



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Departamento de Reproducción

Manual de Prácticas en Manejo Reproductivo de Ovinos y Caprinos



Juan Alberto Balcázar Sánchez
Antonio I. Porras Almeraya

MANEJO REPRODUCTIVO DE OVINOS Y CAPRINOS

La Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México tiene un nuevo plan de estudios con los siguientes atributos:

- ❖ **Sólida formación básica.** El alumno cursará asignaturas que le permitan obtener conocimientos indispensables para ejercer como Médico Veterinario Zootecnista.
- ❖ **Pertinencia.** Preparar al estudiante para que investigue y resuelva sí mismo cualquier problema no cubierto en el programa formal de la asignatura.
- ❖ **Sólida formación práctica.** Las asignaturas del plan de estudios incluyen una proporción importante de actividades prácticas planificadas, programadas y evaluables. Además, se encuentra estructurado de forma tal que facilita la participación del estudiante en actividades prácticas de cada asignatura. Las asignaturas básicas contienen una orientación que permite al estudiante comprender sus aplicaciones prácticas. Finalmente, incorpora mecanismos que garantizan que el egresado cuente con la experiencia práctica que le permita enfrentar de inmediato, con confianza y calidad, la vida profesional.
- ❖ **Flexibilidad.** Una vez cubiertas las necesidades de formación básica, el estudiante diseñará una porción de su plan de estudios con el fin de profundizar en áreas de su elección. Esta flexibilidad le permitirá la inmersión en un área profesional específica y la posibilidad de completar su formación explorando disciplinas alternativas. La flexibilidad del plan permite que los egresados regresen a la Universidad para formarse en áreas nuevas o en las en que tengan posibilidades de trabajo.

Con base en lo anterior se crea la necesidad de contar con un manual de prácticas para alumnos que cursan materias de reproducción y, en específico, Profundización en Reproducción en Pequeños Rumiantes, que les brinden las herramientas necesarias para que adquieran habilidades y destrezas en técnicas de reproducción, con el propósito de promover mayor desempeño académico y buen desarrollo integral en un marco de confianza.

Los editores agradecemos al Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación y el Mejoramiento para la Enseñanza (PAPIME), a través del Proyecto “Mejoramiento de la Enseñanza Práctica en Reproducción Animal”, mediante el apoyo del manual de prácticas en su versión escrita, electrónica y en línea (Clave: PE207706), pues sin valioso apoyo no habría sido posible este manual.

Juan Alberto Balcázar Sánchez
Antonio Porras Almeraya

ÍNDICE

Parte I: Manejo reproductivo de la hembra

Evaluación clínica reproductiva de las hembras:

Descripción de la técnica de vaginoscopia

Detección de hembras en celo

Descripción de las diferentes técnicas de detección de celo

USO DEL MACHO PROVISTO CON MANDIL

USO DEL ARNÉS MARCADOR

Aplicación de técnicas para la reproducción asistida

Colocación de dispositivos liberadores de progesterona (CIDR) y esponjas vía intravaginal para la inducción y sincronización del celo

Inseminación artificial (IA) (cervical o transcervical)

Elaboración de pipetas de IA cervical

Técnicas para el diagnóstico de gestación

No retorno al estro

Realización de la técnica de palpación abdominal-peloteo fetal

Diagnóstico por ultrasonografía (transabdominal, transrectal)

Parte II. Evaluación de la capacidad reproductiva del semental

Evaluación clínica del semental

Órganos genitales externos (escroto, epidídimo, testículos, prepucio, pene)

Colección y evaluación de semen

Colección de semen por vagina artificial y electroeyaculación

Evaluación de semen

Macroscópico: color, olor, volumen, pH

Microscópico: morfología, motilidad en masa y progresiva, morfología, cálculo de la concentración espermática, estimación de espermatozoides vivos y muertos

Metodología para la elaboración de diluyentes y congelamiento de semen

Elaborará un diluyente para semen refrigerado

Elaborará un diluyente para congelar semen

Congelará semen en forma de pellets y pajillas

Anexos

Parte I: Manejo reproductivo de la hembra

Objetivos

El alumno aprenderá la utilización de las diferentes técnicas reproductivas aplicadas a la hembra, de tal manera que desarrollará habilidades y destrezas que le permitan emplearlas adecuadamente en su ámbito profesional.

Introducción

Las ovejas y las cabras son poliéstricas estacionales (Figura 1), ello indica que su temporada reproductiva se limita a cierta época del año. Esta reproducción estacional regula la cantidad de horas luz (fotoperiodo).

La actividad sexual se inicia cuando la cantidad de horas luz disminuye (otoño e invierno). Durante su estación reproductiva, los ciclos estrales se presentan a intervalos de 17 ± 3 días en la oveja y cada 21 ± 3 días en la cabra; éstos sólo se interrumpen durante la gestación o por la presentación del anestro.

Es de destacar una serie de eventos que ocurren durante el ciclo estral y que son de importancia, ya que de su conocimiento permite realizar con éxito su manejo reproductivo.

El estro constituye el periodo en que las hembras manifiestan comportamiento de atracción a los machos, estas manifestaciones son bastantes marcadas, incluyen signos externos como el enrojecimiento de la vulva; en ocasiones existe una descarga de moco proveniente de la vagina, agitación constante del rabo e incluso intentos de monta de otras hembras (muy raro). Sin embargo, el signo 100% seguro es la inmovilidad a la monta. Lo normal es que en la primera ovulación de cada estación reproductiva las cabras y las ovejas no presenten signos de celo.

El estro en las cabras dura entre 24 a 48 horas, y 24 a 36 horas en la oveja, coincidiendo la ovulación con el final del estro. La duración de este último varía en función de la edad, la raza, frecuencia del contacto con los machos, de forma que resulta más corto en animales jóvenes.

Después de la ovulación se forma un cuerpo hemorrágico que luego se transforma en cuerpo lúteo, cuya función principal es producir progesterona, hormona responsable del establecimiento y mantenimiento de la gestación, cuando la gestación no ocurre el cuerpo lúteo es lisado por efecto de la prostaglandina $F2\alpha$ ($PGF2\alpha$), hormona producida por el útero, reiniciando otro ciclo estral; el conocimiento de estos eventos reproductivos permite un manejo práctico de los pequeños rumiantes.



Figura 1. Cabra y oveja.

Evaluación clínica reproductiva de las hembras

La evaluación clínica reproductiva de las hembras permite seleccionar e identificar reproductoras potencialmente fértiles.

El examen de la salud reproductiva de las reproductoras debe realizarse como mínimo una vez al año; el mejor momento es alrededor de 60 días antes del empadre o servicio, así se descartarán a las hembras que presenten problemas irreversibles y de esta manera prever, si fuera necesario, la compra de reproductoras con certificado de enfermedades específicas, incluida la brucelosis.

Al iniciar la evaluación clínica reproductiva, el equipo que se utilizará estará limpio y desinfectado, se realiza en un lugar accesible y seguro. El examen se inicia de preferencia por:



a) La cabeza, se revisan boca, ojos y ganglios.



b) El cuello (vértebras cervicales), no deben existir protuberancias o mal formaciones.



c) Tórax, columna vertebral, ganglios (descartar problema de lordosis y xifosis, problemas respiratorios, etcétera).



d) Pezuñas y animales con pododermatitis,

aplomos (descartar problemas de laminitis, etcétera).

e) Revisar ubre (descartar animales con mala implantación, mastitis o malas productoras de leche).



f) Vulva (se revisa que no tenga laceraciones o alguna secreción extraña).

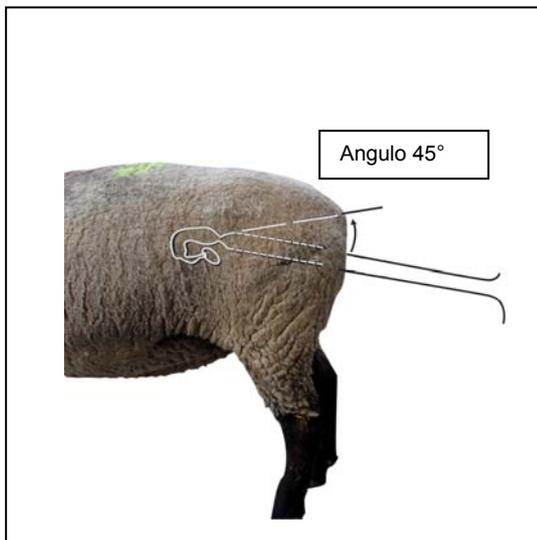
Estableciendo una metodología de trabajo, se evitarán omisiones y resultará más eficiente y organizada la tarea.

Habilidades y destrezas a desarrollar Al finalizar, el alumno será capaz de evaluar el estado reproductivo de una hembra.

Descripción de la técnica de vaginoscopia

La vaginoscopia es una técnica que evalúa el tracto reproductor de una hembra y así identificar alguna patología; también se utiliza cuando se efectúa la inseminación artificial con semen fresco o semen refrigerado, el semen se deposita de manera transcervical o en uno de los anillos del cervix; finalmente se emplea en la aplicación de esponjas vaginales para el control artificial del ciclo estral.

Si la hembra que debe examinarse es primeriza, se usará un espéculo de 20 x 150 mm; si se trata de una hembra de segundo parto en adelante, se utilizará uno de 25 x 200 mm. Primero se procede a limpiar la vulva de la hembra con gasa, algodón o papel absorbente impregnado con solución antiséptica para evitar que se introduzca un agente patógeno. Posteriormente se introduce al vaginoscopio un aplicador de punta roma y a ambos se les pone por la parte externa un lubricante estéril.



El espéculo con el aplicador de punta roma lubricado, se introducen suavemente a través de la vulva en ángulo de 45 grados, luego se nivela introduciéndolos suavemente a lo largo de la vagina hasta una profundidad de 10-13 centímetros, esto último dependiendo del tamaño y de la raza de la hembra.

¿QUÉ DEBO REVISAR?

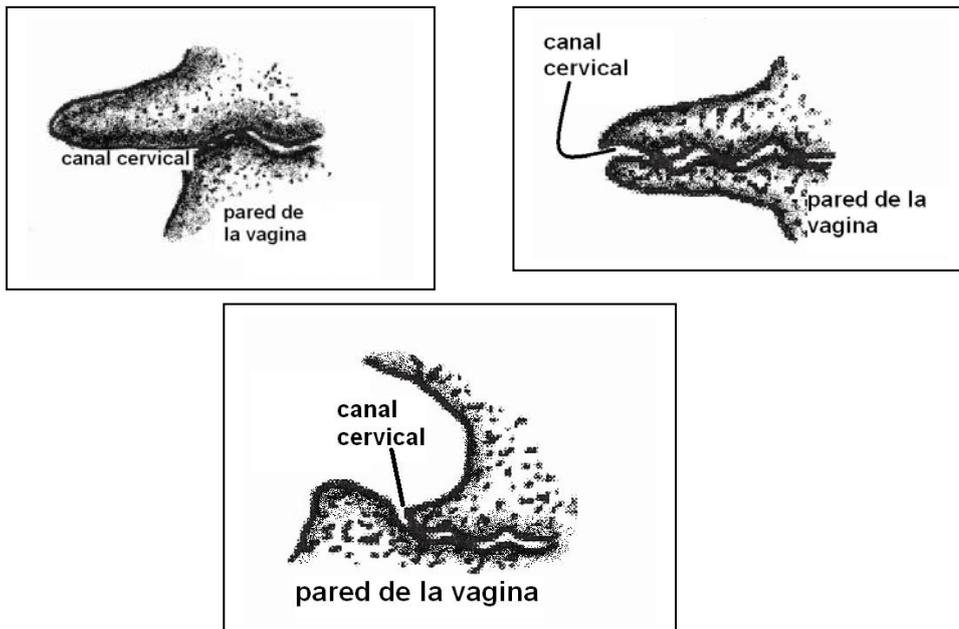
Vagina. Tiene forma tubular de estructura muscular (entre 10 a 14 cm en promedio), lo que le permite distenderse a lo largo y ancho; se ubica en la cavidad pelviana en relación dorsal con el recto y centralmente con la vejiga; presenta fondos de saco ciegos en la parte anterior ubicados a los costados de la proyección del cérvix. La mucosa está revestida por epitelio escamoso estratificado y sólo existen glándulas en la parte anterior, todas estas estructuras presentan coloración rosácea clara, en las diversas etapas del ciclo estral cambia su coloración, en estro está ligeramente enrojecida, edematizada con secreción de moco transparente cristalino; en diestro vuelve a ser rosa claro y el moco se transforma a color blanquecino y de consistencia espesa.



Secreción de moco transparente cristalino a través del vaginoscopio en hembra en celo.

Cérvix. Esta estructura no tiene forma específica, la más común es la de “palomita de maíz”; tiene diámetro aproximado de 1 cm, consistencia dura (tejido conjuntivo rico en fibras de colágeno) y presenta de seis a siete anillos que son pliegues longitudinales y se inclinan caudalmente, adquiriendo forma sinuosa y longitud de 6.7 ± 1.1 cm; en hembras jóvenes y no gestantes se localiza en el piso de la pelvis y en hembras gestantes se halla delante del borde de la pelvis. El color del cérvix es rosáceo y sólo adquiere ligera coloración blanquecina cercano a la ovulación, presenta a su alrededor, según la etapa del ciclo estral en que se encuentre la hembra, secreción de moco, que va del transparente a blanco, es de destacar que para mejorar la visión se debe usar una lámpara o fuente de luz.

Esquemas de diversas formas de cérvix y que son normales:



Posteriormente se deben desinfectar los equipos usados en autoclave o una solución para asegurar una alta higiene.

A continuación se presentan imágenes del equipo y una secuencia de la técnica de vaginoscopia:



1.Vaginoscopio para hembras primípalas, rectos (20 por 150 mm).



2. Vaginoscopio para hembras adultas (25 por 200 mm) y aplicador de punta roma.



3. Aplicador y vaginoscopio integrados, acercamiento.



4. Aplicación de lubricante al vaginoscopio.

5. Introducción del vaginoscopio en ángulo de 45°.





6. Introducción suave a lo largo de la vagina hasta 10-13 centímetros.



7. Visualización de la mucosa vaginal, se aprecia coloración normal.



8. Cérvix de caprino, material de rastro; no presenta anormalidad.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno será capaz de realizar la evaluación por vaginoscopia en hembra

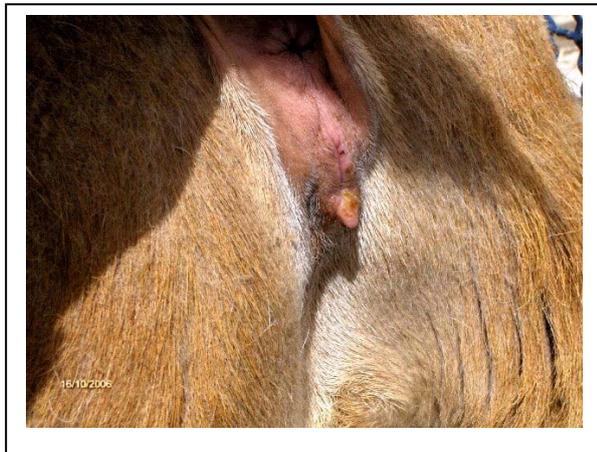
joven o adulta.

Detección de las hembras en celo

Las manifestaciones de estro en la cabra son más aparentes que en el caso de la oveja, los signos externos son enrojecimiento de la vulva, descarga de moco cervical, agitación constante, movimientos circulatorios del rabo e incluso intento de monta de otras hembras (muy raro), balidos fuertes, etcétera.



Hembra montando a otra hembra.



Ligero enrojecimiento y edematización de la vulva.

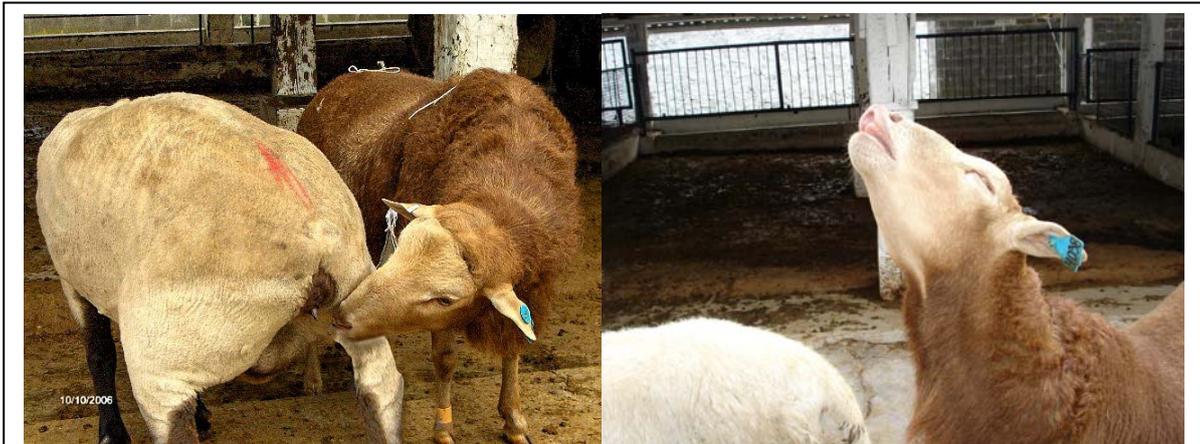
Sin embargo, estos signos son difíciles de apreciar, por ello se requiere la presencia del semental, un macho celador (sin castrar) o una hembra androgenizada.



Cuando el macho entra al corral, revisará a las hembras, una tras otra para comprobar si alguna de ellas se encuentra o no en celo.



El macho se acerca a la hembra y la olfatea en los genitales para detectar las feromonas y determinar si se encuentra o no en celo.



Inmediatamente la hembra en celo abre sus miembros posteriores y orina, el semental toma con sus belfos una cantidad de orina y arqueará el cuello hacia atrás para permitir que ésta vaya al órgano vomeronasal y se detecten las feromonas (signo de Flehmen).

Si la hembra está en celo aceptará la monta y permanecerá inmóvil, a esto último se le considera signo 100% seguro de estro.

Existen técnicas en que se utiliza al macho como celador, las más comunes en pequeños rumiantes son las siguientes.

Uso de los machos enteros provistos de mandil



Consiste en la utilización de telas o paños fuertes y suaves, que cubren la región ventral y el pene del carnero o macho cabrio, el mandil se asegura mediante tiras. Esto último se denomina "delantal", "chaleco" o "mandil" e impide al macho el coito.



Los mandiles deben estar bien asegurados y revisarse con frecuencia. Asimismo, se tendrá cuidado de que el pene y el área prepucial no se irriten, inflamen o infecten, provocando la inhibición del deseo sexual del macho y el comportamiento de monta.



El mandil debe de permitir que el semental se mueva libremente y así detectar de inmediato a las hembras en celo, además de no dificultar el salto del animal,



La hembra que está en celo se aparta inmediatamente del hato para permitir que el macho inspeccione a las otras hembras.. Cuando son muchos animales, se prefiere identificar a la hembra en celo mediante una marca.

Machos con arnés marcador

La detección de estros mediante el uso de arnés marcador o *chin ball* consiste en que a un macho (de preferencia vasectomizado), le sea colocado en la zona torácica un arnés con depósito de tinta indeleble.



Una vez colocado el arnés, se deja que el macho interactúe libremente en un corral con hembras y la que esté en celo acepte la monta; luego el técnico observará cuáles tienen marcada la región de la “cruz” con tinta del arnés, ese indicio será la indicación positiva.



Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno será capaz de conocer los principales signos de estro en pequeños rumiantes.

Realizará la detección de celos en hembras mediante el uso de un macho provisto de “mandil” y *chin ball* en ovejas y cabras

Aplicación de técnicas para la reproducción asistida

Con la finalidad de optimizar los recursos en una explotación y conociendo las bases fisiológicas de la reproducción ovina, se han utilizado diversos tratamientos para inducir o sincronizar el periodo de receptividad sexual en pequeños rumiantes.

Los métodos más utilizados para este fin tienen diferentes principios fisiológicos. El primero contempla la administración de un progestágeno (progesterona sintética) o progesterona natural y tiene como propósito imitar una fase lútea suprimiendo la liberación

de gonadotropinas hipofisarias; por tanto, la ovulación. Al finalizar el tratamiento, se reactiva el eje hipotálamo-hipófisis-ovario ocasionando el crecimiento folicular y la ovulación. Existen diferentes vías de administración de los progestágenos, las más comunes son oral, intravaginal y subcutánea.

El otro método usado en la sincronización del estro consiste en la aplicación de prostaglandinas, éstas tienen la finalidad de destruir el cuerpo lúteo; con tal consideración es claro que sólo se pueden utilizar en animales que poseen esta estructura. En este contexto, se recomiendan dos aplicaciones a intervalo de nueve días con el fin de obtener 100% de sincronización, pues una sola aplicación disminuye el porcentaje de respuesta. Es importante destacar que la oveja es refractaria a la acción de las prostaglandinas durante los primeros cuatro días posteriores al celo.

Entre los tratamientos hormonales más usados en pequeños rumiantes se encuentran el uso de esponjas intravaginales y los dispositivos liberadores de progesterona, a continuación se explica su aplicación.

Aplicación de esponjas intravaginales

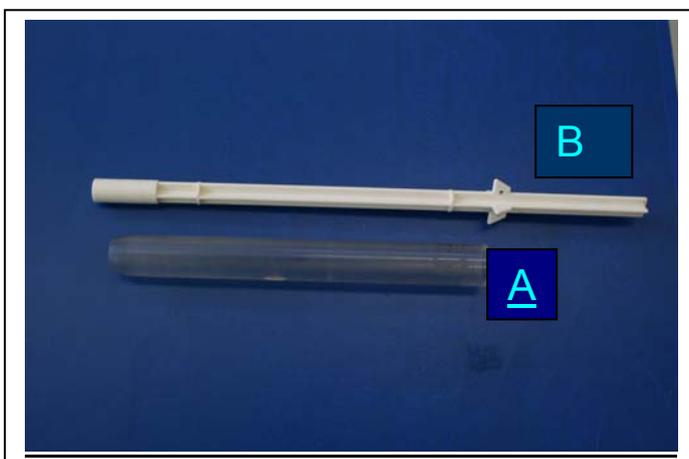
En México se usan esponjas intravaginales con acetato de fluorogestona, de manera rutinaria se colocan de 25% a 30% más de hembras que se quiera sincronizar o inducir.

Por ejemplo, si se desea inseminar 100 hembras, habrá que colocar 125 a 130 esponjas.

En la bolsa donde vienen las esponjas se recomienda poner poco antibiótico en polvo, se cierra la bolsa con una mano y se sacude aquélla hasta que las esponjas queden cubiertas.



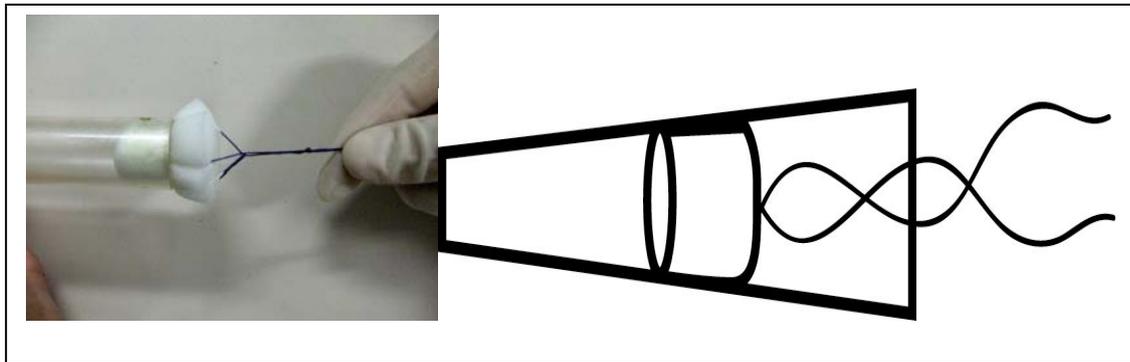
Equipo para la aplicación de esponjas:



- A. Vaginoscopio
- B. Aplicador de esponjas.

**Colocación de esponjas,
colocación correcta**

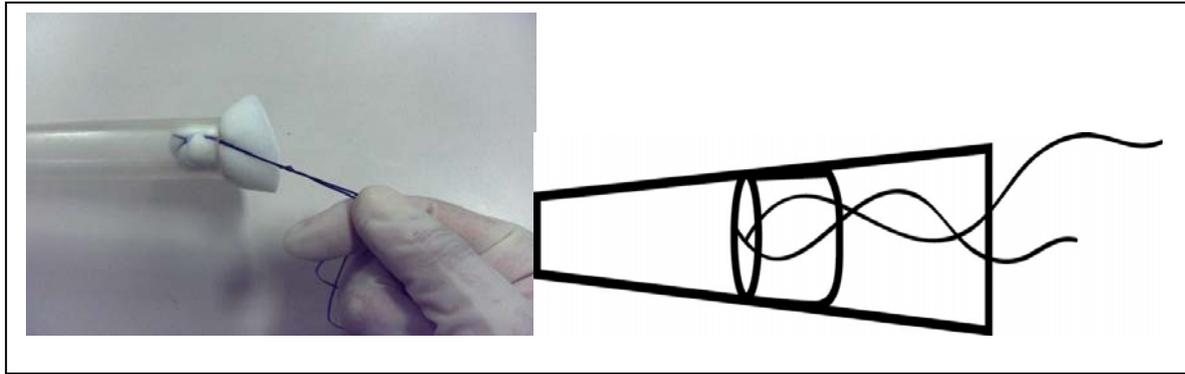
Introducir la esponja en el vaginoscopio con los hilos hacia atrás, como se muestra en la fotografía y dibujo siguientes; de esta manera cuando sea retirada la esponja y se jale del hilo, ésta girará sobre su propio eje despegándose de la pared de la vagina y saliendo sin dificultad.



Colocación correcta

Colocación incorrecta

Cuando se introduce la esponja en el vaginoscopio con los hilos hacia el frente, al momento de su retiro, al jalar del hilo éste puede romperse y ocasionar lacerar la mucosa vaginal, en la siguiente imagen y dibujo se muestra la forma incorrecta de colocar la esponja dentro del vaginoscopio.



Colocación incorrecta

Descripción de la técnica de aplicación de esponjas



Introducción del vaginoscopio en ángulo de 45°, posteriormente se coloca en posición horizontal y se introduce con movimientos giratorios sutiles hasta el fondo de la vagina.



Después de colocado el vaginoscopio, se coloca la esponja como se describió con anterioridad, procurando no realizar una fuerza excesiva al colocar la esponja.



Se mantiene fijo el embolo y se va retirando el vaginoscopio, así la esponja no se empuja hasta el fondo de la vagina.



Luego de colocada la esponja se retira el vaginoscopio, de la misma manera como fue introducido.



Se verifica que la esponja esté colocada correctamente.



Cómo queda colocada la esponja en la vagina.



Finalmente se coloca el equipo utilizado en solución antiséptica para ser reutilizado en otra hembra.



Retiro de esponjas. Tirar de ambos hilos a la vez con movimiento firme y continuo, primero horizontal hacia atrás y luego hacia abajo. Nunca se tirará de un solo hilo porque se corta o rompe la esponja. Debe comprobarse que se retira la esponja y no el hilo (cuando son muchas ovejas, se puede cometer el error de trabajar muy rápido y es posible que se deje alguna esponja).

Medidas precautorias

Es poco común la ruptura del hilo, pero se debe tener a la mano pinzas largas para sacar la esponja con hilo roto, para el caso de que esto último sucediera.

A medida que se retiran las esponjas, habrá que atarlas, juntarlas y contarlas, luego se colocarán en un recipiente inaccesible a perros.

Para el caso de desinfecciones, entre cada hembra debe sumergirse el vaginoscopio, aplicador de punta roma y émbolo en una solución desinfectante no irritante, como amonio cuaternario.

Las esponjas pueden permanecer entre 10 y 15 días en la hembra.

Aplicación de dispositivos liberadores de progesterona natural, CIDR

Para la colocación de los dispositivos intravaginales impregnados con progesterona (CIDR), se sigue el mismo procedimiento que para la colocación de esponjas intravaginales.

Material y equipo



1. A la bolsa de CIDR se le coloca una cantidad de antibiótico en polvo y se agita para que cada dispositivo quede impregnado.



2. CIDR



3. Aplicador de CIDR.

A continuación se procede a describir la secuencia de colocación de CIDR en el aplicador.





Se retira el aplicador de la misma forma en que fue introducido.



Finalmente se verifica que el CIDR esté colocado correctamente y se introduce el aplicador en una solución antiséptica antes de volver a ser utilizado.



Colocación final del CIDR en el tracto reproductor de la hembra.



Retiro del CIDR; tirar del hilo plástico con un movimiento firme y continuo, primero horizontal hacia atrás y luego hacia abajo.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar el alumno será capaz de colocar y retirar esponjas y CIDR intravaginales de manera correcta

Inseminación artificial (IA) (vaginal-cervical e intrauterina)

La IA consiste de un conjunto de operaciones y técnicas con el fin de conseguir la fecundación de la hembra sin la intervención directa del macho. Se debe prestar particular atención a la IA en los pequeños rumiantes ya que hay que considerar, varios factores que afectan la fertilidad en estas especies. Por ejemplo, la disposición anatómica del cérvix y de los procesos de dilución-conservación tanto del semen refrigerado como del congelado.

Existen diferentes técnicas para realizar la IA en pequeños rumiantes, éstas consisten en depositar el semen en diferentes partes del tracto reproductivo, a continuación se procede a describir las más comunes.

Inseminación vaginal o “disparo en la oscuridad”

Se denomina “disparo en la oscuridad”, ya que se introduce la pipeta de inseminación artificial por la vagina sin ningún intento de localizar el cérvix y menos tratar de pasar los anillos de éste; consiste en depositar el semen en la vagina anterior. A continuación se

procede a describir dicha técnica.



Se coloca a la hembra en una prensa y se procede a limpiar la vulva con gasa o papel absorbente impregnado con solución antiséptica a fin de evitar la

contaminación de la vagina al introducir la pipeta de inseminación.

La punta de la pipeta se introduce por la comisura de la vulva y ya en la vagina se desliza a lo largo de la pared superior para evitar que sea introducida por el meato urinario; la pipeta se carga con 0.25 o 0.5 mL de semen diluido, luego se deja una cámara de aire de 0.2 mL. La cámara de aire sirve para que se introduzca la dosis completa del semen. Es de destacar que los porcentajes de fertilidad con esta técnica son bajos, independientemente de que se use semen fresco diluido, refrigerado o congelado-descongelado.

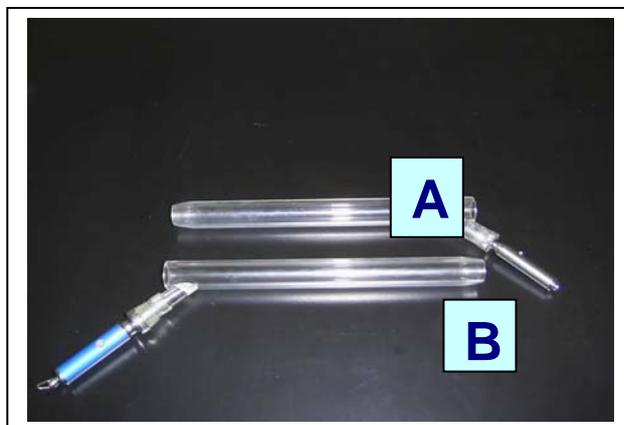
Inseminación artificial cervical o transcervical:

Equipo para realizar la IA cervical o transcervical

A continuación se describe el equipo necesario:



Vaginoscopio de pico de pato y lámpara de luz.



Vaginoscopio recto con lámpara, si la hembra es primeriza, se usará un espéculo de 20 x 150 mm (A); si fuera de segundo parto en adelante se usa de 25 por 200 mm (B).



Pipeta de IA, la punta presenta un ligero ángulo de 30°.

Descripción de la técnica de IA

Se coloca a la hembra en un potro con los miembros posteriores apoyados en una barra, cuando se sujeta la hembra un ayudante le levanta la cola verticalmente (figura 1), la otra forma consiste en colocar a la hembra en una prensa de manejo (Figura 2), posteriormente se limpia la vulva con algodón con una solución antiséptica .



Figura 1



Figura2



En ambas técnicas el inseminador introduce a la vagina el vaginoscopio (recto o de pico de pato) sin aplicar

ningún, lubricante ya que son espermaticidas. Se introduce suavemente a través de la vulva en un ángulo de 45°grados, luego se nivela horizontalmente y se introduce hasta 10 a 13 cm, según la raza de la hembra.



Posteriormente, con buena iluminación, se busca el cérvix y se revisa el estado del, moco cervical, que es de una consistencia viscosa y transparente cristalino y forma filamentos, es útil para identificar si la hembra está o no en celo; se introduce la pistola de inseminación, mediante el espéculo se deposita el semen en el tercero o cuarto anillos del cérvix.

Antes de depositar el semen, se retirará un poco el vaginoscopio hacia atrás con el fin de facilitar el cierre de la vagina anterior y evitar que el semen se derrame. Después se sacará primero la pipeta y luego el vaginoscopio, cuidando de evitar el reflujo (que se devuelva el semen). Luego se anota el registro de inseminación con la fecha y hora, para verificar el no retorno a celo

Realización de pipetas para la IA cervical o transcervical

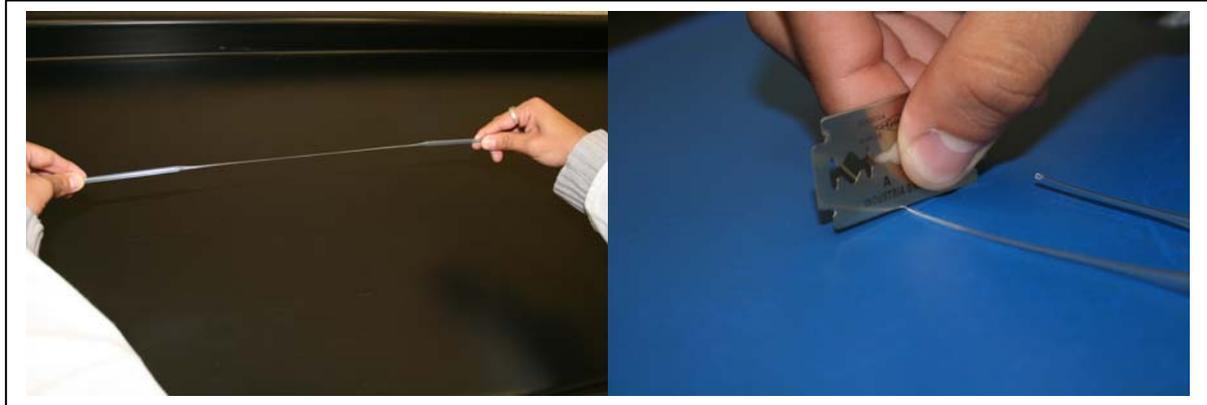
Este es un proceso sencillo, pero requiere de práctica y paciencia, así como de personal con experiencia para su realización.



Se requiere de un mechero de alcohol, una navaja de afeitar y una pipeta de plástico para la inseminación de bovinos.



Se acerca la pipeta a la flama del mechero y se comienza a girar sobre su propio eje para que el calor se difunda por toda la pipeta.



Se estira sutilmente la pipeta hacia los extremos con la finalidad de reducir el lumen; luego con la navaja de afeitar se corta el excedente de material que se formó al estirar la pipeta, se procura que en los cortes no se formen aristas ni bordes filosos.



Se acerca con mucho cuidado la punta de la pipeta a la flama del mechero (A); se aleja rápidamente, y como se muestra en la foto B se apoya con los dedos para formar un ligero ángulo de 30° con el fin de que la pipeta quede como en la foto C.

C

Finalmente, a manera de un apartado extra, se describe la técnica de IA intrauterina mediante el uso de laparoscopia.

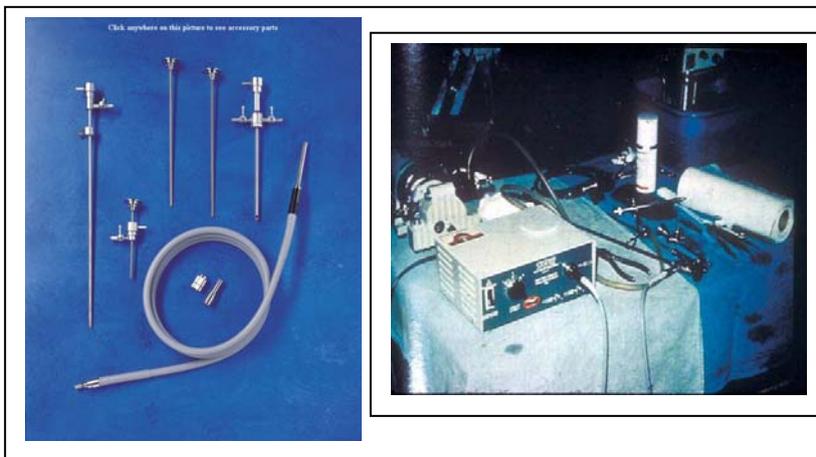
IA intrauterina

A continuación se describirá dicha técnica a manera de información descriptiva. La técnica de inseminación intrauterina implica el depósito del semen directamente en los cuernos uterinos por medio de una laparotomía medio-ventral o con la ayuda de un laparoscopio. El uso de este último constituye la técnica más común en pequeños rumiantes, ya que se deposita el semen lo más cercano al sitio de fertilización, ello aumenta las tasas de fertilidad y reduce las dosis de inseminación. Se recomienda la inseminación intrauterina entre las 51 a 53 horas después de un tratamiento de sincronización.

En general, los animales serán sometidos a un ayuno de alimento y agua por lo menos 24 horas previas a la inseminación para evitar punciones accidentales en el rumen o en la vejiga urinaria.



Las hembras son colocadas en camillas pivotantes con un sistema que inmoviliza a la hembra en decúbito dorsal, se le inclina hasta un ángulo de 40°-45° de forma que las vísceras se desplacen en sentido craneal. Una vez sujeto el animal, se rasura la zona craneal a la ubre y se desinfecta con solución yodada.



Para realizar la IA, se requiere de un laparoscopio rígido de 7 mm de diámetro, conectado a una fuente de luz mediante cable de fibra óptica y dos cánulas con trócar. También se requiere de un manipulador de vísceras y pipeta de inseminación.



Luego de inmobilizada la hembra, se realiza la primera punción con el trócar (7 mm) 2-3 cm por delante de la ubre y 2-3 cm a la derecha de la línea media. Se introduce el laparoscopio y se insufla gas para desplazar las vísceras abdominales contra la cara peritoneal y realizar fácilmente la inspección del aparato genital. Luego se introduce el segundo trócar (5 mm) en el lado izquierdo.



A través del segundo trocar se introduce el manipulador de vísceras con el que se localiza el útero y se realiza la punción de la pared con un áspic (que es una funda de plástico y en uno de sus extremos tiene una aguja, ASPIC paillette IMV France), a la altura de la curvatura mayor de cada uno de los cuernos, se deposita la mitad de la dosis (40 millones de espermatozoides en 0.1 mL) en

cada uno de ellos. Tras la intervención se retiran las cánulas y se aplica una solución desinfectante en la zona de intervención, no es necesario realizar sutura. Se han informado porcentajes de fertilidad con la IA intrauterina oscila entre 58.7 y 80.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno realizará las técnicas de inseminación artificial cervical y transcervical.

Realizará las pipetas de IA cervical y transcervical

Técnicas de diagnóstico de gestación (DG)

El diagnóstico de gestación precoz en pequeños rumiantes, permite un manejo zootécnico diferente a las hembras gestantes y favorece la reincorporación de animales vacíos a un programa reproductivo, disminuyendo las pérdidas económicas.

Dicho diagnóstico precoz tiene las siguientes ventajas:

- Reintroducir hembras vacías al servicio.
- No vender hembras gestantes
- Planificar la producción.
- Separar las gestaciones simples de las dobles para proporcionar adecuada alimentación.
- Evitar tratamientos de inducción de celo en hembras gestantes.
- Hacer un buen calendario sanitario (evitar abortos).
- Supervisar los partos.

Las técnicas para el DG incluyen métodos clínicos que ya no se usan en la actualidad: técnica del bastón, toma de radiografías, biopsia vaginal, laparotomía medio ventral. Sin embargo, existen técnicas inmunológicas que detectan hormonas (progesterona) o sustancias asociadas a la gestación que pueden ser medidas muy precozmente (21 días en cabras, 18 en ovejas, ambas después del servicio), pero para su realización requieren de un laboratorio especializado, además de ser caras.

Existen dos técnicas clínicas económicas que se usan en la actualidad: El no retorno al estro y la técnica de palpación abdominal -peloteo fetal.

Técnica de no retorno al estro



Consiste en la introducción de un macho celador (provisto con mandil o *chin ball*) a un lote de hembras a las cuales se les dio servicio o IA. En el caso de la cabra se realiza durante los días 18 a 21 y en la oveja en los días 16 a 18. Durante este periodo el producto inhibe la regresión del cuerpo lúteo y se impide que la madre vuelva a entrar en estro; por tanto, si una

hembra no reinicia su celo y no acepta la monta, puede ser indicio de que esté gestante.

Éste es, quizá el método más usado por los productores, pero su eficiencia es variable, en la literatura se mencionan valores desde 65% a 80%; existen factores que pueden alterar los signos de estro, entre éstos: animales que se encuentran al final de la época reproductiva y entran en anestro estacional, hidrómetra, piómetra, cuerpo lúteo persistente, etc.; además de que no se conoce si son gestaciones simples o dobles, la ventaja de esta técnica consiste en que se trata de un método precoz de diagnóstico de gestación sencillo y económico.

Realización de la técnica de palpación abdominal-peloteo fetal

Se trata de una técnica sencilla, pero que requiere de experiencia del personal que la realiza; se lleva a cabo a los 60 días de gestación, es confiable y económica.

Con esta técnica se obtienen 80% a 90 % de eficiencia en el DG. Sin embargo, como desventajas no se pueden detectar gestaciones múltiples, viabilidad fetal y no es un método precoz para detectar gestaciones.



Métodos ultrasón

Se inmoviliza a la hembra en cuadripedestación, luego el operario se coloca en cuclillas e introduce las palmas de sus manos a ambos lados anterior a la ubre; con la mano derecha se empuja suavemente al feto y con la mano izquierda se palpa su presencia ya, que de esta manera se induce la movilidad de éste dentro del líquido amniótico

ográ

ficos

Entre los métodos más eficaces para realizar un diagnóstico de gestación precoz están los ultrasonográficos; éstos emplean ondas de sonido de alta frecuencia para producir imágenes de los tejidos blandos y órganos internos, que se ven en una pantalla.

En la actualidad existen diversos equipos de ultrasonido para el diagnóstico de gestación en pequeños rumiantes, los más usados son el doppler, ultrasonido de tiempo real.

Ultrasonido doppler

Se realiza a partir de los 70 días de gestación, su funcionamiento se basa en que los cristales que se encuentran en el transductor emiten una señal que es reflejada por los eritrocitos; la frecuencia de la señal se modifica por la velocidad de éstos y esta variación de frecuencia es captada de nuevo y convertida en imagen gráfica, a veces audible (depende del equipo); se utiliza para detectar el latido fetal, el flujo del cordón umbilical y los pulsos de los miembros del cuerpo. Se considera a una hembra como positiva a gestación cuando se aprecian latidos definidos, sumamente rápidos, que se refleja en una pulsación de frecuencia

superior (140 a 180 por minuto) y distinguible de la del pulso materno, se considera un animal vacío cuando después de tres a cinco minutos de examen hay ausencia de sonido.

Ventajas. Se trata de un buen método para determinar la viabilidad del producto, se requiere de personal capacitado para su uso.

Desventajas. Consiste en un equipo no económico, no se detectan gestaciones gemelares



Equipo de ultrasonido doppler.



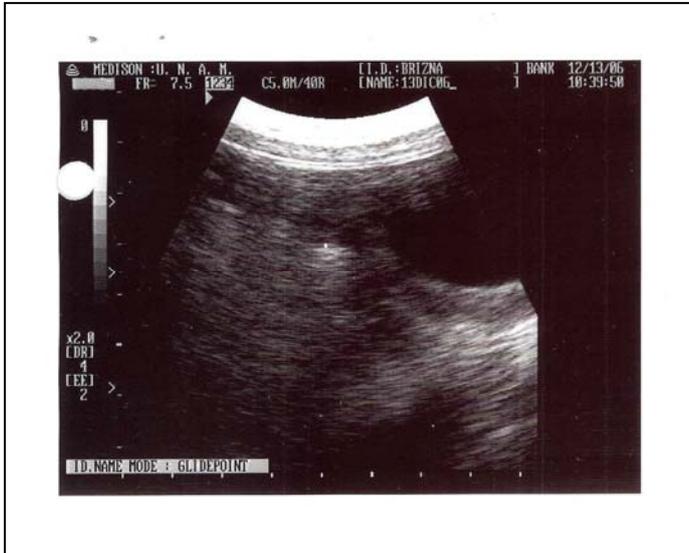
Ultrasonido de tiempo real En la actualidad a pesar de su costo es el equipo más usado en medicina veterinaria para el diagnóstico de gestación precoz (desde los 21 días después del servicio o la IA), cuentan con: transductores lineales (7.5 MHz).



transductores sectoriales (3.5 y 5.0 MHz).



y un equipo de imagen donde se proyectan las estructuras que se estudian.

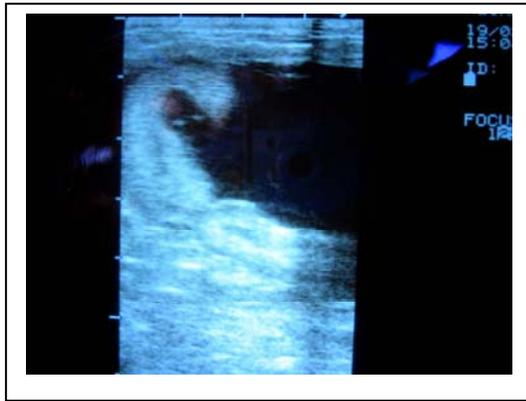


Con base en la densidad del tejido o estructura en exploración, el color de las imágenes se aprecia en distintas tonalidades de grises, desde blanco hasta negro, donde se pueden apreciar imágenes *hiperecogénicas* (más blancas), *hipoecogénicas* (oscuras); los líquidos ofrecen una imagen de color oscuro y los gases, huesos y estructuras sólidas se muestran en blanco. Al límites entre dos tejidos adyacentes de distintas

densidades se le denomina *interfase*, éstos delimitan de los órganos y tejidos de la estructura que se está observando.



Los transductores sectoriales producen una imagen de tipo piramidal en el monitor.



Los transductores lineales producen una imagen de tipo rectangular en el monitor.

Los transductores de baja frecuencia (3.0 y 3.5 MHz) tienen mayor penetración pero menor definición en la imagen, aunque se pueden visualizar tejidos más profundos se necesita una pequeña superficie de contacto, por lo que su uso es externo. Los transductores de altas frecuencias (5.0 y 7.5 MHz) tienen menor penetración, pero más definición de imagen ya que ésta se halla más cercana a la superficie de exploración, es común que en medicina veterinaria se use el transductor de 7.5 MHz vía transrectal para el diagnóstico de gestación; en general, el ultrasonido modo B produce una imagen bidimensional de útero, embrión, fluidos fetales, feto, latido cardiaco y estructuras como placentomas, en el caso de rumiantes.

Existen dos métodos para realizar el diagnóstico en hembras gestantes en ovejas y cabras, uno de ellos es mediante ultrasonografía transabdominal y transrectal.

Uso de ultrasonido transabdominal

Este procedimiento se puede realizar, según la literatura, a partir del día 25, se observa la vesícula embrionaria (lo cual se requiere de mucha experiencia de la persona que lo realice); sin embargo, después del día 35 se puede mirar sin dificultad los placentomas (unión de la carúncula –materna con el cotiledón-placenta), la eficiencia de este método varía desde 50% hasta 80%, debido a diversos factores como: tipo de transductor, edad, condición corporal, inexperiencia del técnico, etcétera.

Técnica. Se sujeta a la hembra en posición de cuadripedestación o en decubitodorsal, esto dependerá de la habilidad del técnico; a) se limpia un flanco (ingle) para retirar la mayor cantidad de grasa y material orgánico, después se coloca al transductor un gel para establecer buen contacto con la piel y eliminar espacios de aire, entre éstos; b) posteriormente, el transductor se ubica en la zona mencionada; c) se dirige en ángulo de 45° en dirección a la vejiga; d) observando el monitor para encontrar la estructura deseada (como se muestra en la siguiente secuencia).

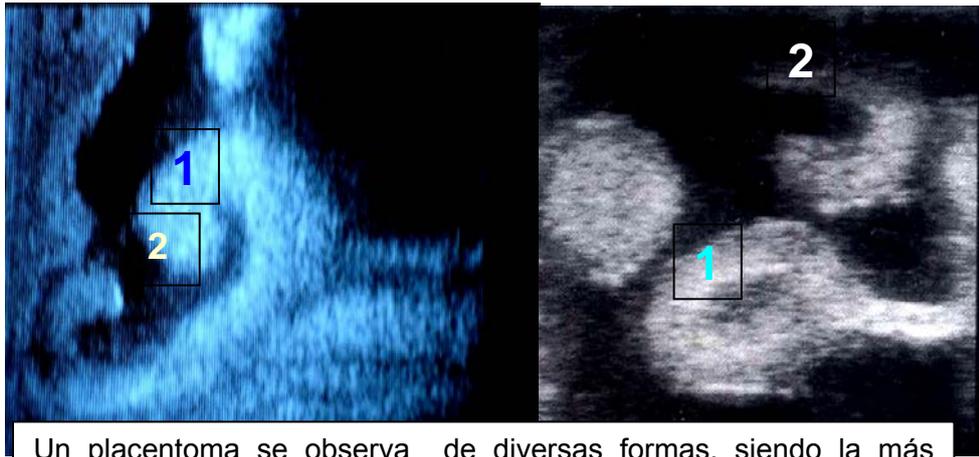


V: Vejiga
 Las flechas indican la curvatura del útero

Una vez puesto en posición el transductor se localiza la vejiga, que se aprecia como imagen ovalada hipoecogénica y una zona de interfase blanca que es la curvatura uterina.

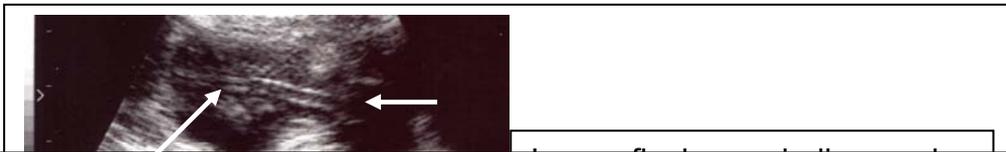
Si la hembra examinada resulta gestante, la imagen dependerá de la

fecha de realización del ultrasonido; si es a partir del día 35, se observará un placentoma.



Un placentoma se observa de diversas formas, siendo la más común en forma circular hiperecogénica (1) y en el centro una zona hipoecogénica (2)

Para el caso de que se trate de una gestación más avanzada se observará al feto y sus diversas estructuras en distintas tonalidades de blanco a oscuro, incluso se aprecia el latido cardiaco; el feto mide 1.5 cm a los 30 días, crece a 5 cm a los 60 días, y a los 90 días medirá 15 cm, aproximadamente.



1. placentoma, 2. parte materna, 3. carúncula,
4. parte fetal, 5. cotiledón

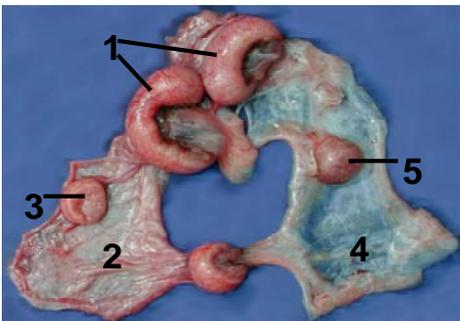
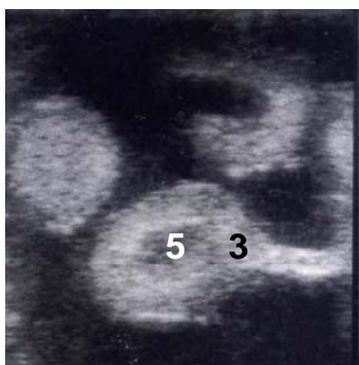
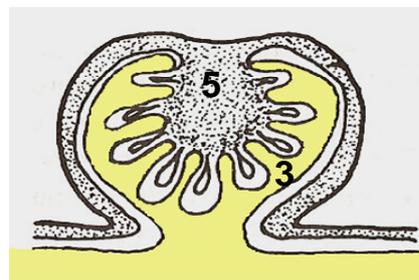
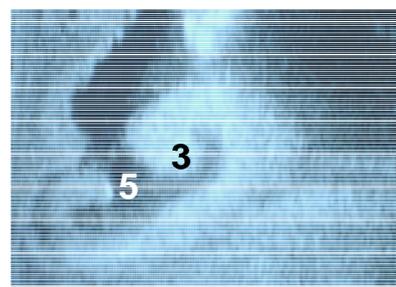


Foto cortesía Dra Lucia Rangel



Vista transversal



Vista longitudinal

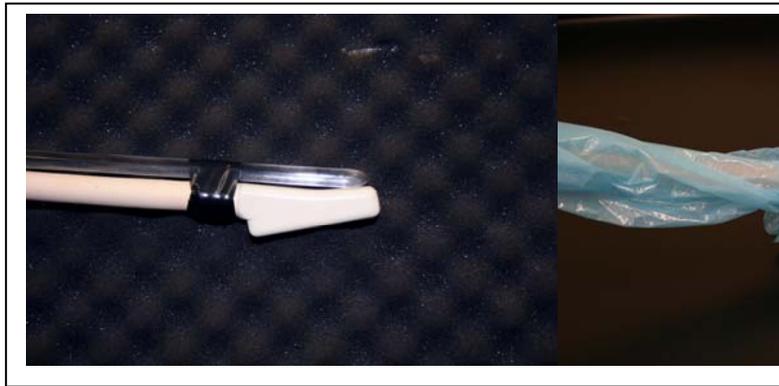
E
I
sigui
ente
cuadr
o
detall
a,
37

mediante imágenes de ultrasonido, restos de placenta-útero y un esquema; la anatomía de un placentoma.

Ultrasonografía transrectal

Se realiza a partir del día 25, se observa la vesícula embrionaria, y después del día 30 se aprecia el desarrollo de los placentomas y al feto; sin embargo, a medida que el feto aumenta de tamaño se dificulta su observación. Mediante el uso de esta técnica la eficiencia de este método varía desde 50% hasta 100% debido a diversos factores: tipo de transductor empleado, edad, condición corporal, inexperiencia del técnico, etcétera.

Técnica. En este procedimiento se coloca a la hembra en una prensa de manejo, o se sujeta en posición de cuadripedestación; al transductor se le coloca una varilla en posición dorsal y se fija con tela adhesiva, luego se envuelve en un guante que contiene una jalea lubricante para que exista buen contacto.



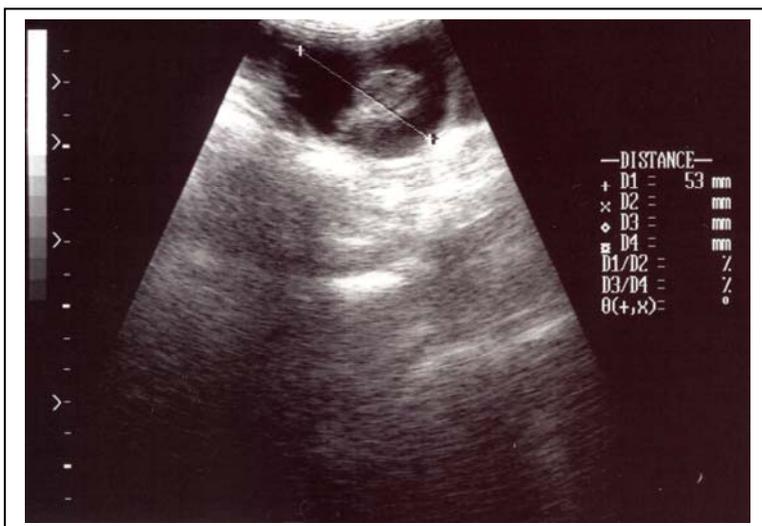
Se evacua el recto de heces en la medida de lo posible, luego se lubrica el transductor y se introduce en el recto en ángulo de 45° lentamente con movimientos hacia los lados y presión de la pelvis sobre el piso.



V: Vejiga
Las flechas indican la curvatura del útero

Después se localiza la vejiga y de ahí se introduce lentamente el transductor hasta localizar los cuernos uterinos.

Si la hembra no se halla gestante se observarán los cuernos uterinos sin ninguna estructura en su interior, las flechas indican la curvatura uterina.



Útero de cabra gestante donde se aprecia por el señalamiento de la estructura un útero de 53 mm de diámetro y en su interior la vesícula embrionaria en gestación de 25 días.

Si la hembra se encuentra gestante en la imagen se podrá apreciar el producto o a partir de los 35 días presencia de los placentomas (unión de la carúncula con el cotiledón) y su imagen podrá variar según la colocación del transductor.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar el alumno será capaz de:

- Realizar la técnica de no retorno al estro como diagnóstico de gestación.
- Realizar la técnica de palpación abdominal-peloteo fetal como diagnóstico de gestación.
- Realizar las técnicas ultrasonografía transabdominal y transrectal como diagnóstico de gestación.

Literatura recomendada

1. Blockey MA, Wilkings JF. Field application of the ram serving capacity. In: Lindsay D, Pearce DT, editors: Reproduction in sheep. Canberra Australia: Australian Academy of Science, 1984. .
 2. Ibarra, D., Laborde, D., Olivera, J. Comparación de tres pruebas para medir la capacidad de servicio en carneros adultos. *Arch. med. vet.*, 1999, vol.31, no.2, p.189-196.
 3. González- Stagnaro C. Diagnóstico de gestación en la cabra usando un aparato de ultrasonido y "efecto doppler" *Agronomía Trop* 1974 24:219-226.
- Hafez. Reproducción e inseminación artificial en animals. 7ª ed. South Carolina, USA: McGraw Hill, 2000.
4. McKelvey W, Robinson J, Aitken R, Robertson I. Repeated recoveries of embryos from ewes by laparoscopy. *Theriogenology* 1986; 25: 855-865.
 5. Kilgour J. Mating behaviour of rams in pens. *Aust J Exp. Agric* 1985; 25: 298-305.
 6. Stellflug J, Wulster-Radcliffe M, Hensley E, Cowardin E, Seals R, Lewis G. Oxytocin-induced cervical dilation and cervical manipulation in sheep: Effects on laparoscopic artificial insemination. *J Anim Sci* 2001; 79: 568- 573.

Parte II. Evaluación de la capacidad reproductiva del semental

Objetivo

El alumno aprenderá a evaluar la capacidad reproductiva del carnero y del macho cabrío, así como la utilización de las diferentes técnicas reproductivas; de manera que desarrollará habilidades y destrezas que utilizará en su ámbito profesional.

Introducción

El objetivo de los programas reproductivos consiste en tener una producción con eficiencia reproductiva rentable. Para cumplir dicho objetivo se debe realizar un examen de la salud reproductiva de los sementales incluidos: Examen físico general, examen del aparato reproductor, examen de líbido y capacidad de monta, así como examen de calidad de semen.

Este examen debe realizarse como mínimo cada seis meses; el mejor momento es alrededor de 60 días antes de la época de empadre, esto último tiene como finalidad detectar los sementales que presenten alguna alteración funcional o que se encuentren enfermos y descartar a los machos que presenten problemas irreversibles. Lo anterior tiene como propósito adquirir un nuevo semental o comprar semen congelado, cuidando que el semen y el semental presenten registros de salud y se encuentren libres de enfermedades.

Se debe poner atención al seleccionar a los sementales que entran al empadre, que sean genéticamente superiores, clínicamente sanos, buena condición corporal. Con dichas evaluaciones se pueden diagnosticar problemas de infertilidad en el hato, que habían sido asignadas exclusivamente a las hembras y al encontrar estos sementales se pueden considerar más factores que influyen en la fertilidad.



Evaluación clínica reproductiva del semental

La evaluación clínica reproductiva del semental (carnero y macho cabrío) determina reproductores potencialmente fértiles. Con este examen se puede detectar la baja eficiencia reproductiva de los rebaños, además se considerará en esta eficiencia aspectos como época de empadre; peso vivo y condición de las hembras al servicio; nivel nutricional en los momentos claves del ciclo reproductivo.

El examen de la salud reproductiva de un macho consiste en realizar examen físico general y luego examen del aparato reproductor, para ello se recomienda apartar a los machos en un corral, separándolos por edad, peso condición corporal, etcétera.



Corral de machos púberes para ser seleccionados como reemplazos de semental o para la venta.



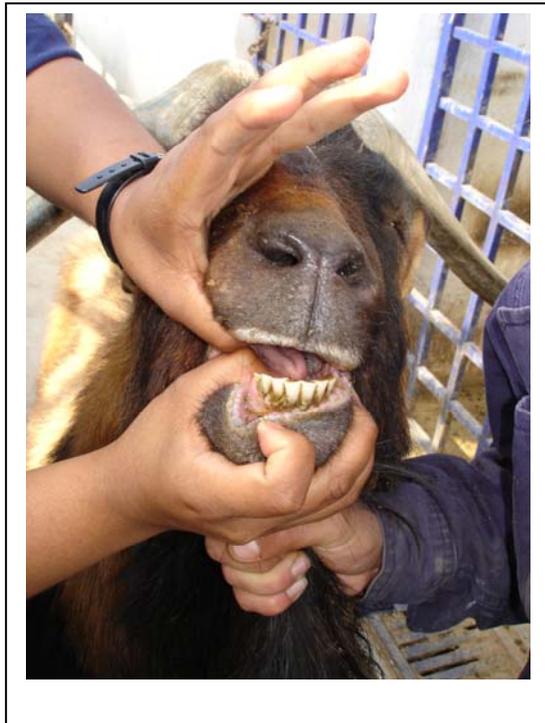
Cuando el semental está separado en un corral, se observará de manera general el tamaño de los testículos (características asociadas a la fertilidad), tamaño y estado corporal, aparato locomotor, aplomos y cualquier anomalía apreciable a distancia (observar

a los animales en movimiento y en estática). Así se detectan problemas en las patas o en las manos y especialmente en miembros posteriores, problemas en columna vertebral (lordosis y xifosis), estas alteraciones a nivel de los miembros y columna son importantes por la función que cumplen en la monta, etc. Al concluir dicha etapa, se realizará el examen físico individual a los sementales, con ese propósito es conveniente seguir una rutina de trabajo.

Se revisará detenidamente cada animal, esto exige un esfuerzo mayor, según la cantidad de animales que se trate. Se recomienda elegir un lugar cómodo para trabajar, tanto para el personal de campo auxiliar como para el profesional veterinario.

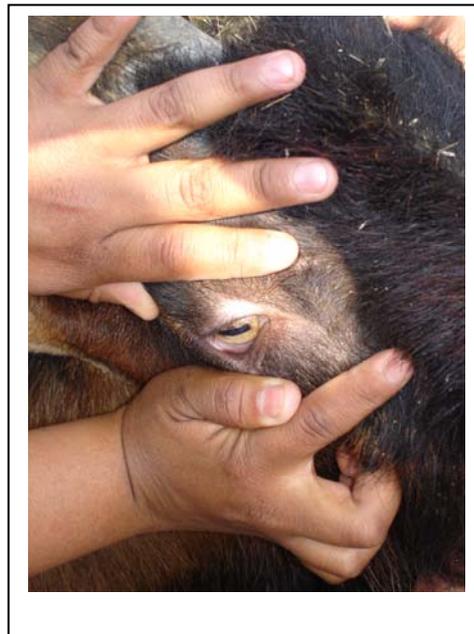
Se tendrá el apoyo de dos o tres técnicos, preferentemente trabajar con los animales en posición de cuadripedestación, disponiéndolos a una distancia tal que no se molesten el uno al otro. Se ubicarán los elementos a utilizar en lugar accesible y seguro y se iniciará la tarea con el primer semental, el examen será siempre de arriba hacia abajo.

Con el animal parado se revisa boca, ojos, lomo y aplomos en forma detallada.



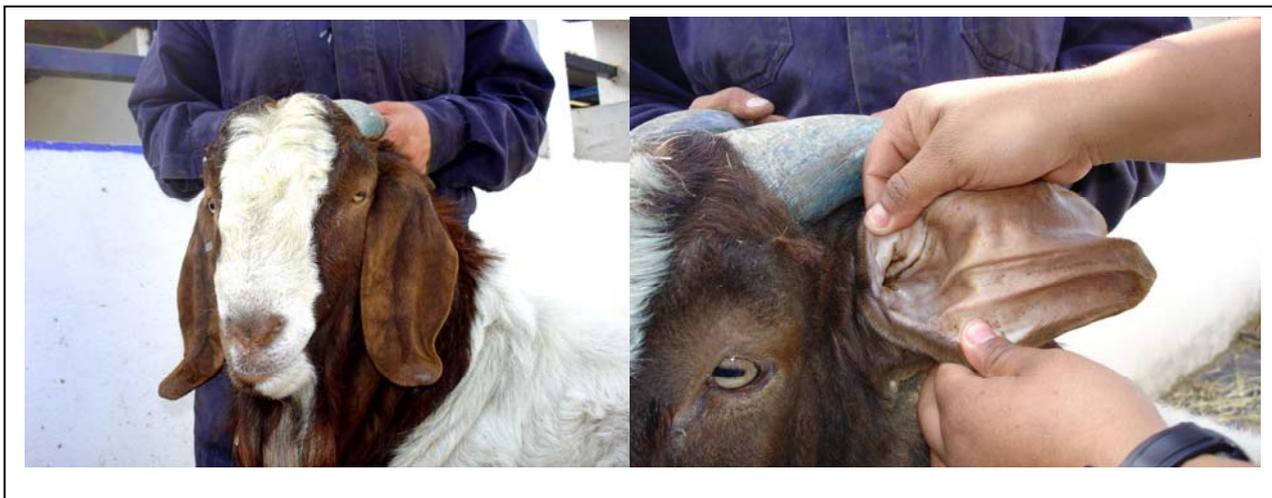
Boca: Se determina la edad a fin de descartar animales viejos (menor capacidad de servicio y fertilidad), se observa la coloración de mucosas, que deben tener color rosáceo y que no existan alteraciones mandibulares.

ojos: Se observa que no presenten ninguna alteración, en especial se descartan los que presentan entropión (inversión del párpado, afección de carácter hereditario, predisponente conjuntivitis).



O

a

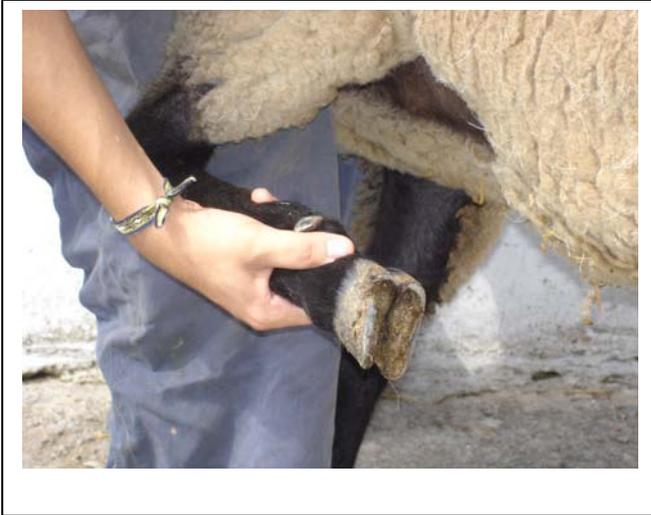


Orejas: Se revisa que no presenten laceraciones, o inflamaciones del pabellón auricular (principalmente en razas de orejas largas, como la Nubia, Boer etcétera.), descartar otitis, ya que ello puede ocasionar problemas de audición y de equilibrio.



Lomo: se evalúa la columna vertebral para descartar deformaciones, lordosis o xifosis lo cual impide el desempeño reproductivo del semental.

Pezuñas: El examen deber ser meticuloso a fin de descartar animales con diferentes grados de lesiones, abscesos, etc. En los sementales sanos se realizará despezuzado higiénico, para mejorar el apoyo y la función de la almohadilla plantar, permitiendo correcta irrigación y amortiguación, que eviten lesiones en el pie y luego se pasan por un pediluvio con sulfato de zinc al 10%.



Durante el examen clínico del semental es importante considerar la condición corporal, ya que constituye un reflejo del estado nutricional del animal antes del empadre, de esta condición dependerá su desempeño durante el empadre. Se utiliza una escala de uno a cinco grados, que clasifica los estados corporales según el grado de gordura.



El operador se coloca detrás del animal, se palpa el borde posterior de la última costilla, hasta

llegar a la región lumbar. La técnica consiste en palpar con las dos manos la prominencia de las apófisis espinosas de las vértebras lumbares; la agudeza y grado de cobertura de grasa de las apófisis transversas de estas vértebras. Debe palparse también la profundidad de los músculos del lomo y su cobertura grasa. Debe asegurarse de palpar bien la zona lumbar (a la altura de los riñones), el pulgar hacia arriba: “cresta del espinazo” (apófisis espinosas) y los cuatro dedos por debajo: “aletas laterales” (apófisis transversa). Se palpará bien la grasa y los músculos de la parte superior de la región lumbar.

Escala: 1. Muy flaca, 2. Flaca, 3. Normal. 4. Gorda. 5. Muy gorda.

Es recomendable que los sementales presenten condición corporal de 3 y 3.5

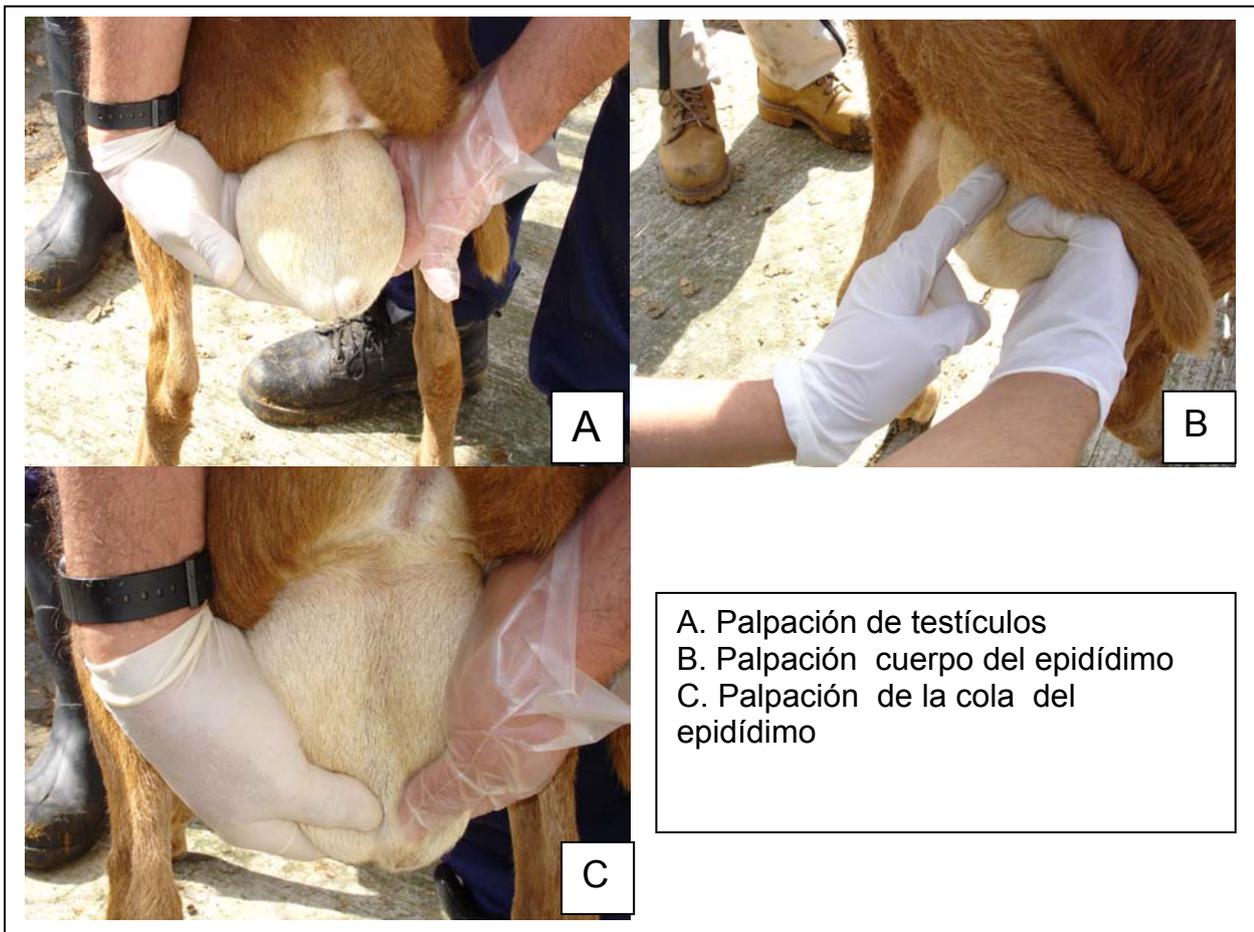
Para realizar el examen del aparato reproductor existen dos posibilidades; la primera sucede cuando se coloca un semental joven de uno a dos años y que no sea muy grande, en posición “sentada”, con la ayuda de dos personas, en esta posición se realiza el desenvaine del pene (exteriorización del pene) y se palpan los testículos, cuerpo y cola del epidídimo. Si el semental es de raza grande, se recomienda que la revisión se realice estando el animal de pie.



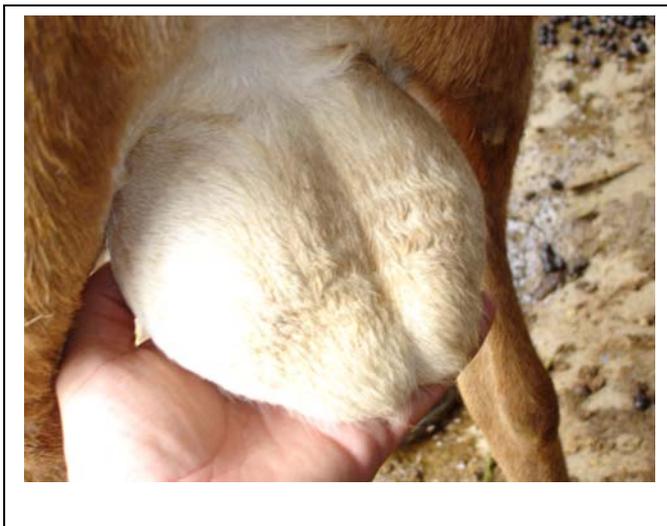
En la posición “sentada” se examina la zona del encuentro (pecho) del semental. En animales muy pesados es común observar úlceras o llagas en esta zona, debiéndose determinar su grado y las posibilidades de recuperación. Lesiones avanzadas con daño de las

partes anatómicas internas o complicaciones, hacen muy difícil su curación y el dolor cuando realiza la monta para dar un servicio disminuye la capacidad como semental.

Cuando no se cuenta con personal de apoyo para “sentar” al semental, se recomienda realizar el examen estando el animal de pie y sujeto; así, la revisión del escroto, testículos y palpación del cuerpo y cola del epidídimo se realiza cómodamente, véase las siguientes imágenes:



Escroto: Se trata de la piel que cubre los testículos, éstos son de textura suave, sin laceraciones, engrosamientos, suaves al tacto. Su inspección descarta diversas patologías, como la sarna, que en casos extremos, provoca inflamación con engrosamiento de la piel y elevación de la temperatura, pudiendo generar infertilidad por degeneración testicular. La presencia de heridas, fístulas o cicatrices amerita un minucioso estudio, pues éstas son indicadores de otros procesos patológicos o complican la función de termorregulación que cumple el escroto (los testículos deben estar 1 a 2 grados por debajo de la temperatura corporal). Una medida conveniente en carneros de razas productoras de lana consiste en trasquilar la bolsa escrotal, dejando sólo 1 cm de lana, ello permite mejor higiene, mayor facilidad para la palpación, así como mejor regulación de la temperatura testicular.



Testículos: se evalúa su posición, forma, consistencia y se mide su diámetro. Se encuentran dentro del saco escrotal; se deben palpar los dos testículos bien conformados, de buen tamaño, consistencia glandular, elasticidad y de fácil desplazamiento en la bolsa escrotal, sin presentar dolor.

El tamaño testicular es importante, pues tiene alta correlación con la fertilidad y es importante característica heredable, que se refleja en incremento de la precocidad sexual de la progenie. La correlación entre la circunferencia testicular y circunferencia escrotal también es elevada, por ello la medición de esta última representa un parámetro de fertilidad objetivo, que puede ser utilizado en la selección de sementales.



Medición de la circunferencia testicular con una cinta métrica de plástico y una metálica se recomienda realizar la medición con la plástica ya que con la otra se corre el riesgo de causar una herida

Cuerpo y cola del epidídimo: En pequeños rumiantes es de gran importancia, se palpa primero el cuerpo, que se siente como tubo movable que recorre todo el vértice del testículo, y la cola del epidídimo que a la palpación es de una consistencia dura sin que exista dolor.

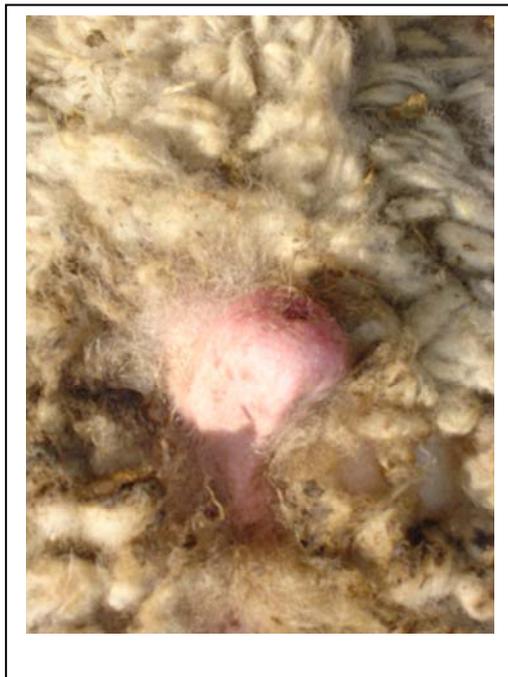
Cordón testicular: Se examina el paquete vascular para descartar abscesos o



varicocele (trastornos locales de la circulación venosa), aunque ambos tienen prevalencia baja. La otra afección que se puede detectar a la palpación es la hernia inguinal. Reproductores con cualquiera de estas alteraciones deberán descartarse, por estar

predispuestos a sufrir alteraciones a nivel testicular, en caso de hernias hay cierta predisposición de carácter hereditario

Prepucio y pene: Se realiza estando el animal sentado sobre sus miembros posteriores, la zona estará limpia y rasurada, primero se revisa el prepucio, que no debe tener laceraciones, enrojecimientos, etc., luego se procede al “desenvaine” (exteriorización manual del pene), se recorre el prepucio hacia atrás, lo cual permite que el pene salga fácilmente.



Prepucio de ovino de la raza frison, presenta una coloración rosácea sin ninguna secreción o inflamación

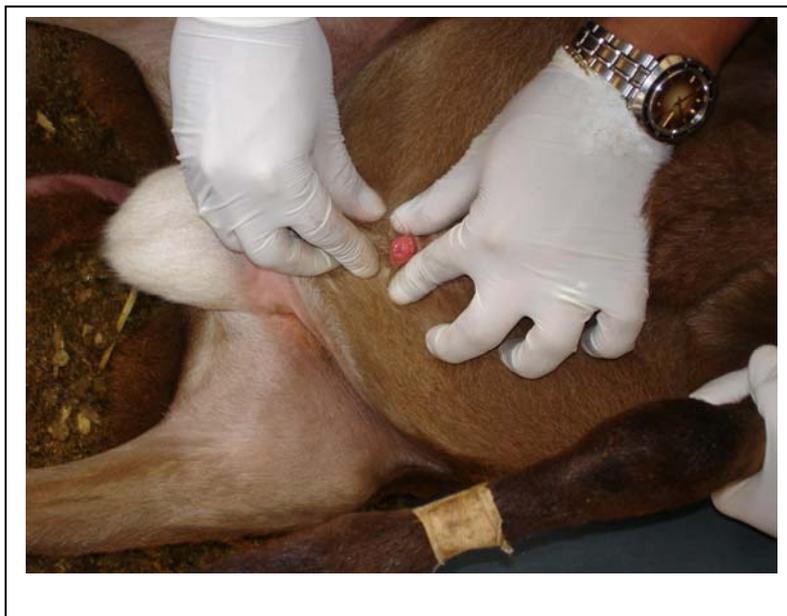


En esta imagen se aprecia el prepucio inflamado (balanitis) de un

ovino, además de una secreción que lo cubre.

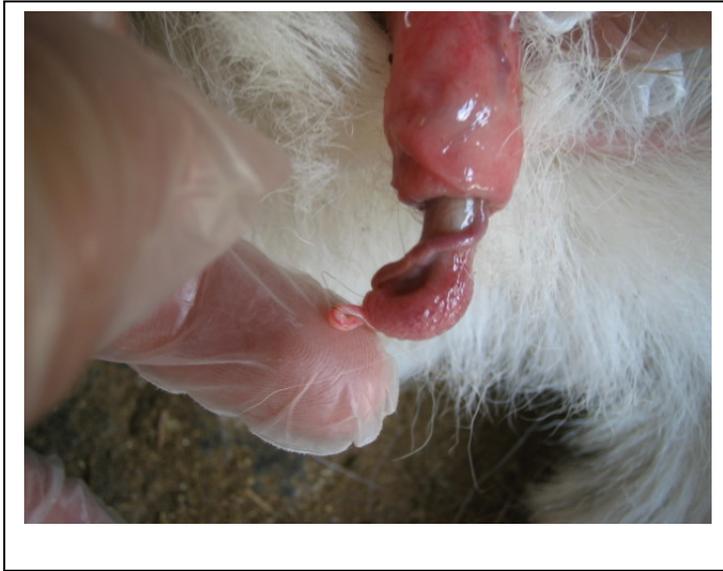
En pequeños rumiantes se conoce que dietas ricas en proteínas aumentan la producción de amoníaco y el pH de orina (alcalino), favorece la acción de los agentes bacterianos, generando úlceras o llagas prepuciales que se complican, provocando inflamación y dolor, impidiendo el desvaine en el servicio. Los tratamientos tienen como base antisépticos y cicatrizantes, se eliminan patologías como deformaciones a nivel de prepucio que impidan o compliquen la salida del pene (fimosis).

Luego que se ha revisado el prepucio, se revisa la mucosa interna del prepucio para después desvainar al pene, éste será de color rosado, no presentará secreciones, heridas o mal olor.



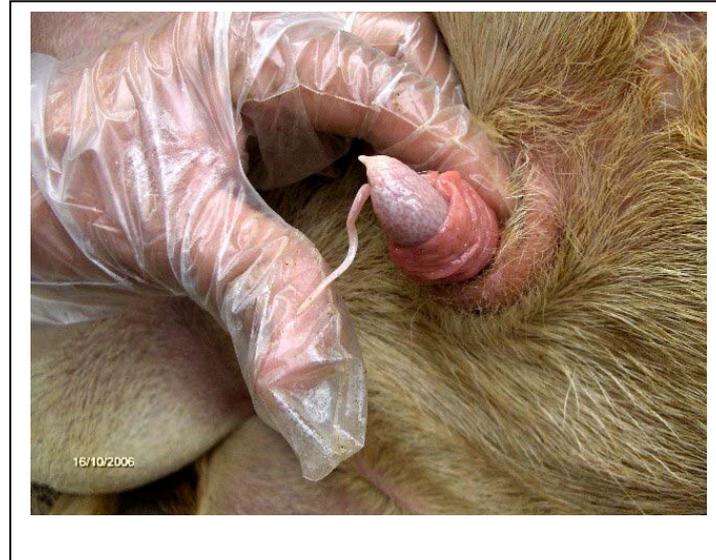
Pene. Tiene dos funciones, la expulsión de la orina y la deposición de los espermatozoides en la vagina. Se divide en cuerpo, glándula y proceso uretral, el cual es extensión de la uretra de unos 3 a 4 cm, gira rápidamente durante la eyaculación y proyecta el

semen en la parte anterior de la vagina de la hembra. Al igual que los demás exámenes se evalúa su color (rosa pálido), que no tenga heridas o alguna otra patología.



En esta imagen se observa que parte de la mucosa interna, así como el glande del pene presentan color rosado, además de que no presenta ninguna secreción mucosa.

En esta imagen la flecha señala el proceso uretral, que está separado del pene con los dedos.



En animales prepúberes; cuando se quiere saber de manera práctica si ya han alcanzado la pubertad, una manera sencilla es desenvainar el pene, si el animal es prepúber el proceso uretral aún está adherido al glande

y éste se libera cuando por efecto de andrógenos se produce una enzima proteolítica.



En la imagen la flecha señala el proceso uretral completamente adherido al glande, correspondiendo a un animal prepúber.



En la imagen se aprecia al proceso uretral iniciando su desprendimiento, la flecha señala al proceso uretral.

Evaluación de la libido y capacidad de monta: En muchas ocasiones el productor y el médico veterinario olvidan, al seleccionar a los sementales, la capacidad de servicio y vigor sexual de éstos, el cual se puede evaluar mediante una prueba de servicio, en ella se expone ante el macho una o dos hembras en celo y se mide el tiempo que tarda en darles servicio, se evalúan los tiempos de reacción, de recuperación, números de servicios y de montas. La falta de voluntad a montar a las hembras puede indicar traumas físicos (miembros anteriores o posteriores), problemas de pezuñas largas o con infecciones, lesiones en el pene, etc. Asimismo, los machos difieren en cuanto a su temperamento y su conducta sexual, ello, sin duda, afecta a su capacidad de servicio, por esto los machos seleccionados son los de mejor comportamiento ante esta prueba, luego que hayan acreditado las pruebas anteriores

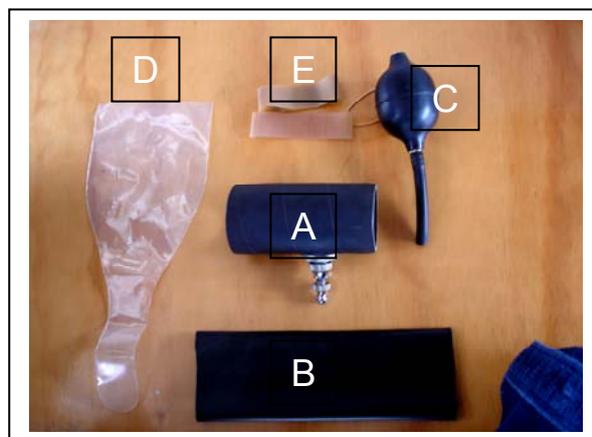
Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno será capaz de realizar una evaluación clínica física del semental, así como un examen del aparato reproductor.

Colección de semen

La colección del semen en pequeños rumiantes tiene ciertas características de manejo que deben de revisarse para realizarla de forma eficiente; en este apartado se mencionarán las diferencias más notables en cuanto a evaluación. Los métodos para la colección de semen en pequeños rumiantes son: a) Electroeyaculación: aplicable a toros, carneros y machos cabríos; b) uso de la vagina artificial: es el más práctico y de mejores resultados.

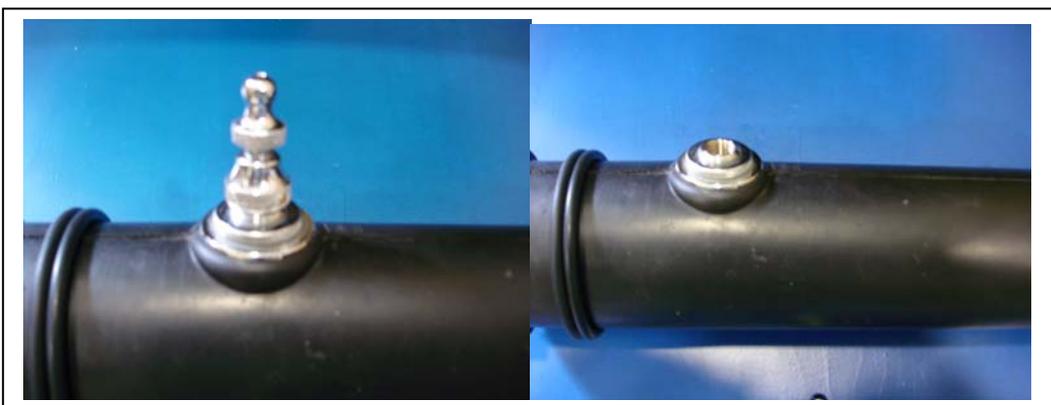
Luego de la evaluación reproductiva del semental, se evalúa el semen; en este contexto, el mejor método para coleccionar al semental es por medio de una vagina artificial, que simula las características de la vagina; se integra así: a) Un tubo rígido con válvula de dos vías; b) látex interno tubular (funda); c) una perilla; e) se puede usar un tubo de centrifuga graduado, una “copita” colectora o un cono de plástico; e) ligas.



Partes de la vagina artificial



La vagina artificial es un tubo rígido de goma o plástico con propiedades aislantes, el tamaño varía de acuerdo con la especie, su longitud es de 20 por 5.5 cm para el carnero y de 15 por 5.5 cm para el macho cabrío, estas diferencias en la longitud se deben a que el pene del macho cabrío es poco más corto. Presenta una válvula de dos vías por la que se introduce agua



caliente y otra donde

de se introduce el aire, que proporciona la presión.

- A. La flecha señala la válvula de dos vías.
- B. La flecha señala la vagina artificial sin válvula por donde se introduce agua caliente.

La funda es un tubo de plástico que conforma el conducto interno, tendrá 4 cm más de longitud que el tubo rígido, pues deberá plegarse sobre éste y fijarse con ligas de goma, dicho procedimiento permitirá la formación de un espacio para el depósito del agua caliente, se recomienda que se utilice una funda seminal



a 6

por

En un extremo de la vagina artificial y con la funda colocada se conectará y se fijará con ligas de goma un cono de látex o plástico y en el extremo distal de éste se conecta el tubo de centrifuga graduado o la “copita colectora”, si no se cuenta con esto se une a dicho extremo un cono de plástico que funge como receptor del eyaculado.



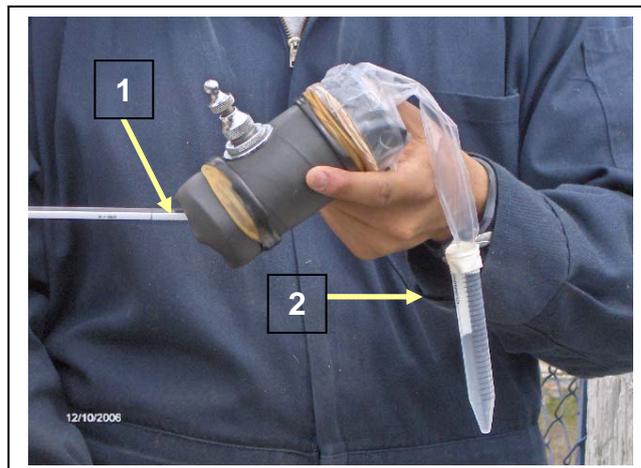
Copa colectora de semen



Cono de plástico

Al estar armada la vagina artificial, se introduce agua caliente a 40°-45°C, luego se introduce aire con la perilla para crear la presión adecuada que permita la entrada del pene (ya que en pequeños rumiantes estos dos estímulos presión y temperatura estimulan al semental para que eyacule), con el propósito de medir la temperatura se introduce un termómetro de columna de mercurio al interior de la vagina artificial. Es de destacar que no se pone en la vagina artificial ningún tipo de lubricante, ya que éstos, por lo general, son espermicidas.

1. Midiendo la temperatura con termómetro.
2. Cono plástico unido a un tubo graduado.



Técnica de colección de semen

La persona que realizará la colección tendrá conocimiento de los procesos y de la conducta del semental antes y durante la monta. De preferencia se utiliza una hembra en celo, si el semental tiene buena libido y se encuentra entrenado se puede utilizar una hembra que no esté en celo; la hembra debe estar sujeta por un técnico o sujeta por una “prensa” de contención.



Operario sujetando a una oveja; en la siguiente imagen se observa a una cabra sujeta a una “prensa”



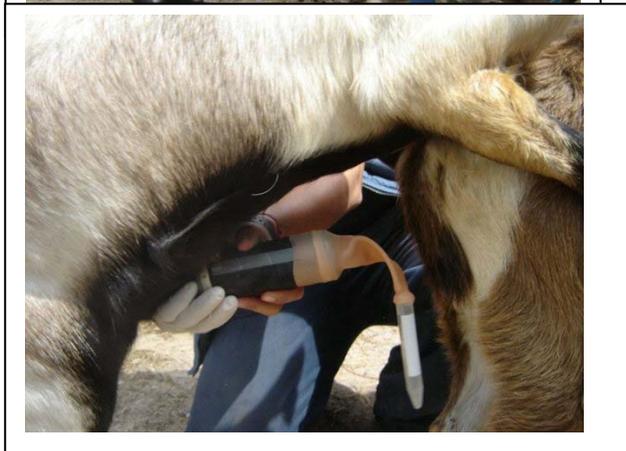
1. El técnico se colocará al lado de la hembra, agachado o en cuclillas mientras el macho olfatea los genitales.



2. El macho desenvaina el pene



3. Cuando el macho monta a la hembra, el técnico toma con una mano enguantada el prepucio y así desvía el pene a la vagina artificial.



4. Cuando el pene está dentro de la vagina artificial el macho realizará movimientos hacia arriba y adelante y realizará el “golpe de riñón” (introducción del pene y arqueamiento de la cabeza hacia atrás, indicando la eyaculación). El macho descenderá de la hembra.



demostrativas).

6. Ya en el laboratorio se procede a evaluar el semen midiendo el volumen directamente del tubo recolector

5. Se coloca la vagina artificial en posición vertical con el tubo recolector en la parte inferior, tapándolo de la luz; esto permitirá que el eyaculado descienda al tubo (en esta imagen no se protegió de la luz por cuestiones



Recolección de semen mediante la técnica de electroeyaculación

La electroeyaculación es un método de elección cuando los machos rechazaron la vagina artificial, no pueden ser adiestrados a ella o se encuentran imposibilitados para realizar la monta. Con este método se obtiene un volumen de eyaculado un poco mayor que el que se obtiene por vagina artificial. Sin embargo, la concentración espermática resulta menor.

Consiste en aplicar sobre el piso de la pelvis, estímulos eléctricos (10-15 voltios) durante 3-8 segundos a intervalos de 7-15 segundos con incrementos en los voltios. El animal se coloca en posición decúbito lateral y por efecto de la estimulación eléctrica el pene se exterioriza por desdoblamiento de la flexura sigmoidea, se pone una gasa detrás del glande y se coloca una copa colector para recolectar la secreción de las glándulas accesorias y luego el semen.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno conocerá las partes de una vagina artificial, la armará correctamente y recolectará el semen de un macho utilizando la misma.

Evaluación del semen

Luego de recolectado el eyaculado, se realiza su evaluación, para ello es necesario conocer ciertas características (Cuadro 1).

Cuadro 1.

CARACTERÍSTICAS DEL EYACULADO DE LOS PEQUEÑOS RUMIANTES

	<i>Carnero</i>	<i>Macho cabrío</i>
Volumen	0.5-2.0 mL (animales maduros) 0.5-07 mL (animales jóvenes)	0.1 mL, con un rango de 0.5 y 1.2 mL.
# spz/eyaculado (concentración)	3.5×10^9 a 6.0×10^9 spz/mL	2.5×10^9 a 5.0×10^9 spz/mL.
Movilidad (%)	70-95	70-95
pH	5.9-7.3	5.9-7.3

Spz = espermatozoides

Carnero

El semen del carnero es de color lechoso o crema pálido. Para el caso de que exista otra coloración, por ejemplo, el color rosado indica sangre, probablemente como consecuencia de una lesión del pene durante la recolección, mientras que el semen con color gris o pardo sugiere contaminación o infección del tracto reproductivo. Los factores que pueden alterar la calidad del eyaculado son edad, estado nutricional, época del año, habilidad del recolector y frecuencia de obtención de muestras.

Macho cabrío

El semen del macho cabrío es de color blanco-grisáceo a amarillo; el color es más variable que el del semen del carnero. De hecho, el matiz varía entre animales, incluso distintos eyaculados del mismo animal.

Los parámetros que se evalúan de un eyaculado son:

- *Macroscópicos*: volumen, color, pH.
- *Microscópicos*: movilidad en masa, movilidad individual, concentración espermática, morfología espermática

Evaluación del pH

Se coloca una gota del eyaculado sobre la tira de pH, se espera unos momentos y se coloca la tira al lado de los diferentes colores que están en la caja para comparar el cambio de éstos en la tira y así determinar el pH.

Caja con tiras para medir el pH

Se coloca una gota en la tira de papel.



Finalmente se compara la tira reactiva con los colores de la caja

Movilidad espermática

La valoración de la movilidad implica la estimación subjetiva de la viabilidad de los espermatozoides. Para su evaluación se utiliza un microscopio de luz (aumento de 4X y 20X). La evaluación de la movilidad de los espermatozoides se realiza con semen puro y diluido. Debido a que la movilidad espermática es en extremo susceptible a las condiciones ambientales (como el exceso de calor o frío), es necesario proteger el semen de agentes o situaciones perjudiciales antes del análisis.

Evaluación de la movilidad en masa o vigor

El semen sin diluir indica el comportamiento de los espermatozoides en su propio líquido de las glándulas accesorias. Se observa en el microscopio de luz en el objetivo de 4X, donde se aprecia en un extremo de la gota del eyaculado una serie de sombras que asemejan “olas” y con base en su vigor se ofrece una calificación.



En el siguiente cuadro se observan unas escalas de valoración del movimiento en masa que son subjetivas, ya que dependen de la experiencia del evaluador y su criterio.

<i>Movilidad del semen en pequeños rumiantes</i>		
Movilidad en masa o vigor	Clasificación	Escala numérica
Movimiento en ola rápido	Muy Bueno (MB)	5
Movimiento en ola lento	Bueno (B)	4
Oscilación generalizada	Regular (R)	3
Oscilación esporádica	Pobre (P)	2
Oscilación casi nula	Muy pobre	1

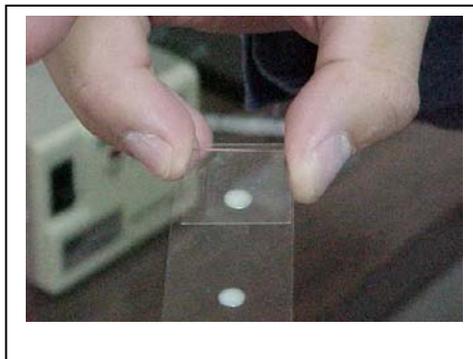
En la escala numérica el valor cero corresponde a que ningún espermatozoide se mueve

También se puede calificar la movilidad en masa expresándola en porcentaje de 0 a 100, siendo el cero un valor de un eyaculado muerto.

Evaluación de la movilidad individual

Para evaluar la movilidad individual de los espermatozoides se coloca en baño María a 35°-37°C solución salina fisiológica (SSF), se toma una pequeña cantidad de semen y se coloca en un portaobjetos, después se pone una gota de SSF sobre la gota de semen y se homogeniza con cuidado, luego se pone el cubreobjetos y se observa al microscopio de luz a 20X; se observa el movimiento de los espermatozoides de manera individual, en diferentes campos, se evalúa que los espermatozoides tengan un movimiento lineal y progresivo para cuando esté realizado, se ofrezca una calificación subjetiva en una escala del 0% al 100%.

Colocación del portaobjetos en semen



diluido.

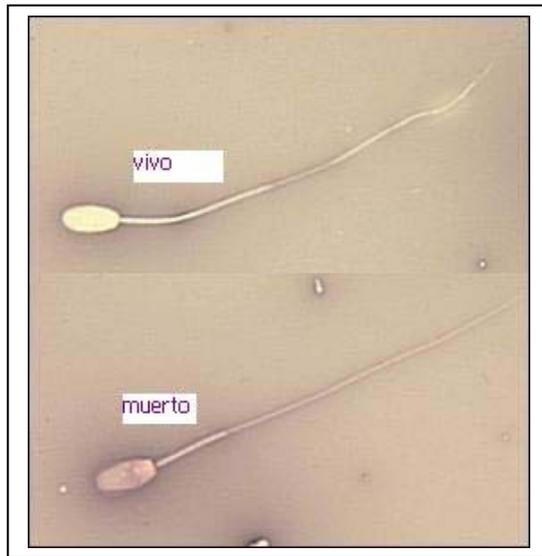
Los parámetros de movilidad individual incluyen:

- Porcentaje de espermatozoide en movimiento (lo normal es que 70%-90% muestren movilidad).
- Porcentaje de espermatozoides con movilidad progresiva (normal 75-90%).
- Velocidad espermática (con base en una escala arbitraria de 0 a 5 [rápida]).

Morfología

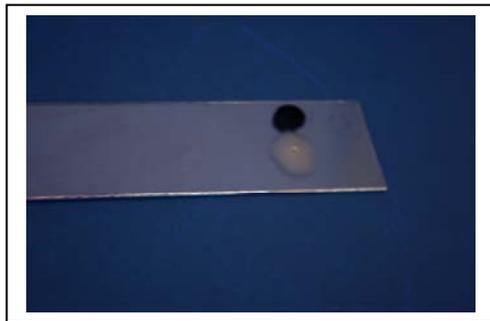
Para evaluar la morfología de los espermatozoides, se tiñe una muestra del semen para observar las anomalías espermáticas; se puede utilizar cualquier tipo de tinción pero la que se recomienda es *eosina-nigrosina*, ya que además de teñir a los espermatozoides, se distinguen a los que ya venían muertos en el eyaculado, éstos se observarán de color rosáceo y los que no estaban muertos se observan translucidos.

Espermatozoide “vivo”, translucido; otro teñido que esta “muerto”, adquieren color porque al estar alterada la permeabilidad de la membrana celular, colorante penetra al citoplasma.

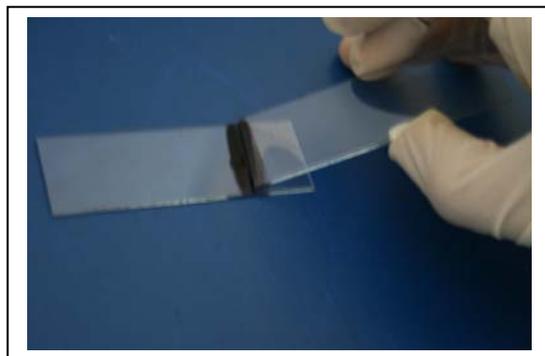


este
el

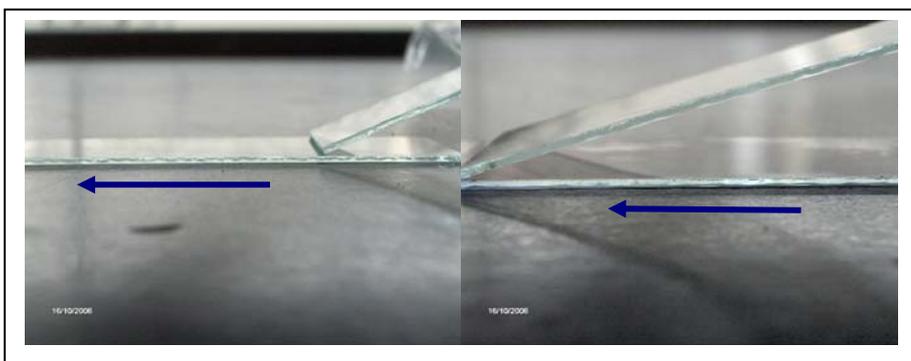
La técnica es muy sencilla para realizar el frotis sólo se necesita poner una gota del eyaculado sobre un portaobjetos, seguida de una gota de eosina-nigrosina; se homogeniza sutilmente, se coloca un portaobjetos que contiene pequeña cantidad del homogenizado sobre otro portaobjetos y se desliza firmemente en una sola dirección, se seca a medio ambiente. En la siguiente secuencia se muestra el procedimiento.



Gota de semen y tinción de eosina–nigrosina, una al lado de la otra.



Homogenizado de ambas gotas



Las flechas indican la dirección del

deslizamiento del portaobjetos que contiene el homogenizado.



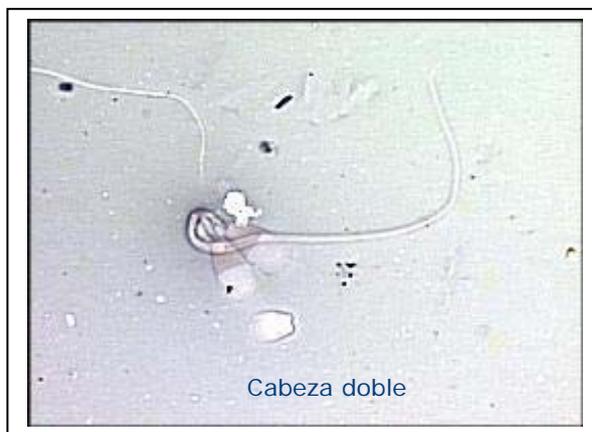
Frotis terminado

Las anomalías se clasifican en primarias o secundarias según el lugar donde se localicen. Las anomalías primarias representan alteraciones de la espermatogénesis (es decir, dentro de los testículos) y pueden ser cabezas dobles, macrocéfalo, microcéfalo, colas enrolladas, colas dobles, gota citoplasmática proximal, etc. En tanto que las anomalías secundarias son inespecíficas y ocurren durante el tránsito por epidídimo (gota citoplasmáticas mediales, distales, colas rotas, etc.), el siguiente cuadro describe las anomalías espermáticas más comunes.

<i>Morfología espermática</i>	
Morfología mínima recomendada: 70% de células normales	
<p>Anormalidades espermáticas primarias</p> <ul style="list-style-type: none"> • Subdesarrollados • Cabezas o colas dobles • Defectos acrosomales (acrosoma en 	<p>Anormalidades espermáticas secundarias</p> <ul style="list-style-type: none"> • Gotas citoplasmáticas, mediales y distales

<p>botón)</p> <ul style="list-style-type: none"> • Microcéfalos • Macrocéfalos • Cabezas angostas • Defecto cráter/diadema • Cabezas pequeñas anormales • Cabezas sueltas anormales • Piezas medias anormales • Gotas citoplasmáticas proximales • Flagelos plegados o enrollados • Flagelo accesorios 	<ul style="list-style-type: none"> • Flagelo doblado simple • Terminación del Flagelo plegado <p>Otras células</p> <ul style="list-style-type: none"> • Células epiteliales • Eritrocitos • Células precursoras de esperma • Células redondas • Glóbulos blancos
--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

Espermatozoide con dos cabezas..

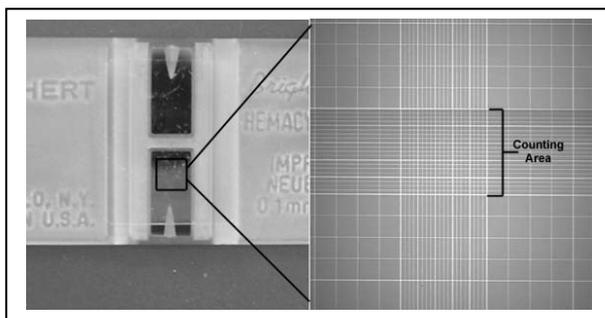


Los machos tienen más del 70% de espermatozoides con morfología normal. Las anomalías primarias deben constituir menos del 10% y las secundarias menos del 20% de espermatozoides defectuosos, incluidos 5% de espermatozoides muertos.

Concentración espermática

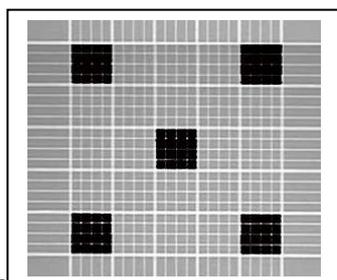
Este procedimiento se realiza con la cámara de Neubauer y se utiliza la pipeta cuenta-glóbulos rojos, la concentración espermática en el carnero es de 3.5×10^9 a 6.0×10^9 espermatozoides/mL y en el macho cabrío 2.5×10^9 a 5.0×10^9 espermatozoides/mL.

Se hace una dilución 1:400 en la pipeta cuenta glóbulos rojos, se llenan ambas cámaras, se hace el conteo por cada cámara buscando su centro, para localizar un cuadro central subdividido en 25 cuadros, éstos se subdividen en 16 cuadros.



Cámara donde se localiza el cuadro central dividido en 25 cuadros.

Se cuentan los cuatro cuadros de las esquinas y el central, que están subdivididos en 16 cuadros (señalados en la figura), ahí se cuentan los espermatozoides.



Para la concentración espermática se multiplica el número de espermatozoides por la superficie contada por el factor de dilución.

Finalmente, destaca que los tres parámetros más importantes, relacionados con la fertilidad del semental son: Concentración espermática, número de espermatozoides con movimiento progresivo, porcentaje de espermatozoides morfológicamente normales.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno será capaz de evaluar la movilidad en masa y la movilidad progresiva, además de que realizará frotis con esosina-nigrosina e identificará las anomalías primarias, secundarias y los espermatozoides muertos. Finalmente realizará la concentración espermática a través del conteo en la cámara de Neubauer.

Metodología para la elaboración de diluyentes y congelamiento de semen.



El conocimiento de la calidad del eyaculado de un semental permite estimar las probabilidades de éxito en su uso, para diluirlo y así refrigerarlo o congelarlo; un eyaculado de baja calidad se relaciona con bajos porcentajes de gestaciones con producción de pocos corderos o cabritos. En la actualidad evaluar el semen brinda

posibilidades de aplicación y “exigirá” un manejo diferente para utilizarlo, refrigerado o congelado.

Sin embargo, para criopreservar el semen se debe ser más estricto en la evaluación y sólo deben procesarse los eyaculados que presenten más de 85% de espermatozoides normales y movilidad progresiva con vigor excelente, esto se debe a que se estima que entre 40% y 50% de la población de espermatozoides no sobrevive al proceso de congelación-descongelación; asimismo, parte de la población de espermatozoides que sobreviven habrán sufrido daños que los convierten en incapaces de fecundar. Adicionalmente en la mayoría de los mamíferos se halla un antioxidante que protege a los espermatozoides de la oxidación al tener contacto con el medio ambiente.

De ahí la importancia de contar con un excelente eyaculado que contenga el número suficiente de espermatozoides vivos y competentes después del procedimiento de refrigeración o descongelación, capaz de obtener alta probabilidad de fertilización. Por tanto, al semen se le debe incorporar de forma casi inmediata un diluyente ideal para disminuir ese deterioro. Dicho diluyente contendrá diferentes sustancias que favorezcan la preservación de las células y reduzcan o detengan el metabolismo del espermatozoide y prolonguen su vida fértil. Se considera que un número promedio adecuado de espermatozoides en el carnero y en el macho cabrío al descongelado capaz de fertilizar es de 300×10^6 en un volumen de 0.5 a 0.25 mL.

Un factor importante a considerar es la diferente sensibilidad a los procesos de refrigeración o congelación que poseen los espermatozoides de los diferentes machos; esta variación puede ocurrir entre eyaculados según la nutrición, el tiempo de descanso entre eyaculados, edad, peso, condición corporal, etc., estas diferencias son factor importante en la elección del protocolo de refrigeración o de congelación seleccionado para obtener buenos resultados.

Un diluyente idóneo es el que proporciona al espermatozoide:

- ◆ Energía y nutrimentos.
- ◆ Acción amortiguadora del pH para compensar los cambios debidos a la formación de ácido láctico.
- ◆ Protección contra el enfriamiento rápido y el choque térmico.
- ◆ Mantener una presión osmótica óptima y el balance de electrolitos en el medio.
- ◆ Inhibir el crecimiento de microorganismos patógenos.
- ◆ Incrementar el volumen original para que el semen se use en más animales.
- ◆ Económico.
- ◆ Fácil adquisición.
- ◆ Lo realice personal calificado.

Elaboración un diluyente para semen refrigerado



Antes que nada, se evalúa el semen en sus parámetros, con un microscopio óptico para saber si éste es de excelente calidad, lo realizan varias personas a la vez, así se optimiza el tiempo en su manipulación.



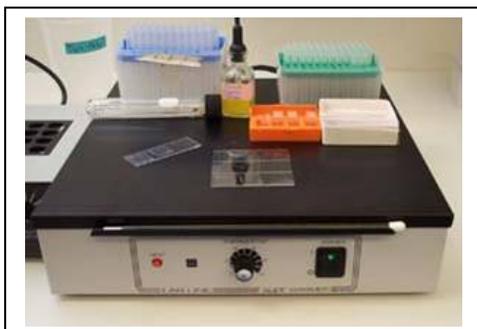
Después se coloca en baño María, a 30°C y 35 °C, igualando la temperatura con el diluyente a utilizar, que debió prepararse y colocarse en baño María media hora antes de la dilución.

Fórmulas de diluyentes para semen refrigerado

Leche (ultrapasteurizada y descremada, Light) * De cualquier marca *

Se colocan 100 mL de leche en un matraz de cristal y se le adicionan estreptomicina 0.005 g y penicilina 0.006 g y se coloca en baño María entre 30°C y 35°C, luego se realiza en otro matraz la dilución con el eyaculado, se recomienda realizar una dilución 1:3 o 1:4 (una parte de eyaculado por 3 o 4 de diluyente) siempre adicionando el diluyente al semen y desliziéndolo lentamente por la pared de recipiente.

La dilución dependerá del grado de concentración espermática que contenga el eyaculado; por ejemplo, se recomienda hacer una dilución 1 en 5.



Es importante mencionar que este matraz, así como todo el material a usar, deberá estar en una termoplatina a la misma temperatura del semen y del diluyente.

Luego de hecha la dilución, se envasará el eyaculado en viales de color ámbar con volumen de 1 a 3 mL. Se tapará cada frasco y se realizará la curva de enfriamiento (bajar la temperatura de 35°C a 4°C en cuatro horas) colocando los viales sobre una hoja de unicel y una caja de plástico y metiéndolos al refrigerador en la parte inferior.



Viales en la caja de plástico en el refrigerador, se verifica la temperatura con termómetro.

Con este método el semen se conserva, en promedio, de dos a tres días, ya que la lactosa que posee la leche le proporciona la crioprotección necesaria.

Con este diluyente podemos transportar el semen en los viales en termos de transporte, como se muestra en la figuras.



Equitainer



Caja de transporte de semen refrigerado con un refrigerante

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno será capaz de realizar una dilución de semen con medio para refrigeración.

Elaboración de diluyentes para congelamiento de semen

A pesar de la complejidad del eyaculado, los diluyentes de uso común para el semen están constituidos por ingredientes que se agrupan por su origen (naturales y sintéticos) o por la función que desempeña en el diluyente (amortiguadores del pH, nutrimento o ambos).

Amortiguadores orgánicos: hidroximetil amino-metano (TRIS), N-Tris hidroximetil-metilaminoetanosulfónico ácido (TES), N-2-Hidroxietilpiperazina-N-2 etanosulfónico (HEPES) y 3-(N. morfolino) ácido propano sulfónico (MOPS). Éstos han demostrado mejor capacidad amortiguadora, además de poca toxicidad para el semen. Estos amortiguadores actúan penetrando a la célula y evitando cambios intracelulares del pH además de incrementar la tolerancia de las células a un aumento intracelular de cationes monovalentes. Para el caso de los pequeños rumiantes, los más utilizados son el TRIS y MOPS.

Grupo de energéticos: se encuentran en este grupo principalmente los azúcares, cuya función primordial es proporcionar energía endógena, componente osmótico y como agentes crioprotectores.

Los espermatozoides, como otras células, son capaces de metabolizar los hidratos de carbono, mediante un mecanismo oxidativo o aeróbico (del cual quedan como metabolitos CO_2 y H_2O_2), o por un mecanismo anaeróbico (degradación incompleta), produciéndose ácido láctico.

Los monosacáridos, como la glucosa y la fructuosa, son fácilmente metabolizados, lo cual se transforma en motilidad; aunque muchos autores mencionan que la fructuosa induce un patrón de motilidad más rápido y lineal en comparación con la glucosa. Sin embargo, los espermatozoides que fueron incubados con medios a base de glucosa presentan movilidad hiperactivada.

Aunado a estas propiedades energéticas, algunos disacáridos, como la lactosa y la trialosa, tienen efecto crioprotector ya que interactúan con la membrana de las células, a nivel de las ligaduras de hidrógeno de los grupos hidroxilo.

Yema de huevo: La inclusión de este ingrediente al diluyente confiere protección contra el choque por frío, estabilizando las membranas espermáticas. En 1979, Watson demostró que una lipoproteína de baja densidad es el factor activo, sea la que se una directamente a la membrana plasmática del espermatozoide durante el proceso de refrigeración y luego al de congelación. También se ha informado que la yema de huevo reduce la frecuencia de cambios en el acrosoma, reduciendo la pérdida de enzimas y de las piezas medias. Sin embargo, para el caso del macho cabrío este ingrediente resulta contraproducente, ya que existe una enzima producida por las glándulas bulbouretrales (fosfolipasa A) que al contacto con las lecitinas de la yema de huevo, las hidroliza

coagulándolas y provocando un efecto tóxico directo sobre el espermatozoide; no obstante, este efecto negativo puede ser reducido mediante la separación del plasma seminal por centrifugación o en su defecto disminuyendo la concentración de la yema de huevo.

Crioprotectores: Estas sustancias son incorporadas cuando el semen va a ser congelado; dentro de este grupo se encuentra el glicerol, dimetilsulfoxido (DMSO), etilenglicol, propanodiol, butanadiol y metanol. El más usado es el glicerol cuya función principal es regular el flujo de agua, controlando así la deshidratación, minimizando el efecto de la solución que es uno de los puntos difíciles del proceso de congelación.

También hay evidencias que el glicerol se liga a los grupos hidrofílicos de cabeza de los fosfolípidos, regulando la fluidez de las membranas y de las proteínas y causando un agrupamiento de las partículas intermembranas. Además, el glicerol tiene la particularidad de que permite la formación de cristales de hielo en forma de capas, en vez de agujas que cortan al espermatozoide lisándolos y provocando su muerte. Una concentración idónea para semen congelado en ovinos sería de 4% a 10%, la cual representa un perfecto equilibrio entre los efectos crioprotector y tóxico.

El mejor efecto del glicerol como crioprotector se ejerce cuando el semen diluido es sometido al proceso de cristalización (-10 a -15°C). Aunque muchos investigadores aseguran que el éxito del procedimiento de congelación se obtiene cuando el glicerol se adiciona al diluirse el semen a 4.5°C, en vez de 10°C. Se obtienen los mejores resultados cuando existe un intervalo entre la adición del glicerol y el inicio de la congelación, a esa etapa se le denomina periodo de equilibrio.

Antibióticos: la adición de éstos evita un crecimiento bacteriano, cuando el semen se ha diluido, las combinaciones más usadas al respecto son a base de penicilina y estreptomycin, estos antibióticos tienen amplio espectro, además de que no son tóxicos para los espermatozoides.

Leche: la leche es un líquido orgánico con propiedades biológicas para la conservación de los espermatozoides, pues posee capacidad amortiguadora, bactericida, viscosidad adecuada, abundancia de carbohidratos que son utilizados para proporcionar energía, además de lactosa que le confiere su propiedad crioprotectora, para usarla se recomienda que ésta sea descremada y baja en grasa, de preferencia light.

A continuación se describe el procedimiento para realizar un diluyente a base de tris-yema de huevo, que son los ingredientes más usados y obtenido mejores resultados.

FÓRMULA DE DILUYENTE TRIS-YEMA DE HUEVO

Tris	4.361 g
Glucosa	0.6 g
Ácido cítrico	2.388 g

Estreptomicina	0.005 g
Penicilina	0.006 g
Glicerol	4.0 mL
Agua bi o tridestilada	100 mL
Yema de huevo	20 mL



Se pesan los ingredientes en una balanza.



Se mide el agua bidestilada en una probeta y luego se vacía en un matraz graduado.



Se pesan uno tras otro los ingredientes por separado y se adicionan al agua bidestilada uno

a uno. Al adicionar los ingredientes, se espera que se disuelvan antes de agregar otro.

Cuando se han disuelto todos los ingredientes (en forma de sales), incluidos los antibióticos, se adiciona yema de huevo al medio, la manera de adicionarla es la siguiente:



Los huevos deben de ser frescos, se procede a lavarlos con agua tibia y detergente neutro y se enjuaga con abundante agua corriente y después con agua bidestilada, con la finalidad de eliminar de la superficie agentes contaminantes como heces o sangre.



Posteriormente se enjuagan con alcohol al 70% para eliminar restos de detergente y se les seca con papel absorbente.

Luego se parten los huevos y se retira con cuidado la mayor cantidad de clara, evitando que en los contornos del cascaron existan puntas o aristas que lastimen a la yema en el momento de sacarla.





Después se coloca la yema sobre papel filtro estéril y se rueda para quitar los excesos de clara.

jeringa graduada estéril, se punciona (sin aguja) la yema con cuidado y se toma la cantidad deseada, se procurará no incluir membrana vitelina en este proceso.



Con una

la



La yema de huevo se adiciona lentamente al medio con los otros ingredientes, se homogeniza con delicadeza y se tapa el recipiente y se introduce al baño María.

Diluyente Tris-yema de huevo en baño

35°- 37°C.



María a



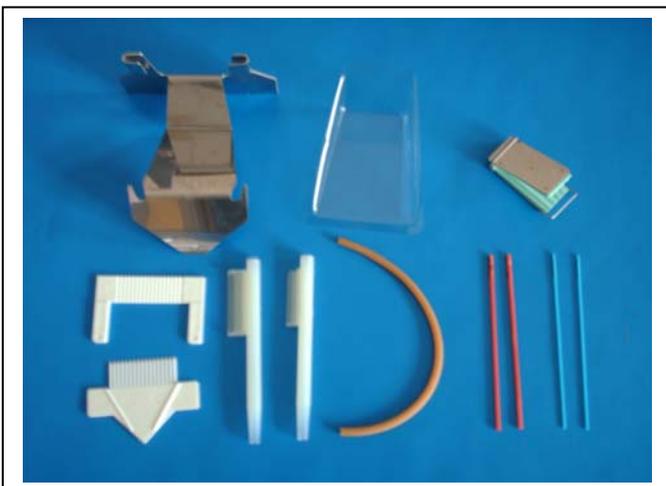
Se hace una dilución inicial 1:1 y se coloca esta dilución en el refrigerador a 5°C, colocado el recipiente con la dilución en un vaso de precipitado con agua a 30°C para que se realice el periodo de equilibrio. También en ese vaso con agua se coloca el resto del diluyente, al cual se le habrá adicionado el

glicerol y descienda la temperatura gradualmente hasta 4°C en un periodo de 2 a 4 h.

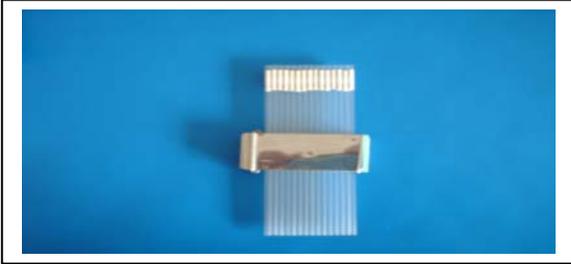
Después de las dos horas del periodo de equilibrio se añade el resto del diluyente con glicerol al semen ya diluido y se espera 30 min más, luego se empajillará.

congelamiento de semen en pajillas

La fertilidad obtenida siguiendo un programa de inseminación artificial con semen congelado está limitada por la deficiencia de los procedimientos de congelación para mantener la capacidad fertilizante del espermatozoide durante su tránsito por el cérvix, con ello disminuye el número de espermatozoides que alcanzan el oviducto. Con la implementación de la inseminación artificial por laparoscopia en los pequeños rumiantes, la barrera natural que representa el cérvix ha sido superada al depositar el semen denle el lumen uterino. Además, con la inseminación intrauterina se ha renovado el interés por la congelación de semen, ya que reduce la cantidad de espermatozoides por dosis para obtener niveles óptimos de fertilidad. En la inseminación cervical es necesaria una concentración mínima de 60 millones de espermatozoides móviles en volumen de 0.05 a 0.20 mL, mientras que para la inseminación intrauterina por laparoscopia se utilizan 20 millones de espermatozoides móviles en volumen de 0.05 a 0.1 mL.

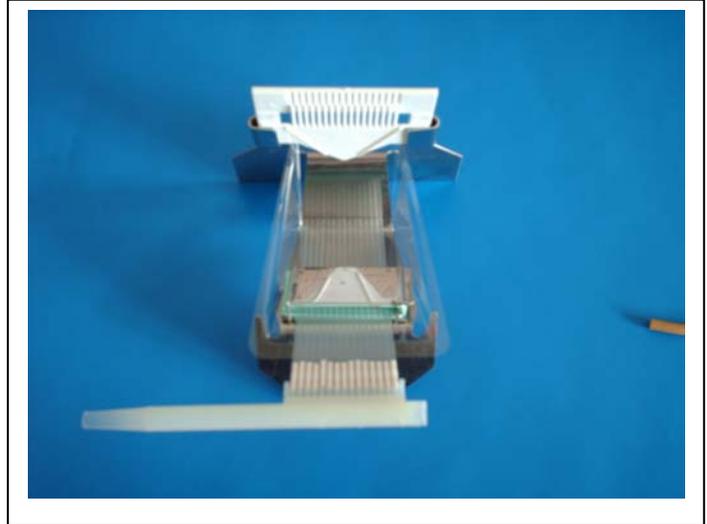


Material para empajillado. Éste estará a 4°C para evitar daño al semen diluido.



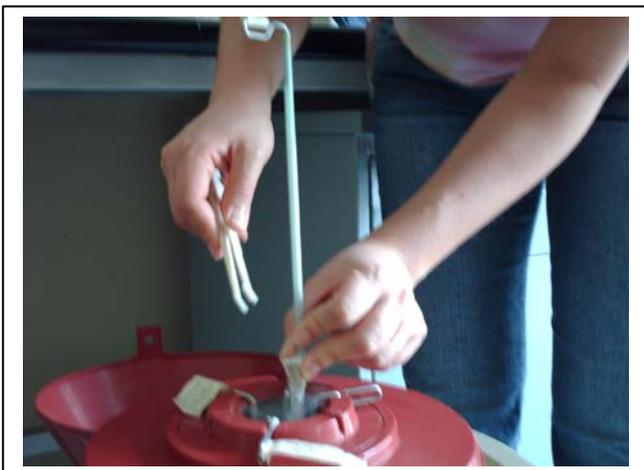
Pajillas de 0.5 mL.

Llenado de pajillas.



Al llenarse las pajillas, para su congelación se utilizará una caja de unicel con nivel de nitrógeno líquido de 3 cm de altura y serán colocadas durante ocho minutos a una 10 cm sobre dicho nivel. Una vez congeladas se introducirán al nitrógeno líquido a -196°C contenido en la caja, luego se introducirán en el termo.

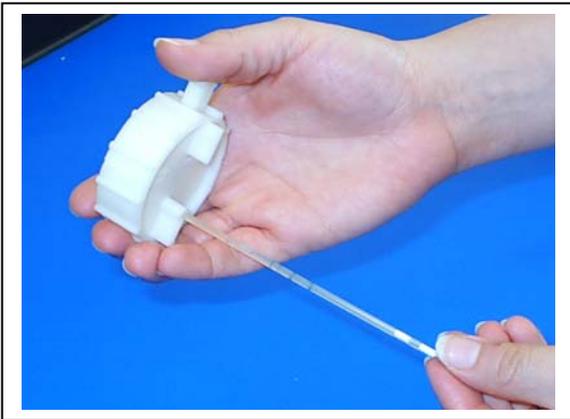
Descongelamiento de pajillas



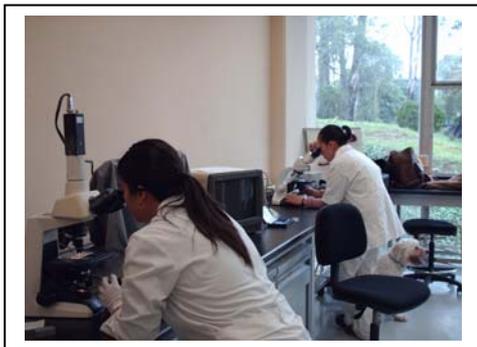
Para la evaluación del semen a la descongelación, podrán tomarse una o dos pajillas.



Las pajillas se colocarán en baño María a 37°C durante 20 segundos.



Se sacan del baño María y se secan con papel absorbente, se corta el extremo sellado con alcohol polivinílico.



Luego de la descongelación se tomará una gota de las muestras del semen y se colocará en portaobjetos calentado previamente a 37°C en termoplatina, evitando así variaciones en la temperatura del semen descongelado antes de ser observado y evaluado en el microscopio.

Congelación de semen en pellets o pastillas

Una de las formas más comunes de congelar semen de carnero es la preparación de pellets en hielo seco o en pajillas mediante vapores de nitrógeno líquido, con ello se obtiene congelación inicial de entre -72 y -79°C, ambos métodos son rápidos y permiten buena recuperación de espermatozoides móviles al descongelado.

A pesar de que se ha probado gran cantidad de diluyentes para la congelación del semen en pequeños rumiantes, no existe un consenso acerca de cuál proporciona mejores resultados al descongelar, siendo los diluyentes a base de tris-yema de huevo o de lactosa-yema de huevo los más utilizados.

Algunos autores han encontrado que cuando se usa el diluyente a base de tris-glucosa-yema de huevo, se obtienen buenos resultados al descongelar y buena fertilidad a la inseminación. Sin embargo, el diluyente lactosa-yema de huevo, ampliamente usado para congelar el semen bovino, equino, suino y ovino, al contener un disacárido (lactosa) es bastante efectivo para proteger a los espermatozoides, pues reduce la temperatura de cristalización durante al congelamiento.

Se ha comprobado que mientras mayor concentración espermática por volumen contengan los pellets o las pajillas, la motilidad posdescongelamiento disminuirá, pues quizá los ingredientes del diluyente no son suficientes para proporcionar adecuado aporte nutricional y de protección al espermatozoide durante la congelación, por lo que esto último habrá de considerarse al calcular el número de dosis a obtener de cada eyaculado.



Metodología congelación de semen en pellets o pastillas

Después de la obtención, el semen se colocará en baño María a 30°C y 35°C, igualando la temperatura con la del diluyente a utilizar, que habrá sido preparado y colocado en baño María por lo menos media hora antes de la dilución.

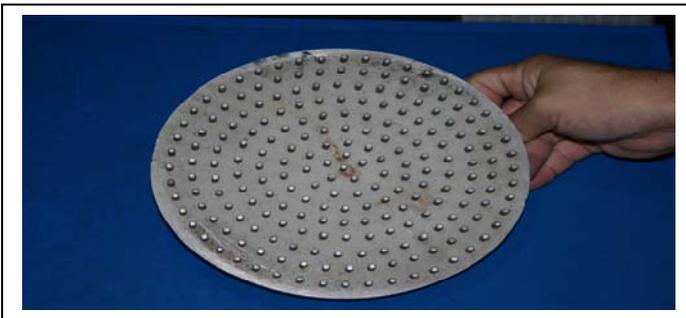


El semen se diluye a una proporción 1:1, una vez diluido podrá ser contenido en un tubo de centrifuga y colocado en un vaso de precipitado con agua a 37°C, al igual que el resto del diluyente, el cual contiene el glicerol para luego guardarlo en el refrigerador a 5°C, donde permanecerá dos horas (tiempo de equilibrio). Cada hora se le adicionará al semen diluido el resto del diluyente que contiene el glicerol.

Después de las dos horas del periodo de equilibrio, se elaborarán los pellets haciendo pequeñas perforaciones sobre una placa de hielo seco.



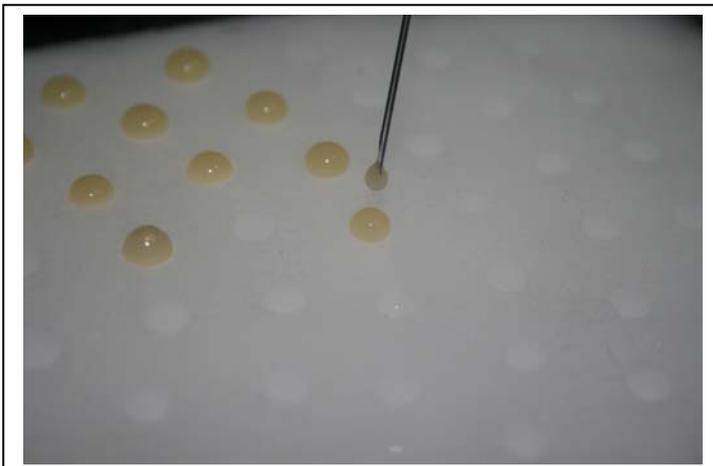
Bloque de hielo seco



Placa metálica con la que se perfora el hielo seco.



Perforación del bloque de hielo seco.



Con una jeringa para insulina y con una aguja del número 18 y procurando no tocar la superficie del hielo seco, se depositan 0.1 mL de semen diluido en cada orificio.



nitrógeno líquido a -196°C .

Aproximadamente después de 5 minutos, los pellets se congelarán y se les formará una escarcha en la superficie, ello indica que el proceso de congelación se llevó a cabo, se tomarán con pinzas para ser depositados directamente en un gobelet, previamente identificados, para ser finalmente introducidos en el termo con



Almacenamiento en el termo de nitrógeno líquido.

La descongelación de los pellets podrá realizarse en pequeños viales de vidrio conteniendo un volumen de 0.15 mL de solución salina fisiológica, para obtener un volumen total de 0.25 mL al descongelarse el pellet, manteniéndolos en baño María a 37°C durante 10 a 15 segundos, tiempo que tardará en descongelarse el pellet.

Habilidades y destrezas a desarrollar

Al finalizar, el alumno será capaz de realizar un medio para refrigerar y congelar semen, además de poder congelar semen en pajillas y en pellets.

Anexos fórmulas para elaborar diluyentes:

Diluyentes para semen fresco

1. Vellón dorado

Citrato de sodio	2.8 g
Ácido cítrico	0.8 g
Estreptomina	0.005 g
Penicilina	0.006
Agua bi o tridestilada, o desionizada	100.0 mL

2. Leche (ultrapasteurizada y descremada -Light) * De cualquier marca *

Diluyentes para semen congelado (pajillas o pellets)

1. Tris-glucosa-yema de huevo

Tris	4.361 g
Glucosa	0.6 g
Ácido cítrico	2.388 g
Estreptomina	0.005 g
Penicilina	0.006 g
Glicerol	6.0 mL
Agua bi o tridestilada, o desionizada	76.0 mL

* Por cada 10 mL de la solución anterior, agregar 2.2 mL de yema de huevo *

2. Lactosa-yema de huevo

Lactosa	5.5 g
Agua bi o tridestilada, o desionizada	aforar a 50.0 mL

* De esta solución al 11%, agregar por cada 7.4 mL:

Estreptomina	0.005 g
Penicilina	0.006 g

Glicerol	0.6 mL
Yema de huevo	2.0 mL

Entre de los ingredientes útiles en un diluyente para semen, es de importancia mantener porcentajes de glicerol entre 4% y 8%, debido a que mayor proporción podrá ser tóxica para los espermatozoides. De la misma manera, altas concentraciones de yema de huevo en el diluyente actuarán de manera desfavorable sobre la motilidad y la fertilidad, ya que en la yema de huevo se encuentra una enzima llamada lecitina, la cual, al ser hidrolizada a liolecitinas y ácidos grasos, provoca cambios degenerativos en la estructura acrosomal del espermatozoide, ello se evitará incluyendo un porcentaje no mayor a 20 puntos.

Literatura recomendada

1. Eiman M, Aboagla E, Terada T. Effects of egg yolk during the freezing step of cryopreservation on the viability of goat spermatozoa. *Theriogenology* 2004; 62: 1160–1172.
2. Holt WV. Basic aspects of frozen storage of semen. *Anim Reprod Sci* 2000; 62: 3–22.
3. Salamon WM, Maxwell C. Storage of ram semen. *Anim Reprod Sci* 2000; 62: 77-111.
4. Salvador I, Yaniz Viudes-de-Castro MP, Gómez EA, Silvestre MA. Effect of solid storage on caprine semen conservation at 5 8°C. *Theriogenology* 2006; 66: 974–981.
5. Spitzer J. Evaluación de la salud reproductiva del toro: estado actual. Department of Animal and Veterinary Sciences, Clemson University, Clemson, South Carolina, USA. In: *Topics in Bull Fertility*, P. J. Chenoweth
 Publisher: International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA. 2000

ANEXOS



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
 FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
 DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN



DATOS GENERALES

Nombre del Propietario: _____
 Nombre del semental: _____ Raza: _____
 Número de identificación: _____
 HISTORIA CLÍNICA _____

Fecha: _____
 No. de caso: _____
 Teléfono: _____
 Edad: _____

Fecha de última monta o Insem. Artíf: _____

EVALUACIÓN DE GENITALES EXTERNOS

	Derecho		Izquierdo	
	Normal	Anormal	Normal	Anormal
TESTICULO				
Asimetría				
Consist.				
Tamaño				
EPIDIDIMO				
Asimetría				
Consist.				
Tamaño				
	Normal	Anormal		
PENE				
PREPUCIO				

EVALUACIÓN DE LIBIDO

Capacidad de eyaculado:

Excelente: _____

Buena: _____

Regular: _____

Mala: _____

EVALUACIÓN DE SEMEN

	Valores de Referencia
Volumen	0.5- 2.0 ml
Color	_____
Olor	_____
pH	6 a 7
% Movilidad	≥ 75%
% Muertos	≤ 5%
% espermatozoides normales	_____
% Anormalidades 1rias.	_____
% Anormalidades 2rias	≤ 20%
Concentración	≥ 3000millones

OBSERVACIONES:

DIAGNÓSTICO: _____

 NOMBRE Y FIRMA DEL RESPONSABLE

Evaluacion de Semen Descongelado

Propietario: _____ Fecha: _____
Dirección: _____ Teléfono: _____
Nombre del Animal: _____ Raza: _____
Fecha de Congelado: _____ Diluyente: _____
Congelado como: Pajilla: _____ Pellet: _____
Tiempo de Descong: _____ Temperatura de Descong: _____

VIABILIDAD POSTDESCONGELADO

% Movilidad Progresiva: 0 hrs: _____

Vigor (0 a 5): 0 hrs: _____

% Acrosomas Intactos: 0 hrs: _____

% espermatozoides aglutinados: _____

Anormalidades
Secundarias

MORFOLOGÍA

Normales: _____

Anormalidades
Primarias

CONCENTRACIÓN

Total de espermatozoides por dosis: _____ Satisfactorio: _____

Espermatozoides móviles por dosis: _____

EVALUACIÓN DEL SEMEN POST DESCONGELADO

No Satisfactorio: _____ Cuestionable: _____

OBSERVACIONES:

Fecha:

Firma:

PRUEBA DE EJECUCIÓN O PRÁCTICA DE VAGINOSCOPIA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN

MATERIA: PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES. PROFESOR: MVZ MPA J. ALBERTO BALCAZAR SANCHEZ

ALUMNO: _____

PERÍODO: _____ **FECHA:** _____

Procedimiento	Evaluación de genitales externos e internos (vaginoscopia)		
Objetivo: Evaluar la salud reproductiva de las hembras para seleccionar e identificar reproductores potencialmente fértiles.	Aplicar los conocimientos adquiridos en la materia de reproducción sobre evaluación de hembras		
Descripción del objetivo: Revisión de los genitales: vulva, vagina y cervix realización de la técnica de vaginoscopia	El estudiante debe de examinar la vulva, vagina y el cervix de las hembras aplicando las medidas de contención física, procedimientos de higiene y antisepsia adecuados así como de seguridad ; además de escoger el equipo adecuado para su realización: guantes de látex, jabón neutro, agua, gasas, vaginoscopios para animales primarios y adultos, lubricantes, lámparas etc.		
Determinación de las categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la examinación de genitales. Se le asigno un una puntuación a cada una de ellas.	<p>Categoría puntuación asignada</p> <p>Aplicación de conocimientos A 6</p> <p>Utilización del equipo B 4</p> <p>Normas de antisepsia C 3</p> <p>Normas de seguridad D 2</p> <p>Evaluación final y Localización del cervix E 1</p>		
	<u>Pasos de proceso</u>	categoría	puntuación
	1.- Sujeción física de los animales	A B D	6 4 2
	2.-Inspección de genitales externos (vulva)	A B C D	6 4 3 2
	3.- selección de equipo adecuado (vagoscopios para hembras adultas y jóvenes), lubricantes, aplicadores, antisépticos	A B C D	6 4 3 2
	4.- Introducción adecuada del vaginoscopio e inspección de la vagina y localización del cervix.	A B C D E	6 4 3 2 1
	Puntaje total		58

--	--	--	--

PASOS DEL PROCESO	CATEGORIAS	PTOS DE LA PBA	PTOS OBTENIDOS	OBSERVACIONES
1.- Sujeción física de los animales	A B D	6 4 2		
2.-Inspección de genitales externos (vulva)	A B C D	6 4 3 2		
3.- selección de equipo adecuado (vagoscopios para hembras adultas y jóvenes), lubricantes, aplicadores, antisépticos	A B C D	6 4 3 2		
4.- Introducción adecuada del vaginoscopio e inspección de la vagina y localización del cervix.	A B C D E	6 4 3 2 1		
TOTALES		58		

PARA OBTENER LA CALIFICACIÓN SE REALIZA LA FORMULA:

PTOS OBTENIDOS X 100

$\frac{\text{PTOS DE LA PBA}}{\text{PTOS DE LA PBA}}$

LISTA DE CORROBORACIÓN PARA EVALUAR LA DESTREZA EN LA EVALUACIÓN DE SEMEN

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN**

PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.

ALUMNO: _____

PERÍODO: _____ **FECHA:** _____

SECUENCIA DE LAS ACCIONES

COMPORTAMIENTO DEL ESTUDIANTE(habilidades y destrezas a desarrollar)	Si	No
1.- Maneja adecuadamente el semen (evita cambios bruscos de temperatura, lo protege de la luz)		
2.- Evalúa del semen color, olor, volumen, pH		
3.- Pone la termoplatina a 37°C		
4.- Coloca el siguiente material: portaobjetos, cubreobjetos, pipetas pasteur en la termoplatina		
5.- ¿Coloca una gota de semen sin diluir para evaluar motilidad en masa?		
6.- ¿Coloca el portaobjetos con el semen en el objetivo de 4x?		
7.- ¿Diluye el semen con SSF a 37°C para evaluar motilidad individual?		
8.- ¿Evalúa el semen diluido en los objetivos de 4x y 20x?		
9.- ¿Durante la evaluación del semen lo mantiene en baño María a 37°C y lo protege de la luz?		
10.- ¿Realiza la tinción de eosina-nigrosina adecuadamente, para evaluar morfología?		
11.- ¿Para la realización de la concentración espermática utiliza la pipeta roja de la cámara Neubauer?		
12.- ¿Coloca semen hasta 0.5ml en la pipeta cuenta glóbulos rojos de la cámara de Neubauer y después hasta 1.0 ml de formalina?		
13.- ¿Después de homogenizar el semen con la formalina tira las 3 a 5 primeras gotas?		
14.- ¿Coloca adecuadamente el semen en las 2 cámaras y va avanzando de objetivo para contar los 5 cuadrantes?		
15.- Una vez terminado el conteo espermático da adecuadamente la concentración		

Número de destreza
y habilidad

Observaciones

Destrezas en las que el estudiante necesita mayor adiestramiento		
------------------------------------------------------------------	--	--

PRUEBA DE EJECUCIÓN O PRÁCTICA DETECCIÓN DE CALORES
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN
PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.

ALUMNO: _____

PERÍODO: _____ **FECHA:** _____

Procedimiento	Detección de hembras en celo: colocación del mandil y signos de estro (inmovilidad a la monta).														
Objetivo: Evaluar los signos de estro de las hembras para seleccionar e identificar reproductores potencialmente fértiles.	Aplicar los conocimientos adquiridos en la materia de reproducción sobre detección de calores														
Descripción del objetivo: Revisión de las diferentes técnicas de detección de calores y la realización de la técnica de colocación del mandil	El estudiante debe de traer al semental y colocarle el mandil y observar su comportamiento ante las hembras, además de saber identificar el signo de conducta de estro (inmovilidad a la monta) aplicando las medidas de contención física, procedimientos de higiene y antisepsia adecuados así como de seguridad ; además de escoger el equipo adecuado para su realización: mandil														
Determinación de las categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la examinación de genitales. Se le asigno un una puntuación a cada una de ellas.	<table style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="text-align: left;"><i>Categoría</i></th> <th style="text-align: left;"><i>puntuación asignada</i></th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Aplicación de conocimientos 3</td> <td>A</td> </tr> <tr> <td>Utilización del equipo 5</td> <td>B</td> </tr> <tr> <td>Normas de antisepsia 2</td> <td>C</td> </tr> <tr> <td>Normas de seguridad 4</td> <td>D</td> </tr> <tr> <td>Evaluación final y Detección de hembras en celo 6</td> <td>E</td> </tr> </tbody> </table>			<i>Categoría</i>	<i>puntuación asignada</i>	Aplicación de conocimientos 3	A	Utilización del equipo 5	B	Normas de antisepsia 2	C	Normas de seguridad 4	D	Evaluación final y Detección de hembras en celo 6	E
<i>Categoría</i>	<i>puntuación asignada</i>														
Aplicación de conocimientos 3	A														
Utilización del equipo 5	B														
Normas de antisepsia 2	C														
Normas de seguridad 4	D														
Evaluación final y Detección de hembras en celo 6	E														
	<u>Pasos de proceso</u>	categoría	puntuación												
	1.- Sujeción física de los animales	A B D	3 5 4												
	2.-Colocación del mandil al macho	A B C D	3 5 2 4												
	3.- Detección de hembras en celo (inmovilidad a la monta)	A B C D E	3 5 2 4 6												

PASOS DEL PROCESO	CATEGORIAS	PTOS DE LA PBA	PTOS OBTENIDOS	OBSERVACIONES
1.- Sujeción física de los animales	A B D	3 5 4		
2.-Colocación del mandil al macho	A B C D	3 5 2 4		
3.- Detección de hembras en celo (inmovilidad a la monta)	A B C D E	3 5 2 4 6		
TOTALES		46		

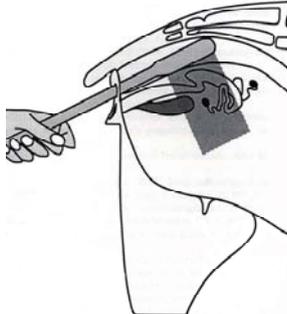
PARA OBTENER LA CALIFICACIÓN SE REALIZA LA FORMULA:
PTOS OBTENIDOS X 100

PTOS DE LA PB

**LISTA DE CORROBORACIÓN PARA EVALUAR LA DESTREZA EN EL MANEJO DEL
ULTRASONIDO PARA EL DIAGNOSTICO DE GESTACIÓN
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN**

PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.

ALUMNO: _____
PERÍODO: _____ **FECHA:** _____

COMPORTAMIENTO DEL ESTUDIANTE(habilidades y destrezas a desarrollar)	SECUENCIA DE LAS ACCIONES	
	Si	No
1.- Instala adecuadamente el equipo		
2.- Selecciona el transductor adecuado para el Dx de gestación		
3.-En gestaciones avanzadas utiliza el transductor de 3.5mhz trans abdominalmente?		
4.- En gestaciones tempranas utiliza el transductor de 7.5 mhz transrectalmente?		
5.- ¿Introduce suavemente el transductor lubricado en un ángulo de 45° y luego lo nivela horizontalmente por todo lo largo del recto?  <p>Esquema de la colocación del transductor, cuando se realiza un Ultrasonido transrectal. la sonda se introduce 15 cms aproximadamente por el recto hasta que se observe la vejiga urinaria.</p>		

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN
PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.

ALUMNO: _____
PERÍODO: _____ FECHA: _____

PUNTUACIÓN TOTAL: _____

1.- ¿El estro en la cabra tiene una duración de?

- a). 6 a 12 horas
- b). 12 a 24 horas
- c). 24 a 48 horas
- d). 50 a 76 horas

2.- ¿El estro en la oveja dura?

- a). 6 a 12 horas
- b). 12 a 24 horas
- c). 24 a 36 horas
- d). 50 a 76 horas

3.- El examen clínico de las hembras se realiza en el siguiente orden

- a). pezuñas, ganglios, vulva, ubre, boca, ojos, cabeza.
- b). ganglios, vulva, ubre, pezuñas, cabeza, ojos, pezuñas
- c). vulva, ubre, boca, ojos, cabeza, pezuñas, ganglios
- d). boca, ojos, cabeza, ganglios, vulva, ubre, pezuñas



4.-Vaginoscopio para hembras adultas con aplacador de punta roma ¿las medidas correctas de largo son de?

- a). 10 a 50mm
- b). 70 a 100mm
- c). 69 a 90mm
- d). 25 a 200mm

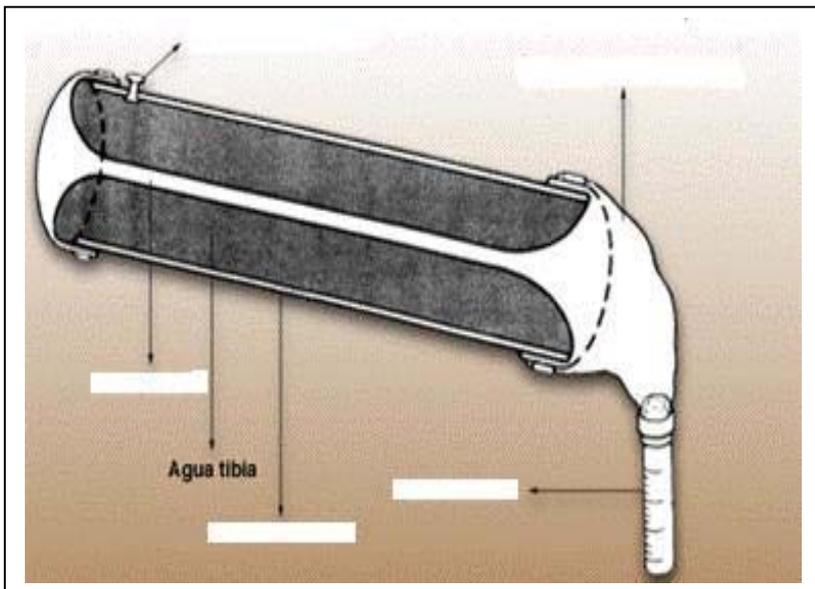


5.- Describa con sus propias palabras ¿Qué es el signo de flemen? _____

6.- Mencione los métodos para detección de celo en las hembras _____

7.- El examen de la salud reproductiva del semental, se realiza la revisión de genitales, mencione qué órganos se revisa

8.- ¿En que consiste la prueba de Kligour?



9.-coloque en los espacios en blanco de la imagen los nombres de las siguientes partes que conforman la vagina artificial.

10.- La IA en pequeños ruminantes se puede realizar:

- a). transcervical y laparoscopica intrauterina
- b). en la entrada de la vagina y en la vulva
- c). vulva y cerca del meato urinario
- d). parte media de la vagina y cervix

11.- en esta imagen de ultrasonido ¿Qué observa? _____

PRUEBA DE EJECUCIÓN O PRÁCTICA DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL TRANSCERVICAL



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN

MATERIA: PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.

ALUMNO: _____

PERÍODO: _____ FECHA: _____

Procedimiento	Evaluación del cervix		
Objetivo: Evaluar la salud reproductiva de las hembras para seleccionar e identificar reproductores potencialmente fértiles.	Aplicar los conocimientos adquiridos en la materia de reproducción sobre inseminación artificial de hembras		
Descripción del objetivo: Revisión de los genitales: vulva, vagina y cervix realización de la técnica de inseminación artificial transcervical	El estudiante debe de examinar la vulva, vagina y el cervix de las hembras aplicando las medidas de contención física, procedimientos de higiene y antisepsia adecuados así como de seguridad ; además de escoger el equipo adecuado para su realización: guantes de látex, jabón neutro, agua, gasas, vaginoscopios para animales primarios y adultos, lubricantes, lámparas, pipetas de inseminación, jeringas, etc.		
Determinación de las categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la examinación de genitales. Se le asigno un una puntuación a cada una de ellas.	<p>Categoría puntuación asignada</p> <p>Aplicación de conocimientos A 6</p> <p>Utilización del equipo B 4</p> <p>Normas de antisepsia C 3</p> <p>Normas de seguridad D 2</p> <p>Evaluación final y Localización del cervix e IA E 9</p>		
	<u>Pasos de proceso</u>	categoría	puntuación
	1.- Sujeción física de los animales	A B D	6 4 2
	2.-Inspección de genitales externos (vulva)	A B C D	6 4 3 2
	3.- selección de equipo adecuado (vagoscopios para hembras adultas y jóvenes), pipetas de IA, jeringas,	A B C D	6 4 3 2
	4.- Introducción adecuada del vaginoscopio e inspección de la vagina, localización del cervix y paso de los primeros anillos del cervix por la pipeta, deposito del semen.	A B C D E	6 4 3 2 1
	Puntaje total		66

PASOS DEL PROCESO	CATEGORIAS	PTOS DE LA PBA	PTOS OBTENIDOS	OBSERVACIONES																				
1.- Sujeción física de los animales	A B D	6 4 2	<table border="1"><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr></table>																					
2.-Inspección de genitales externos (vulva)	A B C D	6 4 3 2	<table border="1"><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr></table>																					
3.- .- selección de equipo adecuado (vagoscopios para hembras adultas y jóvenes), pipetas de IA, jeringas, manejo del semen adecuado	A B C D	6 4 3 2	<table border="1"><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr></table>																					
4.- Introducción adecuada del vaginoscopio e inspección de la vagina y localización del cervix y paso de los primeros anillos del cervix por la pipeta, deposito del semen	A B C D E	6 4 3 2 9	<table border="1"><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr></table>																					
TOTALES		66	<table border="1"><tr><td></td><td></td><td></td><td></td></tr></table>																					

X 100

LISTA DE CORROBORACIÓN PARA EVALUAR LA DESTREZA EN LA COLECCIÓN DE SEMEN

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN**

PRACTICA DE PROFUNDIZACIÓN EN REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.

ALUMNO: _____

PERÍODO: _____ **FECHA:** _____

SECUENCIA DE LAS ACCIONES

COMPORTAMIENTO DEL ESTUDIANTE(habilidades y destrezas a desarrollar)	Si	No
1.- Conoce las partes de que consta una vagina artificial?		
2.- Arma correctamente la vagina artificial?		
3.- Lleva un termo con agua caliente?		
4.- En el equipo lleva termómetro?		
5.- ¿Pone agua entre 40 y 45°C en el interior de la vagina artificial y mide la temperatura?		
6.- ¿Se coloca a un costado del semental y con una mano desvía el prepucio hacia la vagina artificial?		
7.- ¿Conoce los signos cuando el semental eyacula (golpe de riñón)?		
8.- ¿Una vez que ocurre la eyaculación protege el semen con la mano para evitar que le de la luz?		

Número de destreza
y habilidad

Observaciones

Destrezas en las que el estudiante necesita mayor adiestramiento		
------------------------------------------------------------------	--	--