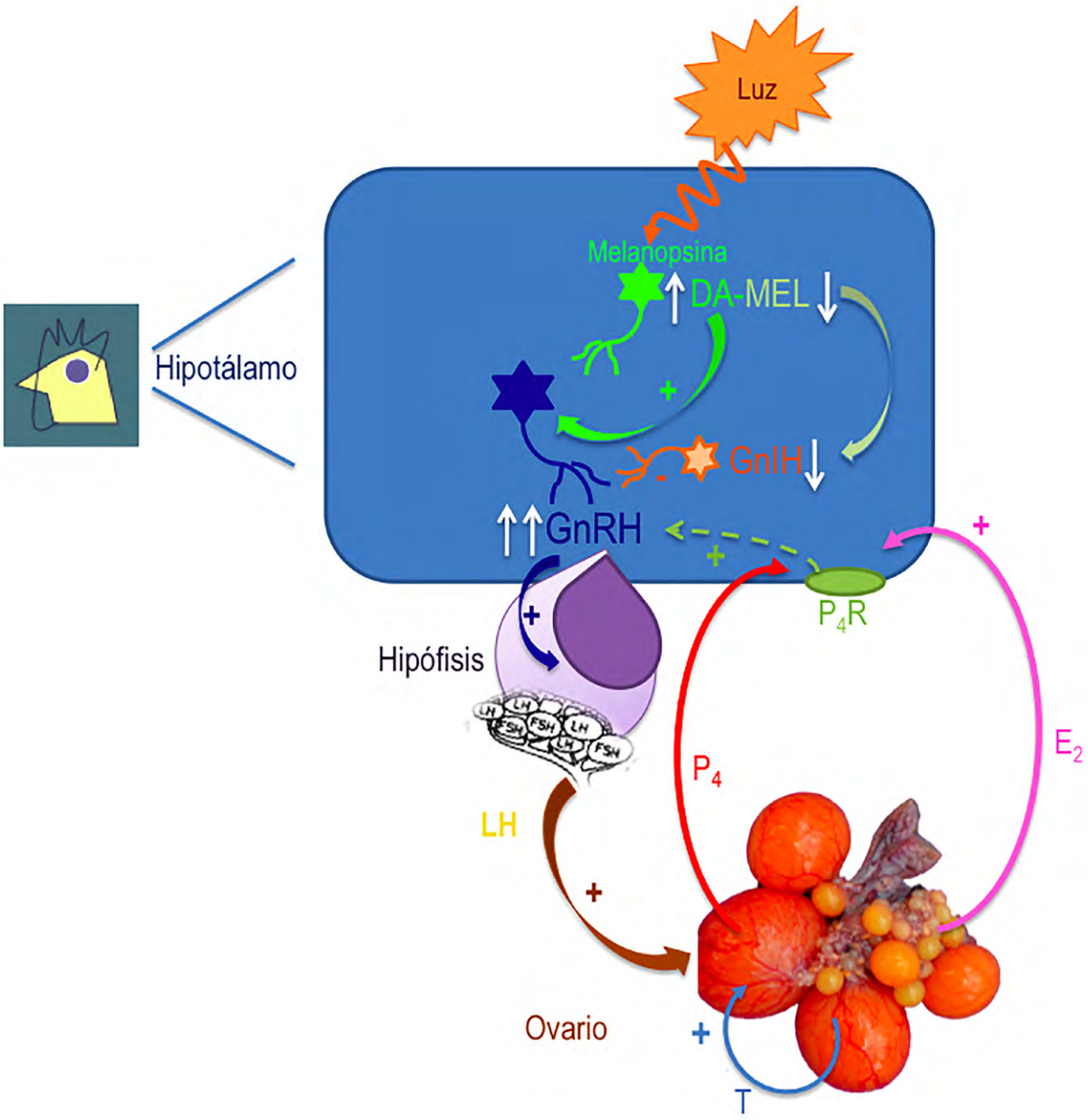


Imagen 26.21: resumen general de la acción hormonal en el proceso ovulatorio de las gallinas de postura. Se indica el efecto estimuatorio de la luz para la producción de GnRH-I a nivel hipotalámico. Por su parte, la progesterona (P_4) estimula la liberación de la GnRH-I por el hipotálamo, para provocar la liberación de LH. Entre la P4 y la LH existe un mecanismo de retroalimentación positiva. Se requiere el estradiol (E_2) como un sensibilizador hipotalámico para la acción de la P_4, ya que estimula la formación de los receptores para esta hormona (P_4-R). La testosterona (T) estimula la producción de P_4 por el folículo preovulatorio (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

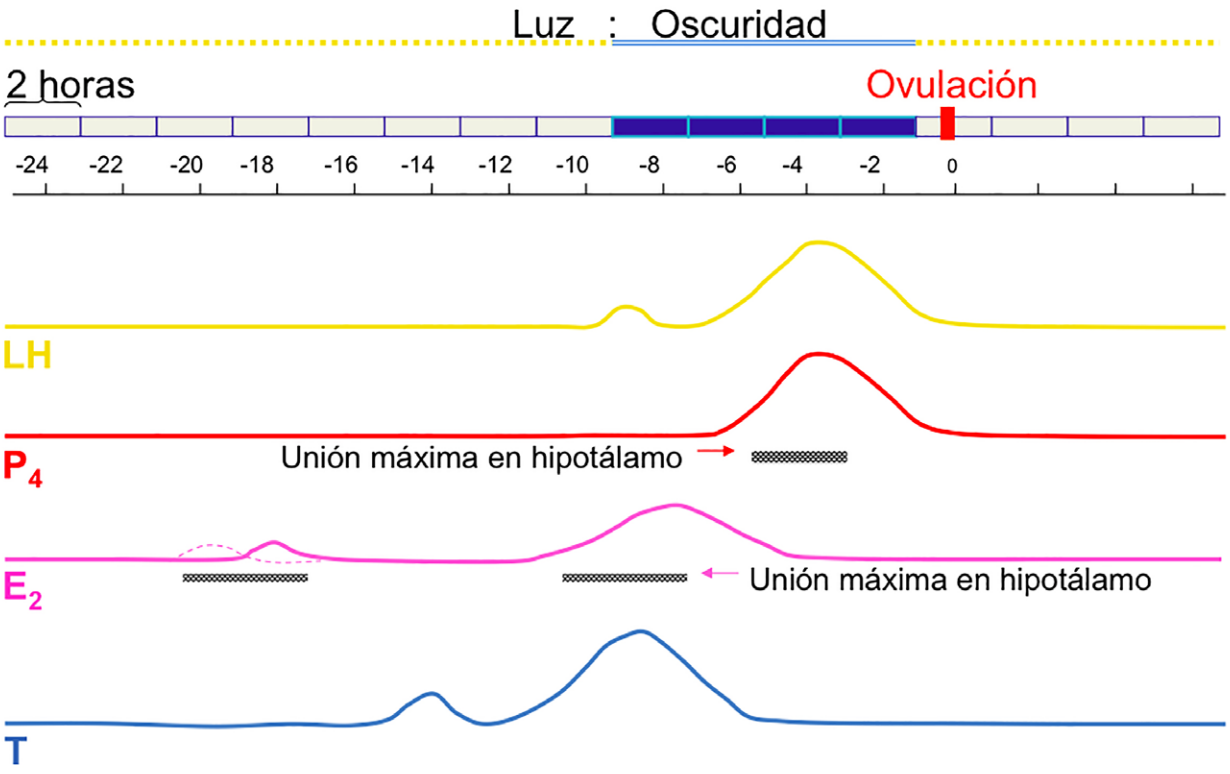


Imagen 26.22: relación temporal de las hormonas involucradas en el proceso ovulatorio de las gallinas de postura. En este esquema se ejemplifican la ocurrencia del incremento de las concentraciones plasmáticas de LH, progesterona (P_4), estradiol (E_2) y testosterona (T), en el primer ciclo ovulatorio de una secuencia, cuando los animales se mantienen en un esquema de 16 h luz : 8 h oscuridad (Elaborada por la Dra. Lucía Rangel).

Inseminación Artificial

Esta biotecnología reproductiva se utiliza de manera extendida en la industria avícola, principalmente en aves reproductoras y en pavos; en aves silvestres se ha convertido en una excelente herramienta dentro de programas de reproducción y conservación.

El método de obtención de semen en los machos de las aves galliformes es por masaje abdominal o de la cloaca; este procedimiento también se ha empleado en otras aves que poseen falos verdaderos. En algunas aves de presa se realizan condicionamientos operantes para la obtención del semen y se dice que la obtención es cooperativa, ya que los machos se entrenan para que bajo ciertos estímulos copulen y depositen el semen en contenedores especiales, sin necesidad de sujetarlos.

En algunas aves anseriformes se emplean vaginas artificiales o maniquíes que permiten la colección del semen. También se ha empleado la electroeyaculación, con el inconveniente

de que los animales deben anestesiarse y de que el semen frecuentemente se contamina con uratos.

Estudios efectuados con pavos indican que la obtención del semen debe realizarse en intervalos superiores a los tres días, pero inferiores a los 15 días.

En el caso de gallinas la técnica de inseminación artificial que se utiliza es intravaginal, la cual se lleva a cabo exteriorizando la entrada de la vagina por la cloaca mediante un masaje. Se recomienda usar semen fresco (en temperaturas que oscilan entre los 13 y 20 °C); se prepara tradicionalmente a partir de un grupo de 10 a 30 machos, de los que se obtiene el semen al mismo tiempo. Se han encontrado resultados de la inseminación que mejoran cuando ésta se lleva a cabo al menos una hora después de la postura de huevo, evitando así que las contracciones del aparato reproductor expulsen el semen.

Los mejores resultados se obtienen cuando el semen que se emplea ha sido conservado únicamente entre 20 y 45 min. Se sugiere realizar la inseminación con una periodicidad de siete a 10 días, con la finalidad de garantizar la presencia de espermatozoides viables en los túbulos de almacén espermático. La dosis inseminante debe contener 100 millones de espermatozoides, en un volumen de 50 a 100 µl; se propone, para este objetivo, una dilución máxima de un volumen de semen por dos volúmenes de diluyente.

En aves silvestres puede emplearse el semen congelado; el depósito puede ser cloacal, intravaginal o intramagmal, éste último bajo un procedimiento anestésico. En caso de que la cloaca no pueda exteriorizarse, la localización de la entrada a la vagina puede facilitarse empleando un espéculo vaginal. Si se realiza el depósito cloacal, la concentración de espermatozoides debe incrementarse. En estos animales se sugiere iniciar las inseminaciones un par de semanas antes del inicio de las ovoposiciones, y la frecuencia variará dependiendo de la especie. La dificultad esencial de este proceso radica en la complejidad que reside en determinar el momento de inicio de las ovulaciones.

Referencias

- Anraku T, Nakao N, Nishimura A, Okano T, Watanabe T, Yamamura T, et al. Circadian Clock Gene Regulation of Steroidogenic Acute Regulatory Protein Gene Expression in Preovulatory Ovarian Follicles. Endocrinology. 2007; 148(7): p. 3031-3038.
- Armstrong D. Ovarian aromatase activity in the domestic fowl (*Gallus domesticus*). Endocrinology. 1984; 100(1): p. 81-86.
- Bahr J, Calvo F, Huang M, Wang S. Steroid concentrations in isolated theca and granulosa layers of preovulatory follicles during the ovulatory cycle of the domestic hen. Biology of Reproduction. 1983; 29(2): p. 326-334.
- Bahr J, Johnson A. Regulation of the follicular hierarchy and ovulation. Journal of Experimental Zoology. 1984; 232(3): p. 495-500.
- Ball G, Balthazart J. Sexual differentiation of brain and behaviour in birds. Trends in Endocrinology and Metabolism. 1995; 6(1): p. 21-29.
- Bedecarrats G, Joseph N, Millar R, Tello J. Reproductive neuropeptides: prevalence of GnRH and KNDy neural signalling components in a model avian, *Gallus gallus*. General and Comparative Endocrinology. 2013; 190: p. 134-143.
- Bernard M, Chong N, Gréchez-Cassiau A, Gréve P, Guerlotte J, Iuvone M, et al. Melatonin synthesis pathway: circadian regulation of the genes encoding the Key enzymes in the chicken pineal gland and retina. Reproduction, Nutrition, Development. 1999; 39(3): p. 325-334.
- Cheng K, Etches R. Changes in plasma concentrations of luteinizing hormone, progesterone, oestradiol and testosterone and in the binding of follicle stimulating hormone to the theca of follicles during the ovulation cycle of the hen (*Gallus domesticus*). Journal of Endocrinology. 1981; 91(1): p. 11-22.

- Cunningham F, Gladweel R, Knight P, Wilson S. Chicken ovulatory cycle. Journal of Experimental Zoology. 1984; 232(3): p. 485-494.
- David C, Khub S, Reddy I, Sarma P. The possible role of prolactin in laying performance and steroid hormone secretion in domestic hen (*Gallus domesticus*). General and Comparative Endocrinology. 2002; 127(3): p. 249-255.
- Dawson A, Lea R, Sharp P. Control of luteinizing hormone and prolactin secretion in birds. Comparative biochemistry and physiology. Part C, Pharmacology, Toxicology & Endocrinology. 1998; 119(3): p. 275-282.
- Dawson A, Sharp P. Photorefractoriness in birds-photoperiodic and non-photoperiodic control. General and Comparative Endocrinology. 2007; 153(1-3): p. 378-384.
- Donahoe P, Hutson J, MacLaughlin D. Specific estradiol binding in embryonic Müllerian ducts: a potential modulator of regression in the male and female chick. Endocrinology. 1983; 113(1): p. 141-145.
- Dunn I, Sharp P, Talbot R. Sex differences in the LH responses to chicken LHRH-I and II in the domestic fowl. Journal of Endocrinology. 1987; 115(2): p. 323-331.
- Fujisawa Y, Kikuchi M, Ishii S, Saigoh E, Teranishi H, Tsutsui K, et al. A novel avian hypothalamic peptide inhibiting gonadotropin release. Biochemical and Biophysical Research Communications. 2000; 275(2): p. 661-667.
- Gilbert A, Hardie M, Perry M, Waddington D. Role of atresia in establishing the follicular hierarchy in the ovary of the domestic hen (*Gallus domesticus*). Journal of Reproduction Fertility. 1983; 69(1): p. 221-227.
- Halawani M, Hargis B, Porter T, Silsby J. Differential steroid production between theca interna and theca externa cell: A three-cell model for follicular steroidogenesis in avian species. Endocrinology. 1989; 125(1): p. 109-115.

- Halawani M, Iwasawa A, Kang S, Kosonsiriluk S, Leclerc B, Mauro L. Melanopsin expression in dopamine-melatonin neurons of the premammillary nucleus of the hypothalamus and seasonal reproduction in birds. Neuroscience. 2010; 170(1): p. 200-213.
- Johnson A. Steroidogenesis and actions of steroids in the hen ovary. Critical Reviews in Poultry Biology. 1990; 2(4): p. 319-346.
- Johnson A. The avian ovarian hierarchy: a balance between follicle differentiation and atresia. Poultry and Avian Biology Reviews. 1996; 7(2-3): p. 99-110.
- Johnson A, Johnson P, van Tienhoven A. Evidence for a positive feedback interaction between progesterone and luteinizing hormone in the induction of ovulation in the hen, *Gallus domesticus*. General and Comparative Endocrinology. 1985; 58(3).
- Johnson A, Tienhoven A. Plasma concentrations of six steroids and LH during the ovulatory cycle of the hen, *Gallus domesticus*. Biology of Reproduction. 1980; 23(2): p. 386-393.
- Rangel P, Gutierrez C. Review. Reproduction in hens: Is testosterone necessary for the ovulatory process? General and Comparative Endocrinology. 2014; 203: p. 250-261.
- Sharp P. Photoperiodic control of reproduction in the domestic hen. Poultry Science. 1993; 72(5): p. 897-905.
- Sharp P. Strategies in avian breeding cycles. Animal Reproduction Science. 1996; 42(1-4): p. 505-513.
- Stocco D. StAR protein and the regulation of steroid hormone biosynthesis. Annual Review of Physiology. 2001; 63: p. 193-213.

27

Capítulo 27

Felinos

Rosa María Páramo Ramírez

Capítulo 27
Felinos

Rosa María Páramo Ramírez

Introducción

Debido a que el proceso reproductivo en los gatos domésticos no presenta problemas mayores, la atención a los individuos de esta especie en las clínicas dedicadas a la reproducción no es común. Se sabe, en general, que las gatas sanas y que se mantienen en condiciones saludables pueden seguir reproduciéndose más allá de los 14 años de edad. Los manejos para inducir la ciclicidad no suelen ser frecuentes en las hembras, es más habitual que se atienda a los gatos con la finalidad de evitar su reproducción.

Anatomía

La anatomía de la gata es muy parecida a la de la perra. Los ovarios son de forma oval, miden aproximadamente 1.0 X 0.3 X 0.5 cm, pesan 220 mg en promedio, y se encuentran parcialmente cubiertos por la bolsa ovárica. Los oviductos tienen una longitud media de cinco a seis cm, y los cuernos uterinos de nueve a 10 cm, con un diámetro de entre tres y cuatro mm; mientras que el cuerpo uterino mide alrededor de los dos cm. Debido a que los cuernos son más largos que el cuerpo, al útero se le considera como bicornual, de fusión baja. La vagina y el vestíbulo miden aproximadamente dos cm de largo.

El pene del gato es corto, penduloso, vascular y tiene un hueso peneano. El glande está rodeado de 100 a 200 papilas cornificadas, muy parecidas a las que se observan en la lengua de los individuos de esta especie. La próstata está formada por cuatro lóbulos esféricos y aplanados, dos craneales y dos caudales. El gato tiene dos glándulas bulbouretrales (o de Cowper) localizadas dorsolateralmente al bulbo peneano, que desembocan en la uretra, a nivel de la base del pene, y carece de vesículas seminales (**imagen 27.1**). Los testículos se encuentran generalmente en el escroto al momento del nacimiento.

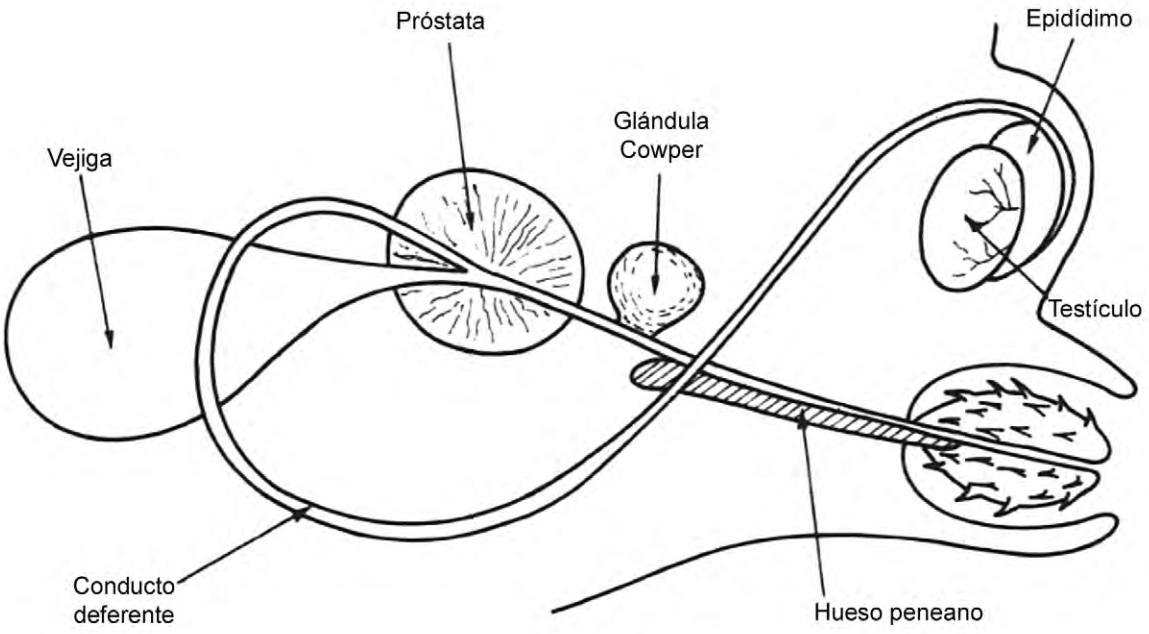


Imagen 27.1: anatomía reproductiva del gato (Elaborada por la Dra. Rosa Ma. Páramo).

Pubertad

Es necesario que los machos, igual que las hembras, alcancen alrededor del 60 % del peso normal que corresponda a su raza para que se inicie la pubertad; es esencial que se les proporcione alimento de excelente calidad, ya que cualquier factor que retrase el crecimiento, afectará la presentación de la pubertad. Debido a la gran variación de tamaños de las numerosas razas de gatos, no es posible establecer un parámetro general de edad o peso que marque el inicio de la pubertad en esta especie.

La influencia de factores como el fotoperiodo, la condición física de la gata y algunas características raciales también pueden incidir en el inicio de la pubertad. Se ha observado, por ejemplo, que las hembras que nacen al inicio del año retrasan la pubertad hasta el año siguiente, mientras que las nacidas en verano u otoño presentan su primer estro en el enero siguiente. Las razas de pelo corto como la Siamesa o la Burmesa, asimismo, son más precoces que las razas de pelo largo como la Persa, en la que la pubertad se presenta tardíamente.

La presencia de papilas cornificadas en la mucosa peneana, las cuales se desarrollan bajo la influencia de los andrógenos, es indicativa de la llegada a la pubertad en el macho.

Ciclo Estral

La gata se clasifica como poliéstrica estacional, con ovulación inducida. Sin embargo, en un porcentaje de las gatas, en especial en las hembras viejas, la ovulación puede ser espontánea, lo cual puede deberse a estímulos visuales u olfatorios, sin necesidad de que ocurra la cópula.

Los ciclos estrales pueden presentarse con una periodicidad de 14 a 30 días; dependerá de la situación geográfica y de la cantidad de luz en donde se encuentren los animales. Son necesarias de 12 a 14 h diarias de luz para que se presente el estro. La longitud del pelo como característica racial también influye en la frecuencia de la presentación de estros, ya que únicamente el 10 % de las gatas de pelo largo presentan celos regulares durante la época reproductiva, comparado con el 60 % de las de pelo corto. Las hembras de razas de pelo corto, del mismo modo, tienden a ser menos estacionales, encontrándose que un 50 % de los animales pueden ciclar durante todo el año.

Etapas del ciclo estral

Existe cierto desacuerdo entre autores con respecto a la duración de cada etapa del ciclo estral porque los signos clínicos que les están relacionados pueden ser muy sutiles e incluso pasar inadvertidos. Lo cierto es que quienes están familiarizados con el comportamiento de una hembra en particular, son capaces de reconocer los cambios de conducta que se producen durante el ciclo.

Se ha establecido que la etapa de proestro tiene, en promedio, una duración de uno a dos días y se asocia con la presencia de folículos ováricos y un incremento en las concentraciones circulantes de estrógenos. En algunas gatas se incrementa la frecuencia de micción y su comportamiento se torna amistoso, lo que se manifiesta por el roce de su cuello y cabeza contra las piernas de las personas o de algún objeto. Durante esta etapa atraen al macho pero no lo aceptan. Como estos signos pueden no ser muy evidentes, es posible que esta etapa pase inadvertida y que la presentación del estro, parezca abrupta, como si siguiera de inmediato al anestro.

El estro dura entre dos y 19 días. Se caracteriza por ser la etapa en la que la hembra es receptiva al macho. Pueden observarse cambios conductuales como un maullido frecuente -que tiene el objeto de atraer al macho-, inquietud y anorexia. Cuando hay un macho en la cercanía presentan lordosis (**imagen 27.2; A**), arrastrando el vientre y elevando el tren posterior. La hembra también se rota sobre sí y desvía la cola lateralmente (**imagen 27.2; B**). Cuando ocurre la cópula, el macho muerde el cuello de la hembra para sostenerse y ésta eleva el tren posterior (**imagen 27.2; C**) para permitir la penetración. Al desmontar, la hembra maúlla, se rueda (**imagen 27.2; D**), se estira, se asea el área genital y no permite una nueva monta, en algunas ocasiones hasta por cinco horas; luego se llega a presentar lo que algunos autores denominan "furia postcoital", consistente en que la gata puede atacar al macho en ese lapso. Entre criadores existe el mito de que la monta es estéril, si no la precede un comportamiento agresivo.

Los folículos en esta etapa continúan su desarrollo y maduran, por lo que los niveles de estrógenos son mayores a 20 pg/ml y, aun cuando es frecuente que las hembras sean receptivas desde el segundo o tercer día de crecimiento folicular, no es sino hasta el cuarto o quinto día que los folículos están listos para ovular en respuesta al pico de LH originado por la cópula; es variable el número y frecuencia de cópulas requeridas para que éste pico ocurra. Se ha observado que la elevación de LH se mantiene hasta por ocho horas en las hembras que sí ovulan. La ovulación ocurre en

promedio entre las 25 y las 32 h poscópula o pico de ovulación, aunque en algunos casos puede ocurrir hasta las 52 h. Una vez que ha sucedido la ovulación, se inicia el desarrollo de los cuerpos hermorrágicos y después lúteos. La etapa de metaestro, no obstante, es inexistente como tal en esta especie, ya que la formación del (los) cuerpo(s) se da cuando la gata sigue siendo receptiva al macho, por ende se considera que pasa del estro directamente a la etapa de diestro.

La etapa de interestro (o postestro) ocurre entre el final de un estro anovulatorio y la presentación del siguiente estro, y dura entre ocho y 10 días. No se aplica el término metaestro por no haber cuerpo lúteo.

La etapa de diestro tiene una duración aproximada de 40 días en hembras pseudogestantes (ovulación sin fertilización), y de más o menos 60 días en hembras gestantes; se presenta después de un estro ovulatorio, y por lo tanto hay presencia de cuerpo(s) lúteo(s). Las concentraciones de progesterona, empiezan a elevarse dentro de las 24 h siguientes a la ovulación, y pueden llegar a los 60 - 90 ng/ml entre los 15 y los 25 días posteriores. Estos niveles varían de una gata a otra.

El anestro es la etapa de ausencia de actividad reproductiva que se presenta cuando disminuyen las horas luz, lo que coincide con el otoño en el hemisferio norte –en los meses de octubre a diciembre–, y puede durar entre 30 y 90 días. En esta etapa, los estrógenos se encuentran a niveles basales (alrededor de 15 pg/ml).

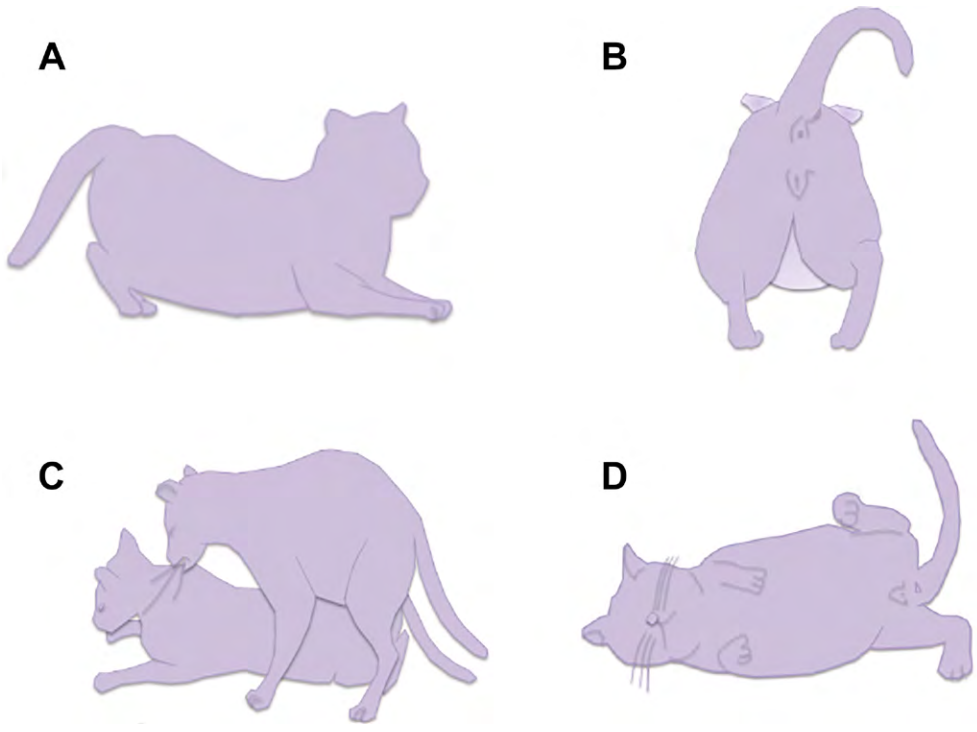


Imagen 27.2: comportamiento sexual del felino. **A**, lordosis; **B**, tren posterior elevado y cola desviada lateralmente; **C**, macho sosteniendo a la hembra por el cuello durante la cópula; **D**, hembra rodando después de la cópula (Elaborada por la Dra. Rosa Ma. Páramo).

Citología Vaginal Exfoliativa

En las gatas se puede utilizar la técnica de citología vaginal para diagnosticar la etapa del ciclo estral, pero los hallazgos citológicos en esta especie no se pueden comparar de igual modo que como se encuentra en la perra, debido a que en la gata existe el interestro.

El método de obtención de la muestra es variable, ya que la gata tiene una menor secreción vaginal y el introducir un hisopo seco en una mucosa seca, puede ocasionar molestia e irritación y, por las características particulares de esta especie, se puede incluso inducir la ovulación. Una alternativa es humedecer el hisopo con solución salina antes de la toma de muestra, pero el método más empleado, es el del gotero de punta roma, con el cual se hace un lavado ligero, introduciendo y recuperando solución salina fisiológica desde la vagina; la solución obtenida, al final, se deposita sobre un portaobjetos, se deja secar al aire y se procesa igual que la citología de la perra (capítulo 16).

Gestación

Los ovocitos son fecundados en el oviducto poco después de la ovulación y los embriones entran al útero alrededor del cuarto día de desarrollo. La implantación se lleva a cabo entre los 12 y 13 días posovulación.

Debido a las características propias de la etapa de estro, es posible que una gata reciba montas de más de un macho, en cuyo caso puede ocurrir una superfecundación, en donde una sola camada puede tener varios padres. El tamaño de la camada puede ir desde uno hasta trece críos, con un promedio de 3.3 a cinco. La placentación es de tipo zonal y endoteliocorial.

Algunos estudios sugieren que la progesterona de origen placentario puede ser capaz de mantener la gestación en la gata a partir del día 50. Otros autores, en cambio, sostienen que el mantenimiento de la gestación depende por completo de la progesterona del cuerpo lúteo, porque la que produce la placenta no es suficiente y disminuye de manera significativa durante el último tercio de la gestación. Los estrógenos se encuentran a niveles basales a partir de los cinco días después de la cópula; se incrementan ligeramente hacia el final de la gestación y vuelven a disminuir cuando el parto ya es inminente. Algunas hembras presentan estro durante la gestación y pueden ciclar al estar lactando.

La longitud de la gestación es entre 52 y 74 días, el lapso aproximado, a partir de la primera o última cruzas respectivamente; en promedio son 65 días.

Durante las tres primeras semanas de la gestación, la gata no manifiesta cambios notables; hacia el final se puede observar que los pezones adquieren un color rosado y el pelo que los rodea empieza a perderse, lo que los hace más visibles.

Es muy importante que se cuide la nutrición de la gata gestante, proporcionándole cantidades pequeñas y frecuentes de alimento de alta calidad, ya que su capacidad estomacal está reducida por las crías en desarrollo. Se deben satisfacer requerimientos de alrededor de 32 % de proteína y 18 % de grasa, y considerar que el apetito se incrementa entre un 25 y un 30 %. Puede utilizarse alimento comercial para gatitos o para la etapa de crecimiento durante las dos o tres últimas semanas de la gestación, pero no antes, ya que podría ocasionar un aumento de peso no deseable y provocar, a su

vez, problemas digestivos. Se puede hacer una excepción a esta recomendación cuando se trata de una hembra que no tenga una sana condición corporal, en cuyo caso se puede hacer este cambio de alimentación desde el principio de la gestación, en espera de que para el momento del parto se haya alcanzado un aumento de 12 a un 38 % del peso pregestacional.

Diagnóstico de la Gestación

El diagnóstico por palpación abdominal del útero gestante es la técnica de diagnóstico básica, claro se requiere de experiencia para disminuir la posibilidad de error. Se recomienda llevarla a cabo entre los 21 y los 25 días poscópula, cuando las vesículas gestacionales tienen un diámetro de aproximadamente 2.5 cm. A los 35 días ya es más difícil diferenciar estas pequeñas vesículas, de las estructuras abdominales.

Es deseable que el primer diagnóstico de gestación sea por ultrasonido, en particular, si se desconoce la fecha de la monta. A partir del día 10 días poscópula se pueden observar en la imagen pequeñas estructuras circulares anecóicas, que corresponden a las vesículas gestacionales. El diagnóstico se puede realizar con precisión entre los 21 y 25 días posmonta. A partir del día 30 se distinguen los órganos del feto, y entre los días 38 y 43 ya se puede determinar el sexo de las crías. La edad gestacional puede precisarse desde los 40 días, cuando ya es posible hacer las mediciones necesarias en los fetos, utilizando las siguientes fórmulas.

Fórmula 1

25 x DC + 3= EG ± 2 días

EG = edad de gestación

DC = diámetro craneal

Fórmula 2

11 X DCC + 21=EG± 2 días

DCC = diámetro de la circunferencia corporal

Si se opta por los rayos X para diagnosticar la gestación, hay que tener en cuenta que la calcificación del esqueleto fetal es visible entre el día 36 y el 45 poscópula.

Pseudogestación

Es una condición relativamente rara en la gata, la pseudogestación, a diferencia de lo que ocurre en la perra; puede presentarse cuando hay una ovulación espontánea o cuando las montas provocan la ovulación, con la consecuente formación de cuerpo(s) lúteo(s), pero son estériles. La incidencia y la severidad de los signos no son tan graves como en las perras y consisten sobre todo en el comportamiento de anidación y producción de leche.

Parto

La primera etapa del parto, que corresponde a la fase de preparación, dura entre dos y tres horas, aunque se puede prolongar hasta 24 h, y puede pasar inadvertida. El cérvix se dilata y el útero empieza a tener contracciones, que no se aprecian externamente; puede haber una descarga mucosa clara por la vagina. Las gatas se encuentran inquietas, se asean con-

tinuamente, jadean y caminan mucho. A veces dejan de comer 24 h antes, pero en ciertos casos siguen comiendo hasta que se inicia la segunda etapa del parto. Al final de esta fase y cuando la expulsión del feto ya se aproxima, ronronean, hacen nido y arañan su cama. Es muy importante que la hembra esté familiarizada con el sitio en el que va a parir ya que la ansiedad relacionada con un cambio abrupto a un lugar desconocido puede ocasionar trastornos en el transcurso del parto; algunas hembras, incluso, pueden llegar a comerse a sus gatitos. El sitio seleccionado para el parto debe ser cálido y sin corrientes de aire, para proteger a los recién nacidos.

La segunda etapa del parto consiste en la expulsión del cachorro, mientras que la tercera se caracteriza por la expulsión de la placenta. En los felinos ambas ocurren casi siempre de manera simultánea. Las contracciones uterinas durante la expulsión de los cachorros son fuertes y transcurren entre 30 min y una hora entre gatito y gatito. La camada completa, por lo general, nace en el transcurso de dos horas, pero este lapso puede prolongarse hasta 24 h.

Obtención del Eyaculado en el Gato Doméstico

La recuperación del semen en el gato doméstico se realiza como manejo reproductivo antes de la inseminación artificial, pero también para evaluar la calidad del eyaculado, como parte del examen para establecer su capacidad como semental, y para el diagnóstico de alguna enfermedad o por motivos de investigación.

Pueden utilizarse varios métodos para la obtención del semen, por ejemplo, la electroeyaculación, la vagina artificial, el lavado de la vagina de la gata después de la cópula y la extracción a partir del testículo en animales recién muertos o castrados. La utilización de la vagina artificial es complicada en el gato, debido a su temperamento difícil, que vuelve su manejo riesgoso. El semen que se obtiene por este medio es, sin embargo, de buena calidad.

Sojka *et al*., fueron los primeros, en los años setenta, en utilizar la vagina artificial en esta especie; fue necesario utilizar gatos previamente entrenados y contar con la estimulación de gatas en celo. Los gatos, además, trabajan únicamente en áreas que han sido impregnadas con su orina y, cuando estas áreas se lavan, los machos no aceptan dar monta sino hasta que marcan su territorio nuevamente, lo que sucede en el transcurso, promedio, de 14 días.

Los parámetros establecidos para el eyaculado obtenido mediante vagina artificial son un volumen de 0.02 a 0.12 ml y, una concentración de 0.15 a 13.0 x 10^6 espermatozoides por ml. Se ha observado que la eyaculación retrógrada en el gato es un hecho normal, posterior a la cópula; cuando parte del semen va hacia la vejiga.

La técnica que más se utiliza, en general, para la obtención de semen en el gato doméstico es la electroeyaculación, ya que no requiere del entrenamiento de los animales, y puede realizarse en cualquier macho que sea susceptible de anestesiarse sin riesgo.

Existen evidencias que sugieren una producción espermática estacional en el gato, sin embargo, esta conclusión es polémica ya que se ha observado su capacidad para gestar a las hembras en cualquier época del año.

Esterilización

Es necesario que los veterinarios tengan consciencia de la problemática asociada a la sobrepoblación felina en áreas urbanas y rurales.

Hace dos décadas la esterilización se llevaba a cabo hasta que las mascotas llegasen a la pubertad, sobre todo, debido a los riesgos relacionados con la anestesia. En la actualidad se han mejorado las condiciones de la anestesia, pero existe controversia sobre si la esterilización muy temprana podría ocasionar problemas en la vida adulta. Lo recomendable es practicar la cirugía a partir de los cuatro meses de edad en los machos y a partir de los cinco meses en las hembras.

Referencias

- Baudon S, Begon D, Chastant-Maillard S, Desquilbet L, Froment E, Malandain E, et al. Follicular Growth Monitoring in the Female Cat During Estrus. Theriogenology. 2011; 76(7): p. 1337-1347.
- Feldman E, Nelson R. Endocrinología y Reproducción en Perros y Gatos. 2a ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 2000.
- Johnston S, Kustritz-Root M, Olson P. Canine and Feline Theriogenology Philadelphia: Saunders Co.; 2001.
- Lumsden J, Milss J, Valli V. Cyclical Changes of Vaginal Cytology in the Cat. The Canadian Veterinary Journal. 1979; 20(4): p. 95-101.
- McGonagle J, Vella C. Breeding Pedigreed Cats USA: Howell; 1997.

Créditos técnicos avalados por autores del libro:

Diseño editorial y formación electrónica: LDCV Rosalinda Meza Contreras.
Diseño de portada: LSCA Edgar Emmanuel Herrera López.
Responsable editorial: MVZ Laura Edith Martínez Alvarez
Webmaster: LCG Marco A. Domínguez Guadarrama.

Fisiología reproductiva de los animales domésticos

Fecha de aparición: 11 de diciembre de 2023.
Fecha de término: 5 de diciembre de 2023.

Editada por la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
Departamento de Diseño Gráfico y Editorial
de la Secretaría de Vinculación y Proyectos Especiales:
edificio 2, planta baja, Avenida Universidad 3000, Ciudad Universitaria,
Coyoacán, 04510, México, Ciudad de México.

Formación y composición tipográfica
en tipo Bernina Sans 10.7 puntos y Fedra Sans Std 12 puntos.

Medio electrónico: Internet.
Tamaño: 40 MB.
Formato: PDF.

Cuidado de la edición:
Lucía Rangel Porta.