

Crianza artificial de psitácidas



Diana Ivonne Meza Madrid
Gary García Espinosa



Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



Crianza artificial de psitácidas



Diana Ivonne Meza Madrid
Gary García Espinosa

Directorio

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas
Rector

Dra. Patricia Dolores Dávila Aranda
Secretaria General

Mtro. Hugo Alejandro Concha Cantú
Abogado General

Dr. Tomás Humberto Rubio Pérez
Secretario Administrativo

Dra. Diana Tamara Martínez Ruiz
Secretaria de Desarrollo Institucional

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

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Carlos G. Gutiérrez Aguilar
Director

Dr. José Luis Dávalos Flores
Secretario General

LC Enrique López Martínez
Secretario Administrativo

M en C Mariano Hernández Gil
Secretario de Vinculación y Proyectos Especiales

Dra. Cecilia Rosario Cortés
Jefa del Departamento de Medicina y Zootecnia de Aves

MVZ Miguel Ángel Cuevas Díaz
Jefe del Departamento de Publicaciones

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

Primera edición, 25 de noviembre de 2024.

DR© 2024 UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO.

Ciudad Universitaria, Coyoacán, 04510, Ciudad de México.

ISBN: 978-607-30-9818-2

Hecho en México

Esta edición y sus características son propiedad de la UNAM.



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

El Comité Editorial de la FMVZ de la UNAM agradece al Dr. José Antonio Herrera Barrágan de la Clínica y Reproducción en aves psitácidas, UAM-X, por la revisión técnica de esta obra.

Contenido

Prólogo.....	8
INTRODUCCIÓN	10
Características diferenciales entre las aves precociales y las altriciales	12
Reproducción e incubación	16
Nutrición y alimentación durante la incubación	23
Crianza de aves altriciales	27
Fracaso en la crianza.....	28
Alimentos críticos para el desarrollo.....	31
Enfermedades virales	34
Herpesvirus de los psitácidos tipo I.....	35
Circovirus.....	35
Poliomavirus aviar.....	36
Reovirus.....	36
Enfermedades bacterianas.....	37
Clamidiosis aviar.....	37
Salmonelosis.....	38
Bordetelosis o síndrome de Lockjaw	38
Enfermedades micóticas.....	39
Candidiasis.....	39
Megabacteriosis	40

Enfermedades parasitarias.....	41
Ectoparásitos	41
Tricomoniasis.....	42
Respuesta inmune de las aves altriciales	43
Respuesta de las aves altriciales a factores estresantes	46
Crianza artificial	53
Alojamiento.....	56
Condiciones ambientales.....	56
Sustratos	58
Alimentación de polluelos altriciales	58
Proceso de emplume	62
Consulta y examen físico pediátrico	68
Historia clínica pediátrica.....	69
Examen físico	71
Examen físico de polluelos recién nacidos	71
Examen físico de polluelos mayores: con plumas de contorno en crecimiento.....	73
Trastornos asociados al manejo	75
Malnutrición.....	76
Agua.....	82
Ácidos grasos poliinsaturados	82
Calcio, fósforo y vitamina D	86
Vitamina A.....	87
Neumonía por aspiración de alimento.....	88
Quemaduras y fístulas en el ingluvis.....	89
Deformidades del pico	89
Intoxicaciones.....	90

Intoxicación iatrogénica	91
Fármacos.....	91
Intoxicación alimentaria	93
Micotoxinas.....	94
Colorantes.....	95
Alcaloides.....	98
Cianógenos.....	99
Oxalatos (ácido oxálico)	99
Persina.....	100
Alimentos de consumo humano.....	100
Metilxantinas	101
Alcohol	101
Sal	101
Alimentos formulados para otras especies.....	102
Trastornos metabólicos.....	104
Lipidosis hepática.....	104
Trastornos del comportamiento	105
Agresividad	105
Fobias.....	106
Picaje de plumas y mutilación	106
Vocalizaciones.....	107
Procesos infecciosos	107
Transmisión de agentes patógenos por falta de higiene	107
Glosario	112
Referencias.....	119

Prólogo

La crianza de aves ha sido ampliamente estudiada en aves precociales como el pollo y el pavo por ser aves de producción para consumo humano a nivel mundial, mientras que la crianza de las aves altriciales como los psitácidos con fines de conservación, ornato y compañía es menos estudiada debido a la diversidad de especies que difieren en tamaño, peso, alimentación y características ambientales de su entorno o hábitat. El objetivo de la presente obra es proporcionar información sobre la crianza de psitácidos para los estudiantes de pregrado y posgrado de la carrera de “Medicina Veterinaria y Zootecnia” para que tengan conocimiento disponible que puedan usar en la práctica de su ejercicio profesional.

La mayoría de la información disponible en esta obra proviene de diferentes citas que abarcan otras especies de aves altriciales diferentes a los psitácidos, incluyendo en algunos casos de otras especies no aves para completar los espacios vacíos del conocimiento y poder comprender lo que puede suceder durante la crianza de los psitácidos. La obra contiene alrededor de 165 citas en su mayoría artículos científicos, reportes de caso y

libros especializados en medicina aviar que aportan información escrita y tablas de referencia científica o empírica. También la obra contiene algunas imágenes de polluelos de psitácidos que pueden ejemplificar el desarrollo desde el nacimiento hasta el emplume.



Introducción

Las aves altriciales o nidícolas nacen en un estado relativamente inmaduro y dependen por completo de sus padres. Para Sante-ma y Kampenaers en los nidos en los que la crianza falló, uno o ambos padres dejaron de visitarlo por lo que los polluelos murieron por inanición o por enfermedad.⁽¹⁾ Existen otros factores cruciales en el desarrollo de los polluelos, por ejemplo la necesidad de consumir dietas especializadas, tal es el caso del loro alisero (*Amazona tucumana*),⁽²⁾ el gavilán dominicano (*Buteo ridgwayi*),⁽³⁾ la guacamaya escarlata (*Ara macao*) y el loro frente lila (*Amazona finschi*).⁽⁴⁾ La dieta consumida por cada especie influye ampliamente en la microbiota del tracto gastrointestinal porque han evolucionado en conjunto, y por lo tanto, está altamente adaptada a este ambiente.⁽⁵⁾

La microbiota normal del intestino de las crías está conformada principalmente por bacterias grampositivas,⁽⁶⁾ pero es posible que los microorganismos que habitan el tracto gastrointestinal y el respiratorio de los adultos, estén presentes también en el tracto gastrointestinal de las crías, ya que al ser alimentadas directamente por sus padres, es natural que en el alimento sean transportadas mecánicamente estas bacterias,⁽⁷⁾ y dadas las con-

diciones adecuadas, podrían generar problemas infecciosos en los polluelos a pesar de tener la capacidad de desencadenar una respuesta inmune humoral e incluso una respuesta inmune mediada por células. Esta es de menor potencia comparada con la de un ave adulta.⁽⁸⁾

También se ha demostrado que factores estresantes como la falta de alimento⁽⁹⁾ y el manejo prolongado⁽¹⁰⁾ tienen el potencial de cambiar la secreción de corticosterona en etapas tempranas de la vida de las aves altriciales,⁽¹¹⁾ no obstante, esta respuesta es menor que la de aves adultas, quizás debido a que afectaría el crecimiento y desarrollo de los polluelos.⁽¹²⁾ En ocasiones es necesario que los polluelos de aves altriciales sean criados a mano, pero esta actividad requiere un alto compromiso debido a que es esencial mantener las condiciones ambientales específicas como la temperatura y humedad, el tipo de sustrato y las dietas adecuadas para cada especie. Por lo tanto, es vital la evaluación constante sobre el estado de salud de los polluelos así como su desarrollo⁽¹³⁾ para evitar o disminuir las probabilidades de que se desarrollen trastornos y enfermedades asociadas a la crianza por cuidado humano.

Características diferenciales entre las aves precociales y las altriciales

1

Características diferenciales entre las aves precociales y las altriciales

Las aves se clasifican de acuerdo a su madurez cuando nacen. Las precociales o nidífugas son aquellas que han completado la mayor parte de su desarrollo, nacen cubiertas de plumón; pueden ver, caminar e incluso, se pueden alimentar por sí mismas desde los primeros días de vida, porque imitan a sus padres; mientras que las aves altriciales o nidícolas nacen en un estado relativamente inmaduro, son indefensas, generalmente nacen desnudas, con los ojos cerrados, no son capaces de regular su temperatura corporal y dependen por completo de sus padres para recibir alimento^(13,14) (**Figura 1**). Estas aves tienen un saco vitelino relativamente pequeño que representa alrededor del 5 al 10% de su peso corporal a diferencia de las precociales, en las que el saco vitelino representa entre el 10 y el 25% del peso corporal.⁽¹³⁾

Otra diferencia importante es el cambio de ectotermo a homeotermo que se lleva a cabo a una edad más temprana en las nidífugas, como la codorniz japonesa (*Coturnix coturnix japonica*), la cual realiza este cambio alrededor de los primeros nueve días después de nacer. En comparación, el diamante cebra (*Taeniopygia gutatta*) efectúa este cambio hasta los 18 días después de nacer, lo que lleva a la conclusión de que, en general, las aves altriciales tienen un periodo ectotérmico significativamente más largo que las precociales.⁽¹⁵⁾



Figura 1. Comparación entre ambos tipos de polluelo: del lado izquierdo se observa una cría de gallareta americana (*Fulica americana*), que poco tiempo después de su nacimiento, ya es capaz de desplazarse por sí misma, mientras que del lado derecho se observa una cría de psitácido que se encuentra prácticamente desprovisto de plumas y, por lo tanto, requiere mayores cuidados.

Foto: Diana Ivonne Meza Madrid (izquierda) y Dulce María Vázquez Machorro (derecha).

En un estudio comparativo entre el desarrollo embrionario del pollo (*Gallus gallus*) y el tordo sargento (*Agelaius phoeniceus*), se observó que, al nacer, los músculos del tordo se encontraban en el mismo estado de desarrollo que los del pollo en el día 12 de incubación, sin embargo, significativamente es diferente el desarrollo del sistema nervioso.⁽¹⁴⁾ El cerebro de las galliformes al nacer representa el 40% del peso que tendrá en la etapa adulta, mientras que en los passeriformes representa solo el 10% (**Figura 2**). No obstante, las diferencias no se limitan a las particularidades físicas: la fase de diferenciación neuronal se caracteriza por la acumulación de gangliósidos como el GT1b y GD1a. En las codornices (*Coturnix coturnix japonica*), el patrón de estos receptores

de membrana el día después del nacimiento es prácticamente el mismo que el del adulto, en cambio en el diamante cebra (*Taeniopygia gutatta*), la mayor síntesis de GT1b y GD1a se detectó en animales recién nacidos, lo que sugiere que la diferenciación neuronal y el inicio de la sinaptogénesis en las aves nidícolas se lleva a cabo alrededor del día del nacimiento. GD1a es muy importante para la sinaptogénesis funcional, porque participa en el proceso de apertura de los ojos, lo que coincide con el rápido incremento de GD1a en el lóbulo óptico, al igual que en el resto del cerebro.⁽¹⁵⁾

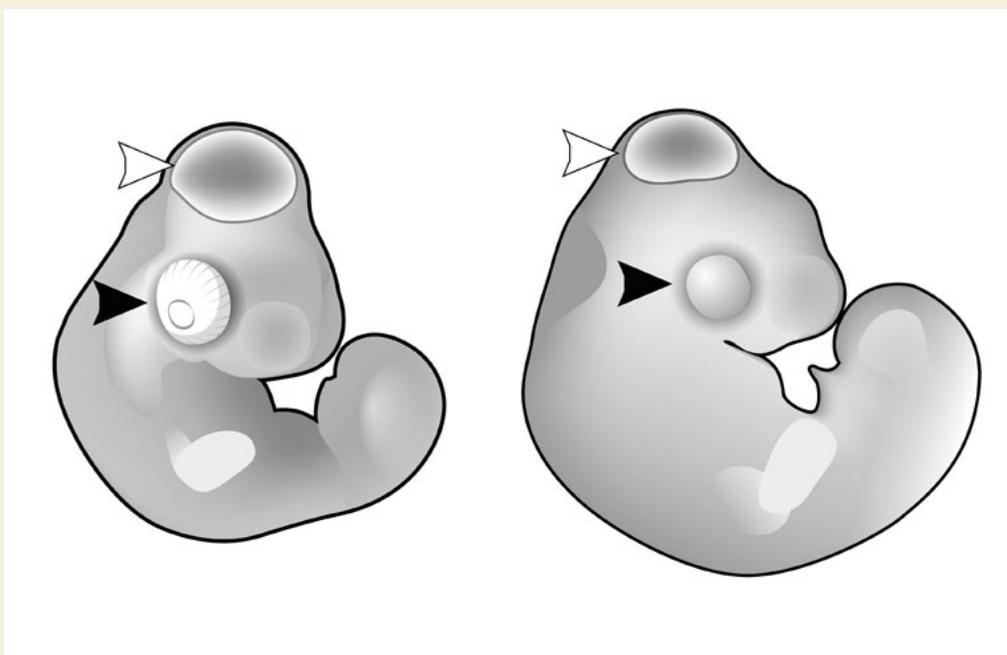


Figura 2. Comparación del desarrollo embrionario de un ave precocial (*Coturnix coturnix*, lado izquierdo) y un ave altricial (zorzal, lado derecho) en la misma etapa del desarrollo embrionario. Se muestran las diferencias en el tamaño del cerebro medio (flecha blanca) y el globo ocular (flecha negra), que claramente están más desarrollados en el ave precocial. [Modificado⁽¹⁶⁾]

La mayoría de las aves altriciales anidan en los árboles, a diferencia de las precociales, que en general, anidan en el piso; esto expone a los huevos a distintas condiciones, por lo que también cuentan con distintos mecanismos de defensa. Las aves precociales, al estar expuestas a mayor humedad y carga bacteriana, tienen como defensa la formación de cutícula para cubrir el huevo. Mientras, en las aves altriciales, el huevo está cubierto por una capa muy delgada de cutícula e incluso puede estar ausente.⁽¹⁷⁾ A pesar de esto, se han detectado otros métodos para protegerlas ante potenciales infecciones, por ejemplo, el aceite de la glándula uropígea de los upúpidos contiene bacterias simbióticas que producen sustancias antimicrobianas, que se acumulan en las criptas del cascarón después de que la madre toma el aceite con el pico y lo esparce sobre el huevo, así como en las plumas y la piel que estará en contacto con el huevo durante la incubación.^(18,19) Otras aves como el estornino pinto (*Sturnus vulgaris*) añaden materia verde vegetal a sus nidos con la finalidad de atraer a una pareja. Este material tiene una importante función como defensa contra parásitos y patógenos, así como en la estimulación del desarrollo de las crías.⁽²⁰⁾

Reproducción e incubación

Para que la reproducción de psitácidos se lleve a cabo de forma efectiva es importante considerar varios factores, entre ellos destaca el comportamiento reproductivo. Usualmente las hembras comienzan a preparar el nido y se muestran receptivas al cortejo del macho. Después de la postura, la región de los rectos abdominales de la hembra se observan sin plumas (**Figura 3**).

Por otro lado, el macho debe tomar el papel de proveedor de alimento para la hembra durante la fase previa a la postura y después de la misma. Es común que los machos pierdan peso durante esta etapa debido a que priorizan la nutrición de la hembra y las crías. Este comportamiento puede estar afectado por el ambiente, la experiencia reproductiva, el origen de las aves (criado por cuidado humano o capturado en el medio silvestre) y la disponibilidad de material para la construcción del nido.⁽²¹⁾



Figura 3. Parche de incubación. Hembra de canario doméstico (*Serinus canaria*) con ausencia de plumas en la región del vientre durante la incubación, lo cual permite que la piel esté en mayor contacto con los huevos proveyéndoles mayor temperatura.

Foto: Diana Ivonne Meza Madrid.

Otro factor importante es el estado de salud y la nutrición de los progenitores, porque tendrán un impacto en la viabilidad de la nidada. El huevo tiene tres principales componentes: el cascarón, el albumen y el vitelo. Los requerimientos para su formación son altos, principalmente de lípidos para la formación de la yema, proteínas para el albumen y calcio para el cascarón, por lo que es esencial que la dieta sea lo más balanceada posible con un incremento en el contenido de proteína, particularmente de metionina, cistina (aminoácidos azufrados) y lisina. Además, se recomienda incrementar el calcio y la vitamina D3 (0.35% del requerimiento de calcio de un ave adulta).⁽²²⁾

Esto no solo ayuda a la calcificación adecuada del cascarón y el desarrollo del embrión, sino que previene la distocia, que sucede cuando las bajas reservas de calcio provocan que los niveles de calcio en sangre disminuyan severamente provocando debilidad, paresia muscular y retención del huevo (que de no ser expulsado, llega a producir la muerte de la hembra).⁽²²⁾ Los lípidos consumidos por la hembra durante la etapa de producción del huevo afectan la permeabilidad de esta membrana que rodea la yema. El consumo de ciertos lípidos, como el ácido linoleico conjugado, pueden alterar la composición de los ácidos grasos de la yema por la inhibición de la estearil-CoA-desaturasa: una enzima que cataliza la inserción del doble enlace en el ácido palmítico (C16:0) y el esteárico (C18:0) para la formación de ácido palmitoleico (C16:1 n-7; Omega-7) y ácido oleico (C18:1 n-9; Omega-9).⁽²³⁾

Se ha observado que el desarrollo embrionario y la viabilidad del huevo dependen del nivel de ácido oleico de la yema, por lo

tanto, el consumo de ácido linoleico conjugado ha dado como resultado la mortalidad embrionaria de hasta el 100% al incluirlo entre un 1 y 3% en la dieta de codornices adultas durante un periodo de ocho semanas⁽²⁴⁾ Este efecto se ha observado en otros tipos de aves como las gallinas y palomas, de manera que puede esperarse que en otras aves, sea similar. Debido a esto, no se recomienda que la dieta de las hembras en ovoposición contenga altas cantidades de ácido linoleico conjugado, propio de los alimentos de origen animal, principalmente de rumiantes y algunos aceites vegetales como el de soya.

Otro compuesto que debe proveerse en cantidades mayores al requerimiento mínimo diario para ayudar a la producción del huevo son las vitaminas del complejo B como biotina (B7), ácido fólico (B9), ácido pantoténico (B5), riboflavina (B2) y piridoxina (B6), además de la vitamina A, E, hierro, cobre, zinc y manganeso.⁽²²⁾ Además de los factores relacionados directamente con los progenitores, es necesario proveer los espacios y materiales adecuados para construir el nido, por ejemplo, los loros Amazona requieren cavidades en el tronco de árboles maduros. Algunas de estas especies de loros han estado y están al borde de la extinción debido a la baja disponibilidad de sitios adecuados para anidar, derivada de la pérdida de su hábitat. Por lo que, para mejorar las probabilidades de reproducción de estas aves, tanto en vida silvestre como al cuidado humano, conviene proveer un sitio adecuado que asegure a los polluelos contra depredadores, así como espacio para que los polluelos puedan moverse y ejercitarse antes de abandonar el nido. Además, se recomienda utilizar materiales de fácil limpieza y desinfección como el PVC.⁽²⁵⁾

Los periodos de incubación de las aves precociales son largos comparados con un ave altricial de tamaño similar. En los loros Amazona, los periodos de incubación natural son de 25 a 30 días aproximadamente, por ejemplo, una incubación natural de loro imperial (*Amazona imperialis*) bajo cuidado humano fue de 28 días;⁽²⁶⁾ mientras que la incubación artificial de una amazona alinaranja (*Amazona amazonica*) fue de 22-23 días. Posiblemente la incubación natural sea menos continua o provea de temperaturas menores a las proporcionadas durante la incubación artificial, y por eso que la incubación natural quizá sea más larga.⁽²⁷⁾

Una incubación artificial exitosa en psitácidos depende de diversos factores que incluyen temperatura, humedad, flujo de aire dentro de la incubadora y la nacedora, y la rotación del huevo⁽²¹⁾ (**Cuadro 1**). La incubabilidad de los huevos incubados de manera artificial desde el día uno es menor que los incubados de manera natural durante los primeros 7 -14 días. Además, los huevos de psitácidas grandes como las guacamayas parecen ser más tolerantes a la incubación desde el día uno en comparación con los de psitácidas más pequeñas como los periquitos australianos.⁽²¹⁾

Cuadro 1. Parámetros recomendados para la incubación artificial de huevos de aves psitácidas

	Incubación	Cuarto de incubación	Cuarto de eclosión
Temperatura	37.3°C	22.5°C	37.5°C
Humedad	30-43%	43-48%	65-75%
Rotación	Cinco veces al día (mínimo) Diez veces al día (promedio)	N/A	No rotar una vez que se observa que el polluelo dirige el pico hacia la cámara de aire, porque es cuando inicia el picoteo de la misma.

Los huevos que son incubados de manera artificial deben ser monitoreados por medio de ovoscopia, para lo cual es suficiente un haz de luz si no se cuenta con un ovoscopio. En las psitácidas, la ovoscopia se podría realizar una o dos veces por semana debido a que son menos tolerantes al manejo en comparación con las gallinas. Los periodos críticos en el desarrollo de los psitácidos son los primeros días de incubación y el momento en el que inicia el picoteo interno hasta la eclosión, durante estos periodos, el embrión es más susceptible al manejo y la incubación inadecuados.⁽²¹⁾

El primer signo de fertilidad es la presencia de los vasos sanguíneos surgiendo de manera uniforme desde el embrión formando

“ramas” vasculares alrededor del día 4-5 de incubación. Aquellos huevos en los que no se observen signos de vasos sanguíneos el día siete, son infértiles, o bien, ha muerto el embrión y se habrán de eliminar de la incubadora o del nido.⁽²¹⁾ Alrededor del tercer día de incubación, en los huevos de loro alinaranja (*Amazona amazonica*) se observa que la yema se expande y ocupa prácticamente todo el interior del huevo, mientras que el albumen se adelgaza e incluso puede no ser visible, aunque sigue estando presente.⁽²⁷⁾

El día 5, la cámara de aire incrementa su tamaño y el embrión toma la forma fetal típica con la cabeza dirigida hacia la región de la cola, además, se visualiza el latido cardiaco y el ojo pigmentado. Entre los días 9 a 14, el cascarón se adelgaza debido a que el embrión utiliza el calcio de éste, lo que contribuye a visualizar las estructuras, como la cámara de aire. Entre los días 15 y 17, el contenido del huevo aumenta su densidad conforme el embrión crece; las regiones más oscuras corresponden al embrión, el cual generalmente se mueve durante la ovoscopia. No se recomienda realizar la ovoscopia en los últimos días de incubación (días 22 y 23), ya que es posible que el embrión muera durante el manejo; además, este procedimiento no proveerá información importante.⁽²⁷⁾ El único manejo recomendado en días previos a la eclosión es cambiar el huevo a la nacedora, esto puede ayudar a evitar accidentes, porque los polluelos podrían llegar a atorarse en los sistemas de rotación de las incubadoras.

Justo antes de iniciar el proceso de eclosión, el embrión toma la postura de eclosión colocando su cabeza cerca de la cámara de aire, la cual se localiza en el extremo más redondeado del huevo.

A diferencia del embrión de pollo, los embriones de psitácido tienen un cuello más corto y delgado, por lo que normalmente colocan su cabeza cerca de la punta del ala derecha.⁽²¹⁾

Nutrición y alimentación durante la incubación

En algunas aves altriciales como los pájaros y las tortolitas (*Sturnus* sp. y *Zenaida macroura*) el vitelo contiene entre 56-66% de humedad. Si se consideran solamente los valores de materia seca, se compone entre 48.1-69.3% de lípidos y 31.3-46.3% de otros componentes no lipídicos (carbohidratos y compuestos inorgánicos). Por otro lado, el albumen es menos denso ya que se constituye principalmente por agua (87.6-89.7%), mientras que la materia seca restante está constituida de un 0-13.2% de lípidos y 85.8-100% de compuestos no lipídicos.⁽²⁸⁾ El vitelo es la principal fuente de nutrientes para el embrión durante la incubación y la β oxidación de los ácidos grasos derivados de los lípidos que contiene, contribuyen con hasta el 90% de la energía que el embrión requiere para su mantenimiento, crecimiento y desarrollo.⁽²⁹⁾ Este proceso se basa, en parte, en la integridad de la membrana vitelina semipermeable que rodea la yema.

Durante el segundo día de incubación artificial del Amazona alinaranja (*A. amazonica*), comienza a desarrollarse la porción vascular de la membrana del saco vitelino. Esta membrana está compuesta por dos capas de tejido, un componente endodérmico subyacente (no observable durante una ovoscopia), donde se lleva a cabo la digestión de la yema, y un componente mesodérmico superpuesto de vasos sanguíneos. La membrana de la yema crece durante de los próximos 7-9 días hasta abarcar

toda la yema que en los estadios tempranos de incubación (día 3) aparentemente ocupa todo el huevo, el albumen se adelgaza e incluso puede no ser visible; sin embargo, continúa estando presente debido a que la disminución en su tamaño se debe al flujo de agua del albumen hacia la yema.⁽²⁷⁾

Las principales arterias y venas vitelinas son visibles, incluyendo los vasos vitelinos anterior, posterior y laterales (derecho e izquierdo), también denominados en conjunto como sistema onfalomesentérico, son visibles al igual que el *sinus terminalis*. La sangre contenida en estos vasos transporta los nutrientes de la yema al embrión.⁽²⁷⁾ La absorción de nutrientes ha sido ampliamente estudiada en pollos (*Gallus gallus*) y se hipotetiza que en otras aves como los psitácidos, los mecanismos son muy similares, pero, no se han realizado aún estudios en este tipo de aves.

En el pollo, el transporte de lípidos por medio de las membranas del saco vitelino se lleva a cabo por medio de un mecanismo de fagocitosis no específico, donde las enzimas lipolíticas producidas por el saco vitelino degradan los componentes lipídicos de la yema y los productos de la actividad enzimática son absorbidos, hidrolizados y transformados en lipoproteínas de muy baja densidad que son liberadas a la circulación embrionaria por medio de la extensa red de vasos sanguíneos que recorren la membrana.⁽³⁰⁾

Existe una segunda vía de absorción por medio del cordón vitelino, que conecta el saco vitelino directamente con el yeyuno del embrión, y por medio de peristalsis y antiperistalsis, distribuye el contenido de la yema a lo largo del intestino y el ventrículo. Los lípidos de la yema que llegan al intestino delgado proximal

son hidrolizados y utilizados posteriormente, por el contrario, el aprovechamiento no se lleva a cabo en el íleon y el ciego.⁽³¹⁾ Aún no se determina el grado de contribución de esta vía para la absorción de nutrientes y hay algunas contradicciones sobre su papel en el transporte de la yema durante el desarrollo embrionario, posiblemente debido a que las observaciones se han realizado durante distintas etapas del desarrollo.⁽³⁰⁾ La **Figura 4** muestra las vías previamente descritas por las cuales el polluelo aprovecha los nutrientes contenidos en la yema.



Figura 4. Utilización de la yema.

Esquema de Diana Ivonne Meza Madrid.

Entre los días 2-4 antes del nacimiento, el saco vitelino comienza a internalizarse hacia la cavidad abdominal del embrión y es absorbido lentamente durante los días posteriores a la eclosión.⁽³²⁾ Las aves altriciales tienen un saco vitelino relativamente pequeño que representa alrededor del 5 al 10% de su peso corporal,⁽¹³⁾ por

lo tanto, absorben el saco vitelino más rápido que las aves precociales. La temperatura de incubación, la humedad y el consumo de alimento del polluelo afectan la absorción de la yema después de la eclosión. Las alteraciones en estos factores predisponen al polluelo a retener el saco vitelino. En general, si el saco aún está presente después de los 13 días de edad, se diagnostica este problema y si no se corrige, el polluelo muere.⁽³²⁾



Crianza de aves altriciales

2

Crianza de aves altriciales

Después del nacimiento de las aves altriciales, el periodo de crianza varía de especie a especie, por ejemplo, en los loros amazónicos, en general, es de dos meses; las crías de loro real amazónico (*A. ochrocephala*) se mantienen en el nido durante 68.6 ± 5.36 días,⁽³³⁾ las de la cotorra de la Patagonia (*Cyanoliseus patagonus*) tardan 62.7 ± 0.3 días⁽³⁴⁾ y las de loro alisero (*A. tucumana*) de 50 a 58 días.⁽²⁾ Las crías de chipe encapuchado (*Setophaga citrina*) pueden alimentarse por sí mismas alrededor de los 35 días,⁽³⁵⁾ pero llegan a ser alimentadas por sus padres hasta el día 50.⁽³⁶⁾ Los polluelos del tordo sargento (*Agelaius phoeniceus*) son capaces de saltar, salir del nido y aprender a cazar su propio alimento a partir de los diez días después de nacer: es un ejemplo de ave altricial con un rápido desarrollo.⁽¹⁴⁾

Fracaso en la crianza

La mortalidad de los polluelos y por lo tanto el fracaso en la crianza están relacionados con el abandono y la muerte de un progenitor. Para Santema y Kampenaers (2018) en el 86% de los nidos en los que la crianza falló, uno de los padres ya no volvió, en el 14% restante, ambos padres dejaron de visitarlo por lo que los po-

Los polluelos murieron por inanición o bien por enfermedad. También hay casos en los que uno de los padres desaparece, y así, el otro logra criar por lo menos a un polluelo hasta la edad adecuada para abandonar el nido. En estos casos, el éxito es mayor cuando el macho desaparece (25/29, 86%) en comparación con los nidos en los que la hembra desaparece (22/37, 59%). La proporción de crías que llegaron a la edad óptima para abandonar el nido es mayor en aquellos donde los padres desaparecieron cuando los polluelos eran mayores y, en especial, para aquellos que nacieron antes que sus hermanos.⁽¹⁾ Esto resalta la importancia de proveer de una fuente de alimento adecuada para los padres, así como un ambiente seguro sobre todo cuando las aves se reproducen con cuidado humano, como en aviarios y zoológicos.

En tecolotes llaneros (*Athene canicularia*), el 96% de los polluelos murieron por disminución en la disponibilidad de alimento (169/176 de los estudiados). De estos, el 8% mueren por emaciación, el 18% fueron parcialmente devorados por sus congéneres y el 73% fueron consumidos por sus hermanos o padres.⁽³⁷⁾ También la temperatura ambiental afecta el comportamiento de los padres, por ejemplo, a más de 35.5°C, el turdoide bicolor (*Turdoides bicolor*) disminuye su eficiencia de forrajeo, esto afecta la cantidad de alimento que los adultos proporcionan a los polluelos, por lo que, el peso de las crías es menor al peso de las crías nacidas durante periodos de temperatura “normal” (época de lluvias). Esto provee evidencia empírica de que a temperaturas más cálidas el cuidado de los padres a las crías generalmente disminuye, ya que algunos individuos prefieren su propio bienestar sobre el de las crías.⁽³⁸⁾ Esta situación debería alertarnos,

sobre todo, por el repentino aumento de temperatura en algunas regiones del mundo.

Otro de los factores que afectan la viabilidad del polluelo son los fármacos o contaminantes ambientales durante la etapa embrionaria. El embrión de pollo ha sido ampliamente utilizado como modelo de estudio para conocer los efectos teratogénicos de varios compuestos químicos, como quimioterapéuticos (clorhidrato de nimustina), etanol e isotretinoína, los cuales producen malformaciones cardíacas congénitas.^(39,40,41) Por otro lado, la frecuencia con la que se conocen este tipo de malformaciones en aves de compañía, específicamente en las psitácidas, es baja; no obstante, debería considerarse en aves jóvenes con signos de trastornos del sistema circulatorio como frecuencia cardíaca incrementada, latido cardíaco palpable, latido cardíaco audible aun sin la necesidad de estetoscopio, murmullos cardíacos, disnea y cianosis, los cuales se han asociado a defectos del septo ventricular, persistencia del ducto arterioso e hipoplasia aórtica en cacatúas de hasta seis meses de edad.⁽⁴²⁾

Las aves pueden estar expuestas a los residuos químicos durante la etapa embrionaria por transferencia materna. La exposición de las codornices a contaminantes ambientales como el glifosato, un herbicida, durante 12 meses, evidenció la presencia de residuos en los huevos, pero sin detectar cambios en la calidad general del huevo o en el desarrollo embrionario.⁽⁴³⁾ Esta conclusión es diferente a cuando se administra glifosato directamente en el huevo, donde si disminuye la incubabilidad, hay degeneración moderada de las células epiteliales tubulares, glomerulonefritis

con infiltración de células inflamatorias, destrucción moderada del tejido hepático con inflamación moderada y hemorragias.⁽⁴⁴⁾

La administración de 250 μ M de ibuprofeno sobre el tejido intestinal de los embrión de pollo durante 48 horas reduce drásticamente la colonización del colon por células derivadas de las crestas neurales entéricas, además reduce la proliferación de las mismas junto con las células mesenquimales adyacentes,⁽⁴⁵⁾ lo que predispondría al ave recién nacida a constipación, regurgitación, distensión abdominal, enterocolitis, perforación intestinal y sepsis, como se ha reportado en niños afectados por la enfermedad de Hirschprung (HSCR), un defecto congénito potencialmente mortal que se caracteriza por la ausencia de sistema nervioso entérico (SNE) en la parte distal del intestino.⁽⁴⁶⁾

Alimentos críticos para el desarrollo

Existen otros factores cruciales en el desarrollo de los polluelos, por ejemplo, las semillas de *Podocarpus parlatorei* constituyen un alimento crítico para el desarrollo durante la crianza del loro alisero o loro pinero (*Amazona tucumana*), así como en la etapa juvenil.⁽²⁾ Esta semilla está compuesta por una cubierta carnosa externa y una cubierta leñosa interna, ambas con un alto contenido de lípidos.⁽⁴⁷⁾ Las crías de otras especies sujetas a conservación dependen de dietas especializadas, incluyendo el gavilán dominicano (*Buteo ridgwayi*) cuyas crías requieren una dieta compuesta en dos terceras partes por lagartijas de los géneros *Anolis* spp. y *Celestus* spp.⁽³⁾

Una gran diversidad de especies de estos géneros se encuentran en regiones específicas como en los mogotes ubicados en el

Parque Nacional “Los Haitises” en República Dominicana, porque son especies que no toleran un ambiente perturbado por el ser humano y es en este lugar donde el gavilán dominicano ha sido observado cazando.⁽³⁾ Entre las aves nativas de México tenemos, por ejemplo, a la guacamaya escarlata (*Ara macao*), que alimenta a sus crías con un 69% por semillas de chaya (*Cnidocolus* sp.) Otro ejemplo son las crías de loro frente lila (*A. finschi*), cuya dieta está constituida en su mayor proporción por el fruto del amargoso (*Astronium graveolens*).⁽⁴⁾ Ambas especies vegetales están distribuidas en las mismas regiones geográficas de las que son nativas este tipo de aves.

La dieta consumida por cada especie influye ampliamente en la microbiota del tracto gastrointestinal, porque han evolucionado en conjunto y, por lo tanto, está altamente adaptada a este ambiente.⁽⁵⁾ Inmediatamente después de nacer, el tracto digestivo de las aves es estéril, y de forma activa o pasiva adquiere microorganismos del medio ambiente: del nido, las secreciones y el cuerpo de los progenitores.⁽¹⁹⁾ Además, en los psitácidos, los padres regurgitan el alimento a sus crías, lo cual permite una transmisión vertical de bacterias.⁽⁴⁸⁾

En general, la microbiota normal del intestino de las crías está conformada principalmente por bacterias grampositivas.⁽⁶⁾ Sin embargo, también en las crías de la Amazona colirroja (*Amazona brasiliensis*), mayores a 56 días de edad, la microbiota está compuesta hasta por un 91.25% de bacterias gramnegativas.⁽⁴⁸⁾ Las aves juveniles aún se encuentran estableciendo su población bacteriana y se ha observado que en otras especies, como el pollo (*G. gallus*), la variedad de microorganismos incrementa

conforme el ave va madurando.⁽⁴⁹⁾ Lo anterior podría explicar la diferencia en la diversidad bacteriana en diferentes estudios.

Los aislamientos bacterianos de las heces de psitácidos adultos, sanos, con cuidado humano, incluyen bacilos grampositivos; por ejemplo, *Lactobacillus* spp., *Bacillus* spp., *Corynebacterium* spp. y *Streptomyces* spp. Asimismo, tienen cocos grampositivos como *Staphylococcus epidermidis*, *Streptococcus* spp., *Aerococcus* spp. y *Micrococcus* spp.⁽⁵⁰⁾

Ahora bien, los lactobacilos del ingluvis de distintas aves psitácidas de compañía, con mayor frecuencia son *Lactobacillus paracasei paracasei* y *L. salivarius*, mientras que otras especies observadas son: *L. fermentum*, *L. buchneri*, *L. pentosus*, *L. plantarum* y otros lactobacilos con características similares, como *Weissella confusa* y *Leuconostoc mesenteroides*.⁽⁵¹⁾ Por otro lado, en la coana o hendidura palatina de psitácidas sanas se obtuvo un 26% de bacterias grampositivas, y un 62% de gramnegativas. Los principales agentes son *Streptococcus* spp. α -hemolítico, *Streptococcus* sp. no hemolítico, *Bacillus* sp., *Actinomyces* sp., *Alcaligenes* sp., *Acitenobacter baumannii*, *Enterobacter cloacae*, *Erwinia nigrifluens*, *Klebsiella oxytoca*, *Moraxella lacunata*, *Pasteurella* spp., *Pseudomonas alcaligenes*, *Pseudomonas stutzeri* y *Xanthomonas maltophilia*.⁽⁷⁾

Esto puede guiarnos sobre el tipo de microorganismos en el tracto gastrointestinal de las crías, ya que, al ser alimentadas directamente por sus padres, es natural que en el alimento sean transportadas de forma mecánica estas bacterias. *Candida albicans* está presente en pequeñas cantidades en la mucosa oral de

aves sanas. Cuando hay malnutrición, estrés o inmunosupresión *Candida albicans* prolifera y provoca una enfermedad clínica. La candidiasis es la infección fúngica más frecuente en aves altriciales jóvenes y puede engrosar la mucosa del ingluvis; esta condición suele asociarse con estasis de buche.⁽⁵²⁾

Enfermedades virales

Entre las enfermedades virales transmisibles vía transovárica, destacan aquellas que afectan sobre todo a las aves de producción (pollos, gallinas y pavos), como las causadas por adenovirus, los cuales llegan a afectar también a las psitácidas, por ejemplo, el adenovirus tipo 2 de los psitácidos.⁽⁵³⁾ Estos virus se mantienen como una infección subclínica, y la enfermedad se desarrolla cuando el ave enfrenta estrés o cursa con alguna otra enfermedad inmunosupresora.⁽⁵⁴⁾ Sin embargo, aún no hay evidencia de que en las psitácidas las enfermedades por adenovirus sean por transmisión transovárica. A pesar de esto, se han reportado infecciones fatales causadas por adenovirus en polluelos de varias especies de halcón, que cursan con letargia y anorexia cuatro o cinco días previos a su muerte.⁽⁵²⁾

Otro virus importante es el que produce la enfermedad de Newcastle (APMV-1).⁽⁵⁵⁾ La transmisión vertical de este virus continúa siendo controversial, porque los embriones mueren durante la incubación y la adquisición del virus en los polluelos suele ser por contaminación del cascarón o la incubadora.⁽⁵⁶⁾ Las aves silvestres y de compañía son reservorios de la enfermedad, e incluso, la transmiten a las aves de producción;⁽⁵⁷⁾ sin embargo, no hay evidencia de la transmisión transovárica de este agente en este

tipo de aves. También, algunas enfermedades virales afectan a las psitácidas, pero se les transmiten principalmente durante la crianza por medio del contacto directo con otras aves enfermas, entre los agentes transmisores destacan:

Herpesvirus de los psitácidos tipo I

El herpesvirus tipo I es el causante de la enfermedad de Pacheco, una enfermedad que se caracteriza por depresión, biliverdinuria y diarrea; además, es muy contagiosa y es altamente mortal.⁽⁵⁸⁾ La transmisión se lleva a cabo entre aves que se mantienen en contacto directo, debido a que el virus se elimina por medio de las heces. Una vez que un ave se infecta, puede permanecer como portador asintomático por el resto de su vida.⁽⁵⁹⁾ La enfermedad se presenta de forma aguda y sin signos. Si hay signos clínicos incluyen depresión, anorexia, diarrea, regurgitación, plumaje erizado, eliminación de uratos verde-amarillo y temblores; con menos frecuencia se presenta conjuntivitis y sinusitis.⁽⁶⁰⁾

Circovirus

El circovirus es un virus altamente infeccioso y resistente al medio ambiente, produce la enfermedad del pico y la pluma de los psitácidos. Generalmente es una enfermedad sintomática en aves jóvenes, que se infectan durante el crecimiento principalmente por medio de descamaciones de plumas.⁽⁵⁹⁾ Este virus se caracteriza por la producción crónica y progresiva de anomalías de las plumas, distrofia y en ocasiones, malformación severa del pico y las uñas;⁽⁶¹⁾ también disminuye o evita el crecimiento de plumas nuevas y hace que el ave las pierda al reducir

la irrigación del folículo plumoso.⁽⁵⁹⁾ Este virus se llega a encontrar en las células del timo y la bolsa de Fabricio, por lo que, tiende a incrementar la susceptibilidad a infecciones secundarias.⁽⁶¹⁾

Poliomavirus aviar

El poliomavirus aviar causa una enfermedad aguda y fatal en crías de periquito australiano. Se han hallado cuerpos de inclusión intranucleares en polluelos de un día de edad, lo que sugiere la posibilidad de transmisión vertical. Este agente también se ha identificado en otras aves psitácidas y se asocia a cuadros subagudos, agudos y crónicos.⁽⁶²⁾ Los signos clínicos incluyen anomalías en las plumas, deshidratación severa, ataxia, temblores, estasis del ingluvis, anorexia, paresia y parálisis. Los neonatos de parvadas infectadas se desarrollan de manera normal hasta los 10-15 días cuando el polluelo muere súbitamente sin que se hayan presentado signos. Si se manifiestan signos, suelen desarrollar equimosis subcutáneas, distensión abdominal y anomalías en la formación y el crecimiento de las plumas. En los polluelos sobrevivientes, no es posible diferenciar las malformaciones en las plumas, de aquellas provocadas por la enfermedad del pico y la pluma del psitácido.⁽⁶³⁾

Reovirus

El reovirus se elimina por el tracto digestivo y el respiratorio, por lo tanto, la contaminación fecal de los alimentos es la principal vía de contagio.⁽⁵⁶⁾ En las aves psitácidas, se han reportado infecciones por reovirus en aves jóvenes (*Psittacus erithacus*), en las cuales se asoció con depleción linfóide, lo que provocó

enfermedades infecciosas secundarias por otros agentes, como herpesvirus, *Aspergillus* sp. y hongos zigomicetos.⁽⁶⁴⁾

Enfermedades bacterianas

Clamidiosis aviar

La clamidiosis aviar es una infección producida por *Chlamydia psittaci*, de la cual se han identificado nueve genotipos que tienen preferencia por algunas especies. El genotipo A es el más frecuente en los psitácidos, asimismo, se considera uno de los más virulentos debido a que produce una alta morbilidad y mortalidad. Además, tiene un elevado potencial zoonótico. Las aves afectadas pueden cursar con cuadros de anorexia, depresión, disnea y diarrea. No obstante, lo más frecuente es la muerte súbita.⁽⁶⁵⁾ Las aves infectadas generalmente se mantienen asintomáticas y llegan a excretar el agente de manera intermitente en las heces y las descargas nasales, sobre todo si son sometidas a eventos estresantes.^(66,67) La transmisión del agente se lleva a cabo de forma horizontal, ya sea por contacto directo con un ave infectada, o bien por fómites. También se sabe de la transmisión de *C. psittaci* a las crías mediante la regurgitación del alimento y la contaminación del nido con exudados infecciosos o heces.⁽⁶⁷⁾

Micoplasmosis

Los micoplasmas son organismos procarióticos muy pequeños carentes de pared celular y con una cantidad mínima de material genético.^(68,69) Estas propiedades se reflejan en el alto grado de interdependencia entre el agente etiológico y el huésped, así como por las dificultades para su cultivo in vitro.⁽⁶⁹⁾ *M. gallisepticum*

(MG) es el más patogénico y económicamente importante. Se sabe que se transmite de forma vertical en aves de producción, sobre todo durante la fase aguda de la enfermedad, cuando los niveles de MG en el tracto respiratorio llegan a su máximo nivel, aunque se ha reportado su transmisión en casos crónicos, en menor cuantía.⁽⁵⁶⁾

Salmonelosis

Salmonella enterica subsp *enterica* serovar Typhimurium tiene el potencial de producir infecciones sistémicas,⁽⁷⁰⁾ salmonelosis, e incluso, infecciones letales en polluelos de psitácidos.⁽⁷¹⁾ La transmisión vertical de *Salmonella enterica* puede resultar en la contaminación interna o externa del cascarón. A veces, los huevos se contaminan con heces durante la ovoposición y, en algunos casos, ciertos serotipos, particularmente de *S. enteritidis*, se depositan en el huevo antes de la ovoposición.⁽⁵⁶⁾

Bordetelosis o síndrome de Lockjaw

La bordetelosis o síndrome de Lockjaw es una enfermedad generada por *Bordetella avium*, cuyos signos clínicos incluyen rinitis, sinusitis y rigidez de la articulación temporomandibular (síndrome de Lockjaw). En especial, las ninfas (*Nymphicus hollandicus*) cursan con anorexia, dilatación del buche y los intestinos, emaciación, deshidratación, alteración de las vocalizaciones, hasta la muerte.⁽⁷²⁾ *Bordetella avium* se ha identificado en humanos con fibrosis quística, lo que sugiere una posible transmisión,⁽⁷³⁾ sin embargo, no se conoce que estos casos estuvieran asociados al contacto del paciente con un ave infectada.

Enfermedades micóticas

Candidiasis

La candidiasis es la micosis más común en polluelos y puede producir engrosamiento de la mucosa.⁽⁵²⁾ En la historia, *Candida albicans* ha sido el agente patógeno involucrado en esta enfermedad, afecta principalmente el ingluvis produciendo ingluvititis o *sour crop*.⁽⁷⁴⁾ Este agente se encuentra en bajos niveles en la mucosa de la cavidad oral de las aves, y la cantidad de *C. albicans* aumenta en inmunosupresión, estrés, desnutrición y con “antibióticos”.⁽⁵²⁾ St Leger (2012)⁽⁵²⁾ no menciona el tipo de antibióticos, pero en niños, la administración de cefalosporinas de tercera generación es un factor de riesgo para la candidiasis. Aunque aún no se conoce el efecto de reducir el uso empírico de estos fármacos.⁽⁷⁵⁾

En las aves, la proliferación de *Candida albicans* provoca sobre todo retraso en el vaciamiento del ingluvis y olor agrio o fétido debido al crecimiento de la levadura que forma pseudomembranas sobre la mucosa.⁽⁵²⁾ Otra especie de cándida que afecta de manera negativa a los psitácidos de compañía es *C. glabrata*. Se le ha asociado con resistencia a los principales antimicóticos usados para tratar infecciones por *Candida albicans*.⁽⁷⁴⁾ Una especie más es *C. krusei*, que se asoció a ventriculitis necrótica en un loro eclectus (*Eclectus roratus*).⁽⁷⁶⁾ En psitácidos, no se ha comprobado si la dieta alta en carbohidratos se asocia con candidiasis. En humanos, sí se ha comprobado que la dieta influye en el crecimiento de *Candida* spp. Los carbohidratos provocan

un mayor crecimiento de *Candida* spp. en el tracto digestivo, mientras que la adición de ácidos grasos saturados inhibe ese crecimiento.⁽⁷⁷⁾

Megabacteriosis

Macrorhabdus ornithogaster es el agente infeccioso de la megabacteriosis, una de las causas más comunes de enfermedad gastrointestinal en periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*). Se manifiesta con signos clínicos como regurgitación de alimento parcialmente digerido o sin digerir, diarrea con o sin melena, semillas sin digerir en las heces y pérdida de peso crónica. En las radiografías, se llega a observar dilatación proventricular. Las aves pueden morir tras uno o dos días con estos signos.^(78,79) Entre los hallazgos *post mortem*, destaca la ulceración y la necrosis de la mucosa del proventrículo. La megabacteriosis afecta a las aves en cualquier etapa de su vida, en particular a los machos de periquito australiano, por lo que se sospecha de predisposición. Esta enfermedad se asocia a situaciones estresantes como la muda, las condiciones de higiene inadecuadas, el cambio de propietario, el hacinamiento y la inducción de varios ciclos reproductivos, esto último se refiere porque la bacteria infectante se ha aislado tanto de aves sanas como enfermas.^(79,80) También, se ha identificado en heces de aves jóvenes, pero, no se ha podido determinar si en esta etapa se debe considerar como un organismo comensal o uno asociado a una proventriculitis subclínica.⁽⁸⁰⁾

Enfermedades parasitarias

Ectoparásitos

Por lo menos 2500 especies de ácaros o ectoparásitos de 40 familias están asociadas con las aves, algunos de estos se encuentran esencialmente dentro o alrededor del nido, mientras que otros infestan en el cuerpo de las aves. La mayoría de los ácaros se transmiten por contacto directo entre el ave parasitada y sus crías, parejas u otros miembros de su comunidad. Los ácaros hematófagos reducen el éxito reproductivo de sus huéspedes al disminuir la tasa de crecimiento, e incluso, matando a las crías.⁽⁸¹⁾ Asimismo, se ha detectado anemia en polluelos de nidos densamente infestados.⁽⁸²⁾

Entre los ácaros que afectan directamente a las aves se hallan miembros de los subordenes Ixodida, Mesostigmata, Astigmata y Prostigmata. Entre los de mayor frecuencia en las aves de compañía están *Knemidocoptes* spp.⁽⁸¹⁾ Tres especies son muy importantes para las aves: *K. mutans*, *K. gallinae* y *K. pilae*. *Knemidocoptes pilae* afecta a los psitácidos, en esencia a los periquitos australianos, les genera prurito y lesiones proliferativas con apariencia de esponja alrededor del pico y la cera; así como, hiperqueratosis en las patas y el anillo periocular. Además de malformación del pico, pérdida de peso y baja condición corporal. En algunos casos, los signos aparecen tras algún evento estresante como el traslado del ave de una jaula a otra.⁽⁸³⁾

Los hemípteros y los dípteros son la causa aparente para que los padres abandonen el nido. La estructura del nido, en específico, la altura y el tipo de nido, proveen protección contra algunos

dípteros. Los nidos cerrados tienen mayor prevalencia de mosquitos transmisores de *Plasmodium* en comparación con los nidos abiertos.^(82,84) Por lo que, este tipo de ectoparásitos podría estar más relacionada con otros factores de transmisión directa entre los padres y sus crías.

Tricomoniasis

El patógeno de la tricomoniasis es *Trichomonas gallinae*, se ha hallado en columbiformes, galliformes, falconiformes, psitaciformes y passeriformes, y ocasionalmente, en aves de compañía, sobre todo en periquitos australianos (*M. undulatus*) y ninfas (*N. hollandicus*).^(85,86) La transmisión es directa cuando los padres alimentan a sus polluelos, o indirecta, por medio del agua o el alimento contaminados con secreciones de la cavidad oral de los padres. Los trofozoítos tienen afinidad por la mucosa del esófago e ingluvis de aves jóvenes produciendo lesiones nodulares caseosas y de color amarillo pálido en la mucosa.⁽⁸⁶⁾ Los signos clínicos incluyen anorexia, disfagia, pérdida de peso y disnea. En los periquitos australianos no desarrollan lesiones macroscópicas visibles en la cavidad oral, pero sí presentan mayor salivación y regurgitación.⁽⁸⁵⁾ En radiografías de ninfas afectadas por *T. gallinae* se ha observado el incremento del tamaño del ingluvis sin evidencia de cuerpos extraños, así como ausencia de lesiones en la cavidad oral.⁽⁸⁶⁾

Respuesta inmune de las aves altriciales

3

Respuesta inmune de las aves altriciales

En la urraca común silvestre (*Pica pica*), los anticuerpos transmitidos por la madre pueden mejorar la intensidad de la respuesta inmune de sus crías y, en ausencia de los mismos, la respuesta inmune de los polluelos se encuentra disminuida, lo que impacta la supervivencia de las crías durante la etapa de cuidado parental. También, los polluelos a los 8-10 días después del nacimiento incrementaron los niveles de inmunoglobulinas hasta 30 veces en comparación con el nivel que tuvieron en el nacimiento.⁽⁸⁷⁾

Los estudios de Smits y Bortolotti (2008) proporcionan evidencia de que a los tres días, las crías de cernícalo americano (*Falco sparverius*) con cuidado humano tienen linfocitos B capaces de producir una respuesta inmune humoral. Esta respuesta parece desarrollarse rápidamente en los días posteriores, porque los anticuerpos se elevan alrededor del día cinco al siete después del nacimiento, y del día siete al nueve se incrementa notablemente la respuesta inmune adaptativa. Este tipo de respuesta se ha reportado en otras especies altriciales como las palomas y las guacamayas.⁽⁸⁸⁾

La capacidad de los polluelos de especies altriciales de desencadenar una respuesta inmune humoral también indica que la

respuesta inmune mediada por células, es capaz de proteger a pesar de que los polluelos se consideren fisiológicamente inmaduros.⁽⁸⁸⁾ Hasta el 92.3% de las aves criadas por sus padres tienen una mejor condición de salud, en contraste con el 57.7% de las aves capturadas en libertad, y el 12.5%, de las que fueron criadas a mano, que presentaron problemas respiratorios.⁽⁸⁹⁾

Respuesta de las aves altriciales a factores estresantes

4

Respuesta de las aves altriciales a factores estresantes

Tras eventos estresantes, las aves liberan corticosterona para facilitar la respuesta fisiológica y conductual que ayudará al individuo a sobrevivir al factor estresante.⁽⁹⁰⁾ No obstante, en comparación con las aves adultas, las aves jóvenes se beneficiarían en menor medida de la liberación de corticosterona, además de que ésta podría afectar su crecimiento y desarrollo durante la etapa en la cual son completamente dependientes de sus padres.⁽¹²⁾ La producción de corticosterona en polluelos de chara floridana (*Aphelocoma coerulescens*) llevó a la hipótesis de que la respuesta del eje hipotalámico-hipofisario-adrenal incrementa con la edad, por lo tanto, los niveles de corticosterona no son iguales en los polluelos y en las aves juveniles independientes.⁽⁹²⁾ Factores estresantes exógenos tienen el potencial de cambiar la secreción de corticosterona en las etapas tempranas de la vida de las aves altriciales.⁽¹¹⁾

Las crías de cenizote (*Mimus polyglottos*), mientras viven en el nido (aproximadamente doce días después de su nacimiento), tienen una respuesta disminuida a la corticosterona, pero durante las semanas tres y cuatro, conforme se vuelven más independientes, la respuesta se desarrolla.⁽¹²⁾ Por otro lado, las

crías de periquito coliverde (*Forpus passerinus*) han desarrollado una respuesta al estrés significativa en las etapas tempranas del desarrollo en comparación con las paseriformes. Aunque aún debe determinarse qué tan temprano sobreviene la respuesta adrenocortical. Las concentraciones de corticosterona en aves expuestas a una situación estresante (falta de alimento) fueron significativamente más altas (7.89 ng/mL \pm 0.73) comparadas con las del grupo control (3.09 ng/mL \pm 0.32).⁽⁹³⁾

Se sabe de un comportamiento similar, donde el tiempo de manejo fue el factor estresante; entre mayor fue el tiempo, mayor fue la producción de corticosterona.⁽¹⁰⁾ En pollos (*Gallus gallus*) de siete días de edad, los niveles de corticosterona aumentan al aislarlos de su grupo durante algunos minutos, entonces incrementan las vocalizaciones, mismas que, en pollitos, se han utilizado como un indicador de estrés por separación.⁽⁹⁴⁾ Lo anterior hace suponer que es posible que el proceso de separación de los polluelos altriciales de sus padres, o bien, el no estar en contacto con aves de su misma especie, produzca un estrés similar al de los pollitos.

Cuando las aves son expuestas a temperaturas fuera de su rango de temperatura óptimo, llevan a cabo ciertas adaptaciones para ajustar sus rangos de pérdida y ganancia de calor con un mínimo costo energético. Las zonas de piel sin plumas funcionan como sitios de intercambio de calor con el ambiente. Cuando hace frío, la falta de aislante térmico en las patas, las vuelve un sitio por donde el calor se pierde con mayor facilidad. Para disminuir tal pérdida, las venas y arterias de las patas de muchas

aves están en contacto entre sí y funcionan como un sistema de intercambio de contracorriente para conservar el calor.⁽⁹⁵⁾

La sangre arterial deja el tronco del ave a temperatura corporal, mientras que la sangre venosa proveniente de las patas está más fría, al regresar hacia el tronco, la sangre venosa adquiere calor a partir de la sangre arterial por conducción; por lo tanto, la sangre arterial llega a las patas más fría, mientras que la sangre venosa llega al tronco con una mayor temperatura. Además, al constreñir los vasos sanguíneos de las patas, se disminuye el flujo sanguíneo y, por tanto, la pérdida de calor. El comportamiento también tiene una función importante para disminuir la pérdida de calor en las superficies sin plumas. Algunas aves levantan una pata y la pegan al cuerpo, otras descansan cubriéndose ambas patas e incluso pueden esconder su pico entre las plumas y se esponjan con el fin de mejorar la efectividad aislante de su plumaje.⁽⁹⁵⁾

Los polluelos mejoran su capacidad para regular la temperatura corporal conforme el tamaño y madurez de los músculos esqueléticos, así como por el incremento de otros órganos, lo que genera calor en respuesta a la disminución de la temperatura corporal. El desarrollo de la termorregulación también es promovido por la disminución de la conducción térmica del polluelo como resultado del incremento en su tamaño y aislamiento del cuerpo. Cuando los pollitos recién nacidos son expuestos a temperaturas bajas (20°C), son incapaces de mantener la homeotermia, dormitan y disminuyen su actividad.⁽⁹⁶⁾ Cuando un ave se expone al frío, provoca respuestas fisiológicas relacionadas con el consumo de oxígeno e induce cambios en la producción

de energía, y subsecuentemente, en la producción de especies reactivas de oxígeno.⁽⁹⁷⁾

Las especies reactivas de oxígeno (ROS) convierten, entre el 2 y el 4% del oxígeno utilizado por las mitocondrias por medio de la reducción univalente del oxígeno para formar superóxido (O_2^-) después de la pérdida de electrones (e^-) durante la cadena respiratoria. La superóxido dismutasa (SOD) convierte el superóxido (O_2^-) en peróxido de hidrógeno (H_2O_2), que es reducido a H_2O por la glutatión peroxidasa (GPx), así se evita que continúe el daño producido por el peróxido de hidrógeno. En presencia de Fe^{2+} y Cu^{2+} , el peróxido de hidrógeno (relativamente no reactivo) es convertido al radical reactivo hidroxilo (OH) que por su solubilidad lipídica puede cruzar la membrana y oxidar proteínas, ADN, lípidos y carbohidratos dentro de las células.⁽⁹⁸⁾

Durante el crecimiento de los pollos expuestos al frío ($4^\circ C$ por 10-12 días), se ha observado que aumenta el consumo de oxígeno y la síntesis de ATP por las mitocondrias del músculo esquelético.⁽⁹⁶⁾ En pollos de quince días de edad, la exposición aguda o crónica a bajas temperaturas ($12^\circ C \pm 1^\circ$) disminuye significativamente la capacidad antioxidante total (T-AOC), así como la actividad de la glutatión peroxidasa (GSH-Px) y de la superóxido dismutasa acompañada de un incremento en el contenido de malondialdehído (MDA) en los órganos del sistema inmunológico, como el bazo, el timo y la bolsa de Fabricio, en comparación con los pollos mantenidos a una temperatura constante de $25^\circ C$, lo cual indica que el equilibrio entre los sistemas oxidantes y antioxidantes del organismo ha sido interrumpido y que por lo

tanto el estrés por frío produce daño oxidativo en los órganos inmunológicos.⁽⁹⁹⁾

Durante la exposición aguda al frío, el contenido de IL-2 e IFN- γ se incrementaron, después disminuyeron en el bazo y la bolsa de Fabricio; mientras que IL-4 aumentó en el bazo y la bolsa de Fabricio durante el estrés agudo y crónico. Finalmente, IL-2 e IL-10 incrementaron en la bolsa de Fabricio y el bazo, pero disminuyeron en el timo. Debido a la importancia de las citocinas en el sistema inmune, los resultados pueden indicar que el estrés producido por la exposición al frío afecta el funcionamiento de los órganos del sistema inmunitario.⁽⁹⁹⁾ Aunque no se ha demostrado este efecto en aves altriciales es muy probable que se presente una respuesta similar.

Recientemente se ha evaluado la posibilidad de usar biomarcadores de estrés oxidativo, metabolitos de oxígeno reactivo (d-ROMs) y la prueba de antioxidantes plasmáticos (PAT), como índice del daño biomolecular al ADN, lípidos y proteínas, comparando los niveles de los indicadores plasmáticos de oxidación entre gallinas mantenidas en una caseta de producción intensiva (G1) y gallinas criadas en un sistema de libre pastoreo (G2). En ellas, el índice de estrés oxidativo ($OSI = d-ROMs/PAT \times 1000$) fue significativamente más alto en G1 (14.7 ± 7.1) en comparación con G2 (5.6 ± 0.3). Asimismo, hay relación positiva entre OSI y las concentraciones séricas de MDA. También, los valores de volumen celular y el hematocrito disminuyeron, lo que puede asociarse al daño producido por los ROMs sobre las membranas del eritrocito y la hematopoyesis.⁽¹⁰⁰⁾ Esto sugiere que en las aves expuestas a

factores estresantes, como hacinamiento, baja ventilación y altos niveles de polvo, se pueden incrementar los niveles de ROS y el estrés oxidativo, en comparación con las aves mantenidas en el exterior, las cuales, además pudieron tener acceso a fuentes naturales de alimento como pasto e insectos. Los estudios al respecto aún no se han realizado en aves psitácidas, de manera que no hay pruebas de gabinete estandarizadas para evaluar el daño molecular en el psitácido.

Crianza artificial

5

Crianza artificial

En ocasiones es necesario que los polluelos de aves altriciales sean criados a mano. Por ejemplo, las aves nacidas de huevos incubados artificialmente, polluelos abandonados por sus padres; para prevenir la transmisión de enfermedades de los padres o para generar una impronta hacia el ser humano y facilitar su manejo posterior.⁽¹³⁾ A pesar de ello, esto tiene algunas desventajas como la incorrecta socialización, por la cual el ave adquiere los comportamientos propios de su especie que le permitiría convivir con otras aves,⁽¹⁰¹⁾ además del alto compromiso que requiere su crianza, porque son necesarias condiciones ambientales específicas como la temperatura y la humedad, el tipo de sustrato y las dietas adecuadas para cada especie. Es esencial el conocimiento sobre los métodos adecuados de alimentación, la cantidad y la frecuencia de la misma.

En el **Cuadro 2**, se observan los principales parámetros del desarrollo de aves psitácidas, que comúnmente se encuentran como aves de compañía. En términos generales, la crianza artificial es más corta que la crianza natural, por lo que es posible que se presenten algunas deficiencias en el desarrollo del polluelo.

Cuadro 2. Parámetros del desarrollo de distintos géneros de aves psitácidas

	Incubación	Edad a la que termina el emplume	Edad a la que abandona el nido		
			Crianza natural	Crianza artificial	Peso adulto
<i>Agapornis</i>	18-24	30-35	45-55	40-45	42-48
<i>Amazona</i>	24-29	45-60	90-120	75-90	A
<i>Ara</i>	26-28	70-80	120-150	95-120	1103
<i>Aratinga</i>	27-28	35-40	45-70	60	80-100
<i>Cacatua</i>	28	45-60	90-120	75-100	552
<i>Eupsittula</i>	30	35-40	45-70	60	80-100
<i>Melopsittacus</i>	16-19	30-45 (22-26)	30-56	0-30	30-110
<i>Myiopsitta</i>	24-26	41	40	60	90-140
<i>Nymphicus</i>	18-20	32-38	47-52	42-49	80-90
<i>Pionus</i>	25-26				
<i>Psittacula</i>	22-23	40-45	55-65		115
<i>Psittacus</i>	26-28	50-65	100-120	75-90	370-534

A: Peso varía según la especie del género *Amazona*.

Modificado a partir de Carpenter⁽¹⁰²⁾ y Petzinger⁽¹⁰³⁾

Alojamiento

Idealmente, el área de crianza debe encontrarse aislada de otras instalaciones o habitaciones para evitar el contacto con otras aves, además el personal encargado del cuidado y el mantenimiento de los polluelos no debería entrar en contacto con otras aves para evitar la propagación de agentes patógenos. Los polluelos se colocan en incubadoras para tener un mejor control de la temperatura y la humedad relativa, necesarias para el óptimo desarrollo del polluelo. Dentro de la incubadora, los polluelos se pueden colocar dentro de un contenedor de plástico con un sustrato. Los polluelos parcialmente emplumados pueden instalarse fuera de las incubadoras dentro de contenedores más grandes en habitaciones con temperatura regulada, para lo cual se utilizan calentadores eléctricos ubicados a una distancia segura de los polluelos (**Figura 5**). Una vez que estos adquieran la capacidad de moverse libremente y volar será necesario alojarlos en espacios para tal fin.⁽¹³⁾

Condiciones ambientales

Las condiciones ambientales de crianza dependen de la edad y la etapa de emplume del polluelo. La humedad relativa para las especies tropicales debe mantenerse por encima del 50% y la temperatura ambiental es aproximadamente entre 20 y 35.5°C (**Cuadro 3**). Sin embargo, la temperatura y la humedad relativa se ajustan de acuerdo con el comportamiento del ave en particular; las aves con calor independientemente de la humedad suelen jadear y mantienen sus alas separadas del cuerpo, mientras que aquellas con frío, se agrupan con otras aves, tiemblan y pueden presentar un lento vaciado del ingluvis.⁽¹³⁾



Figura 5. Nido artificial para ave altricial de tamaño grande, con paredes altas para evitar que escape, así como una superficie anti-deslizante, cálida, absorbente y de tejido cerrado, lo cual evita que se atore en las patas del polluelo y produzca lesiones.

Fotografía de Hospital de aves FMVZ–UNAM.

Cuadro 3. Rangos de temperatura sugeridos para polluelos de psitácidos

Etapa del desarrollo	Rango de temperatura
Recién eclosionados	33.0 - 34.5 °C
Polluelos desnudos	32.0 - 33.0 °C
Polluelos con cañones evidentes	29.0 - 32.0 °C
Polluelos parcialmente emplumados	23.0 - 26.5 °C
Polluelos completamente emplumados	20.0 - 23.0 °C

Modificado⁽¹³⁾

Sustratos

El sustrato absorberá la humedad de las heces y la orina, y proveerá de soporte a los miembros pélvicos ante superficies lisas para evitar deformaciones. No debe provocar problemas digestivos si llega a ingerirse. Algunos sustratos: la tela de pañal, toallas de algodón o tela polar se usan para ayudar a conservar mejor el calor y son fáciles de remplazar y lavar. Otros sustratos, como las toallas de papel, no se recomiendan porque no proveen suficiente soporte a las extremidades. El papel rasgado, la viruta o los *pellets* pueden producir irritación del tracto gastrointestinal e impactación si son ingeridos. Mientras, el aserrín produce irritación de vías respiratorias predisponiendo al polluelo a problemas respiratorios.⁽¹³⁾

Alimentación de polluelos altriciales

Las aves psitácidas se desarrollan mejor con dietas altas en grasa, que deben mezclarse con agua tibia para formar una papilla, cuyo 27% será sólido.^(21,103) Un ejemplo de crianza: un polluelo de loro imperial (*A. imperialis*), severamente debilitado, se crió con éxito con una mezcla de dieta comercial para primate, fórmula con electrolitos orales, y papilla comercial para bebé a base de frutas como dieta complementaria, después de que el estado del polluelo no mejorara al alimentarlo con las dietas específicas para aves.⁽²⁶⁾ Hay diversas dietas formuladas para la alimentación de crías de psitácidos, en general su aporte nutricional varía entre 16-26% de proteínas, 3-16% de lípidos y 2-10% de fibra.⁽¹⁰⁴⁾ En el **Cuadro 4** comparan los aportes nutricionales de

distintas dietas comerciales utilizadas para criar polluelos de psitácido, así como los aportes de una dieta comercial para adulto. Esto nos permite confirmar que, en comparación con la dieta para adulto, las dietas específicas para polluelos son más altas en proteínas y lípidos, por lo que debe recomendarse este tipo de papillas para la crianza.

Cuadro 4. Comparación de los aportes nutricionales de distintas dietas comerciales

	Dieta comercial para psitácidos adultos ⁽¹⁰⁵⁾	Fórmula para preparar papilla alta en grasa para psitácidos ⁽¹⁰⁶⁾	Fórmula para preparar papilla para psitácidos neonatos ⁽¹⁰⁷⁾	Fórmula para preparar papilla para crías de psitácidos ⁽¹⁰⁸⁾	Dieta comercial para primates ⁽¹⁰⁹⁾
Proteína	(min) 15%	(min) 22%	(min) 26%	(min) 19%	(min) 20%
Grasa	(min) 6%	(min) 16%	(min) 14%	(min) 13%	(min) 5%
Fibra	(max) 5%	(max) 5%	(max) 1%	(max) 5%	(max) 4%
Humedad	(max) 12%	(max) 10%	(max) 10%	(max) 10%	(max) 10%

En las aves recién nacidas, se recomienda alimentarlas con una papilla más diluida el primer día de nacidas, debido a que el polluelo también consumirá el contenido del saco vitelino,⁽¹³⁾ se sugiere que durante los primeros cuatro días la dieta consista en un 7% de sólidos y 93% de agua. Posteriormente, se requerirá un 30% de sólidos, ya que un aporte insuficiente de agua durante este periodo se ha asociado con mortalidad elevada, mientras que la falta de alimento sólido provocará un retraso

en el crecimiento.⁽¹¹⁰⁾ El **Cuadro 5** contiene un ejemplo completo de las cantidades, la frecuencia y la composición de la dieta adecuada para una cría de perico mediano (*Miyopsitta monachus*), la cual se basa en dos productos comerciales. La fórmula A corresponde a una fórmula alta en grasa para alimentar crías de psitácido y, la fórmula B, para alimentar psitácidos neonatos. La cantidad de alimento se estimó a partir del porcentaje del peso corporal que podía ser administrado por cada ocasión de forma segura.⁽¹⁰³⁾ Si se procura que la alimentación de los polluelos es adecuada, alcanzarán el desarrollo esperado para su especie y, así, disminuirán las probabilidades de desarrollar problemas a largo plazo.

Cuadro 5. Ejemplo de dieta recomendada para la alimentación de crías de loro de tamaño mediano (*Miyopsitta monachus*)

Edad (días)	Volumen (cada alimentación)	Partes de fórmula/agua	Frecuencia de alimentación
0-4	(6-7% del peso corporal)	1p fórmula A+3p agua (1 kcal/mL)	11 veces al día (cada 2 horas, permitiendo el descanso continuo de 12:00 - 3:00 am y de 3:00 - 6:00 am)
5-8	(6-7% del peso corporal)	1p fórmula A+3p agua (1 kcal/mL)	9 veces al día (cada 2 horas y permitir el descanso continuo de 12:00 am a 6:00am)

Edad (días)	Volumen (cada alimentación)	Partes de fórmula/agua	Frecuencia de alimentación
9-21	(10% del peso corporal)	1p fórmula B+3p agua (0.82 kcal/mL)	6 veces al día (cada 3 horas y permitir el descanso continuo de 10:00 pm a 6:00 am)
22-40	(10% del peso corporal)	1p fórmula B+2p agua (1.1 kcal/mL)	5 veces al día (cada 4 horas y permitir el descanso continuo de 10:00 pm a 6:00 am)
41-60	(6-8% del peso corporal)	1p fórmula B+2p agua (1.1 kcal/mL)	4 veces al día y ofrecer además alimento sólido y variado. (cada 2.5 horas y permitir el descanso continuo entre las 8:00 pm y 6:00 am)

La **Figura 6** ejemplifica la curva de crecimiento esperada para un loro frente azul (*Amazona aestiva*). Durante la segunda etapa (días 11-35) se ha reportado un incremento en el peso con tendencia exponencial hasta alcanzar un peso similar al de los adultos de su especie, que en *A. aestiva*, oscila entre 275 y 510 g. Durante la tercera etapa, el peso se estabiliza, y finalmente durante la cuarta etapa (día 46 en adelante), se pueden observar varianzas en el peso debido a que el ave comienza a consumir alimentos por sí misma, mientras que la alimentación asistida se comienza a retirar, eventualmente el peso se estabiliza conforme el ave aprende a alimentarse.^(111,102)

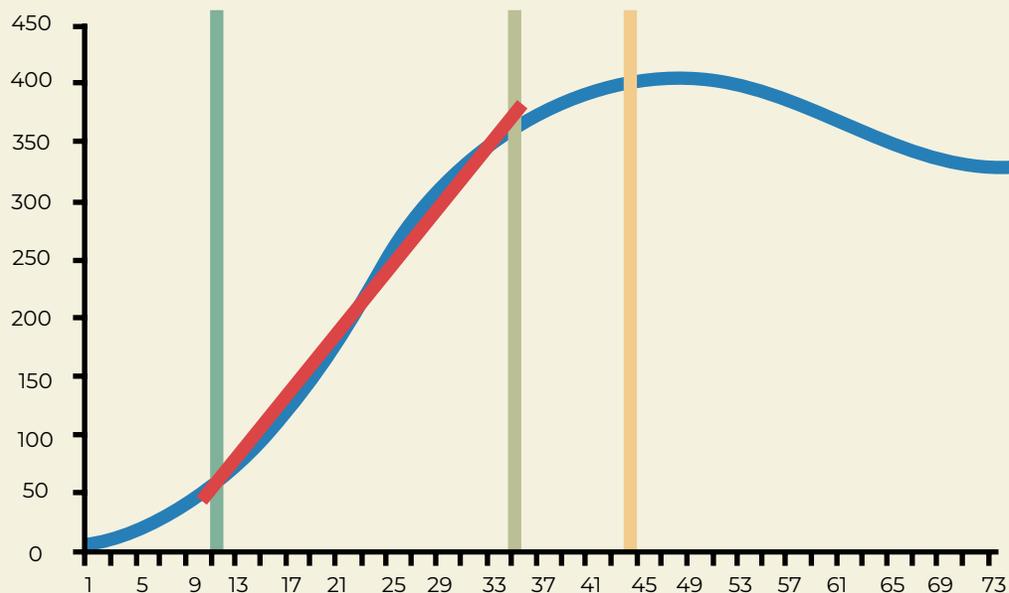


Figura 6. La etapa 1 abarca desde el día 1 hasta el día 10; la etapa 2, del día 11 al 35; la etapa 3, del 36 al 45, y a la etapa 4, del 46 en adelante.

Proceso de emplume

Los polluelos nacen con o sin plumas dependiendo de la especie. El proceso de emplume, la apertura de los ojos o el comportamiento son útiles para determinar la edad aproximada del polluelo, así como para evaluar su estado general de desarrollo. Por ejemplo, en el periquito alejandrino (*Psittacula eupatria*), a las dos semanas de edad, los cañones de las plumas aún no emergen de la piel, pero se comienzan a notar en las regiones alar, dorsal y caudal. A las tres semanas, los “cañones” emergen en las regiones humeral y alar, mientras que los de las regiones de la cabeza, el femoral y la ventral ya se notan, pero aún no emergen.⁽¹¹³⁾

A las cuatro semanas, las plumas de las regiones humeral, alar y caudal han desenvainado, mientras que los cañones de la cabeza, el femoral, y las regiones crural y ventral comienzan a emerger. A las cinco semanas, la mayoría de los cañones han emergido en las regiones dorsal, humeral, alar y caudal, incluso en el vientre. A las seis semanas, las plumas verdes de contorno han cubierto la mayor parte del cuerpo y parte de la cara.⁽¹¹³⁾ El desarrollo del emplume y el comportamiento de los polluelos de agapornis y ninfa, días después del nacimiento, se observa en el **Cuadro 6** y la **Figura 7**.

Cuadro 6. Desarrollo del emplume y el comportamiento del polluelo de ninfa y agapornis días después del nacimiento

Característica	Ninfas	Agapornis
Ojos abiertos	5	4
Oídos abiertos	6	9
Vocalización a un estímulo visual o auditivo	10	24
Inicio de emplume	7	12
Dos filas de crecimiento de plumas en el ala	8	15
Cuatro filas de crecimiento	9	—
Inicia emplume en la cabeza	12	18
Inicia emplume en el dorso	11	18

Característica	Ninfas	Agapornis
Inicia emplume ventral	11	18
Inicia emplume en la cresta	8	
Inicia emplume de las rectrices	10	20
Apertura de las plumas	13	18
Termina emplume de la cabeza		25
Termina emplume de las alas	29	31
Termina emplume de las rectrices	28	31
Termina emplume ventral	25	31
Termina emplume dorsal	28	34
Termina emplume de la cresta	27	—
Sale del nido	29	39
Interactúa con otros individuos	39	42
Interactúa con el ambiente	40	41
Interactúa con el alimento	50	—
Inicia consumo de alimento	60	60
Primer vuelo	41	42
Emancipación	90	90

A



Agapornis recién nacido: ojos y canal auditivo cerrado.

B



Agapornis de 18 días de edad con ojos y canal auditivo abierto con fila de crecimiento de plumas en ala, dorso, flanco y de rectrices.

C



Agapornis de 25 días con emplume de la cabeza y otras regiones del cuerpo.

D



Agapornis de 34 días de edad con emplume casi completo.

E



Ninfa de 5 días de edad con el ojo abierto y poca apertura del canal auditivo.

F



Ninfa de 7 días con ojo y canal auditivo abierto, ingluvis con alimento e inicio del emplume en alas.



Ninfa de 10 días con emplume en alas y cabeza.



Ninfa de 25 días con emplume completo.

Figura 7. Desarrollo de un agapornis y una ninfa.

Fotos: María de Jesús Lizbeth Miranda Antonio.

Es sumamente importante que se procure la correcta higiene tanto del alojamiento, como de los instrumentos para la crianza (**Figura 8**) y es vital la evaluación constante sobre el estado de salud de los polluelos, así como de su desarrollo,⁽¹³⁾ aunque es posible que se presenten algunos trastornos asociados con errores en la alimentación y el mantenimiento de polluelos altriciales, los cuales se deben tener en cuenta, porque podrían llegar a consulta médica, e incluso, el ser humano podría enfermarlo por desconocimiento.



Figura 8. Instrumental para la alimentación de polluelos. Este tipo de sondas se adaptan fácilmente a jeringas comerciales y facilitan la alimentación de polluelos inapetentes. Se debe tener especial cuidado en su limpieza, porque debido a su tamaño, el alimento se puede quedar atrapado en su interior.

Foto: Diana Ivonne Meza Madrid.

Consulta y examen físico pediátrico

6

Consulta y examen físico pediátrico

Historia clínica pediátrica

Una historia clínica completa es crucial para llevar a cabo un diagnóstico adecuado. Además, en las aves pediátricas, es necesario tomar en cuenta algunos datos extra.

Identificación del ave

Especie: conocer la especie, su comportamiento, sus hábitos y requerimientos dietéticos permitirá al clínico identificar las causas del problema actual. En las etapas más tempranas del desarrollo de las crías de ave, a veces es muy complicado identificar la especie de manera adecuada si no se conoce su origen. No obstante, es útil identificar las características para clasificar al polluelo en algún orden y, de esta forma, realizar los primeros manejos. Una vez que el emplume ha concluido, será posible identificar adecuadamente la especie del ave.

Edad: se incluirá información sobre la fecha de eclosión para determinar los cuidados necesarios con respecto a temperatura ambiental, humedad y frecuencia de alimentación. En los polluelos de aves silvestres, no es posible estimar exactamente

la edad, sin embargo, se usa la identificación del progreso del emplume, el cual va de 22 a 80 días en psitácidos de compañía.

Sexo: en los polluelos no es posible identificar el sexo ya que la mayoría de las aves no presentan dimorfismo sexual y, en caso de presentarlo, se identifica hasta que el ave tiene el plumaje completo o que se realice una prueba de PCR o laparoscopia, por lo que no es necesario incluir este dato.

Origen del ave: es el lugar de adquisición del polluelo, es decir, si proviene de un criadero especializado, un mercado de aves vivas, si fue importado, o criado en casa o capturado en vida silvestre, ayuda a identificar el origen del problema o a desarrollar algunas hipótesis diagnósticas.

Tipo de crianza: si el ave ha sido criada de manera natural es necesario obtener información sobre el estado de salud y la nutrición de los progenitores, debido a que el estado de salud del polluelo depende directamente del de los padres. En cambio, si el polluelo fue criado a mano, se deben conocer las condiciones ambientales en las que se ha mantenido, el tipo de dieta y las medidas de bioseguridad implementadas para su manejo, debido a que en este tipo de aves es común ver problemas derivados de manejos inadecuados durante la crianza asociados a estos aspectos.

Animales con los que hay contacto: en los polluelos criados de manera natural, tomar en cuenta a los progenitores y otras crías, y en las aves criadas a mano, verificar si fueron formaron parte de grupos de polluelos con distintos orígenes, porque por estos

contactos, suelen contaminarse con enfermedades infecciosas y propagarlas a los individuos en contacto.

Alimento: conocer si al polluelo se le está alimentado con dieta comercial para polluelos, así como, indagar sobre la cantidad, la consistencia, e incluso, la marca y el lote de la papilla. También se recomienda saber sobre el instrumental y el método con el que fue preparada, y el cómo se alimentó al polluelo.

Consumo: a pesar de que tanto la dieta como el método sean los ideales, quizá la cantidad sea inadecuada y el polluelo requiera más.

Examen físico

Examen físico de polluelos recién nacidos

El manejo de los polluelos recién nacidos debe ser rápido y delicado para evitar lesiones y pérdida innecesaria de calor; requieren mantenerse dentro de una incubadora a temperatura constante durante la primera semana de vida.⁽¹¹⁴⁾ A través de la piel, se logra ver la mayoría de los órganos abdominales: por lo regular, el hígado, el asa duodenal, el saco vitelino, el ventrículo, y en ocasiones, los pulmones⁽¹¹⁴⁾ **(Figura 9)**.



Figura 9. Ninfa de diez días de edad, donde se observan algunos órganos internos a través de la piel y los músculos abdominales, así como el crecimiento de las plumas en la región del flanco y los pectorales.

Foto: Hospital de Aves FMVZ-UNAM.

Los pulmones y el corazón se auscultan para determinar la ausencia o presencia de sonidos anormales o arritmias asociadas con los signos clínicos. Mientras, la condición corporal se evalúa por medio de la palpación de la musculatura y la grasa subcutánea sobre la articulación húmero-radio-ulna, las falanges y el sinsacro, ya que la masa muscular de la quilla está poco

desarrollada y, por tanto, no se considera un indicador confiable en polluelos.⁽¹¹⁴⁾ Además, se toma en cuenta el peso, la talla y la envergadura del ejemplar para determinar si el crecimiento y la ganancia de peso son los adecuados para la especie.

El ingluvis se valora de forma visual en cuanto a su tamaño y color, así mismo se palpa con cuidado para verificar el grosor, el tono, quemaduras, fistulas o cuerpos exógenos. El ingluvis se transilumina para detectar cuerpos exógenos,⁽¹¹⁴⁾ por ejemplo, material de cama, objetos pequeños. También se evalúa el color, la textura, la hidratación de la piel y la grasa subcutánea. Normalmente las crías de psitácido son de color beige-rosado y la piel es cálida y flexible. La deshidratación provoca que la piel se vuelva seca, hiperémica y pegajosa.

Examen físico de polluelos mayores: con plumas de contorno en crecimiento

Estos polluelos son capaces de moverse activamente a su alrededor a pesar de que su esqueleto no ha madurado por completo, por lo que se recomienda manejarlos con cuidado, sin exceder la fuerza para evitar traumatismos. Las plumas se examinan en búsqueda de líneas oscuras transversales a la vaina (líneas de estrés), así como cualquier cambio de tono, distrofia, fragilidad al tacto o hemorragias. También es necesario determinar si el progreso del emplume es el adecuado para la edad aproximada del polluelo. El sistema musculoesquelético se palpará y evaluará para detectar malformaciones o traumatismos en polluelos de cualquier edad. Hasta antes del final de la crianza los polluelos

de psitácido se apoyan en el tibiotarso y sobre su abdomen, que por lo regular es prominente, debido a que el ingluvis, el proventrículo, el ventrículo y el intestino delgado suelen estar llenos de alimento.⁽¹¹⁴⁾

Se recomienda prestar especial atención a la región superior de la cabeza y el cuello en búsqueda de zonas con aumento de tamaño que podrían sugerir la ruptura de los sacos aéreos cefálicos y cervicales. El pico se examina para detectar malformaciones que no permitan una correcta oclusión. En las comisuras del pico, un tejido suave, se buscan lesiones, y se espera que el polluelo se alimente con vigor cuando las comisuras se estimulan.⁽¹¹⁴⁾ En la cavidad oral se detecta si hay inflamación, úlceras, sialolitos, depósitos de fibrina, nodulaciones, petequias, equimosis, disminución o ausencia de espículas en la coana, cambios de coloración de la mucosa o presencia de objetos.

Los ojos de estos polluelos en un inicio están cerrados, se comienzan a abrir el día 14-28 en guacamayas, 10-21 en cacatúas y 14-21 en loros Amazona. Normalmente se nota una descarga clara en los ojos cuando se abren por primera vez, lo que por lo general ocurre de forma unilateral. Los ojos y la región periorcular se observan para detectar anomalías que incluyen deformidades del párpado, blefaritis, blefaroconjuntivitis, opacidad de la córnea y espasmo del párpado.⁽¹¹⁴⁾ En las narinas y los oídos se han de detectar secreciones u obstrucciones, asimismo, se mide el tamaño del orificio o la ausencia del mismo.⁽¹¹⁴⁾ Algunas especies tienen un opérculo nasal grande, no debe confundirse con alguna secreción o cuerpo extraño.

Trastornos asociados al manejo

7

Trastornos asociados al manejo

Malnutrición

La malnutrición se define como la “alteración en la absorción de nutrientes”.⁽¹¹⁵⁾ Se asocia con una dieta desbalanceada, ya sea por excesos o por deficiencia de nutrientes, así como por trastornos en la absorción de los mismos. Entonces, la alimentación no cubrirá los requerimientos nutricionales de esa etapa de vida. La mayoría de los pacientes hospitalizados están malnutridos, debido a un desbalance en sus dietas, que posteriormente se exagera debido a la disminución del consumo voluntario de alimentos. Clínicamente, los pacientes hospitalizados son tratados por nutrición enteral (NE) o parenteral total (NPT).⁽¹¹⁵⁾

Los nutrientes son los componentes de la dieta que proveen energía y precursores para la síntesis de macromoléculas estructurales y funcionales. Las macromoléculas conforman la mayor parte de la dieta e incluyen lípidos, proteínas, carbohidratos y agua. Los micronutrientes son aquellos que se requieren en menor proporción e incluyen vitaminas y minerales. Por otro lado, los nutrientes esenciales son necesarios para mantener un estado de salud óptimo, los requiere el metabolismo, pero, no son sintetizados en cantidades suficientes para cubrir las demandas.

La fisiología de cada especie determina sus requerimientos nutricionales y están determinados por tres estados fisiológicos: basal, de mantenimiento y total.⁽¹¹⁶⁾

Los requerimientos basales mantienen las funciones básicas del organismo, es decir, aquellas que remplazan las pérdidas inherentes para estar vivo. Los de mantenimiento se enfocan en las actividades y el comportamiento. Mientras, los requerimientos totales combinan todos los requerimientos para mantener la vida y sus distintas etapas, incluyendo el crecimiento, la reproducción y la muda. Uno de los principales problemas es que en las aves de compañía no están bien establecidos; además, la eficiencia para la absorción de nutrientes en cada etapa de la vida puede no ser la misma y en ocasiones no es la más adecuada.⁽¹¹⁶⁾ A pesar de esto, se ha conseguido establecer un perfil nutricional general recomendado para las aves psitácidas (**Cuadro 7**).

Cuadro 7. Perfil nutricional general de las dietas para psitácidas, perros y gatos

		Psitácidos		Perros		Gatos	
		Min	Máx	Min	Máx	Min	Máx
Amino-ácidos	Energía	kcal/kg	3200	4200	3500		4000
	Proteína	%	12		18		26
	Lisina	%	0.65		0.59		0.83
	Metionina/cisteína	%	0.5		0.43		1.1
	Arginina	%	0.65		0.51		1.04
	Treonina	%	0.4		0.48		0.73

			Psitácidos		Perros		Gatos	
			Min	Máx	Min	Máx	Min	Máx
Ácidos grasos esenciales	Ácido linoleico	%	1		1		0.5	
Vitaminas liposolubles	Vitamina A	UI/kg	8000		5000	250000	5000	750000
	Vitamina D3	UI/kg	500	2000	500	5000	500	10000
	Vitamina E	UI/kg	50		50	1000	30	
	Vitamina K	ppm	1				0.1	
Vitaminas hidrosolubles	Tiamina	ppm	4		1		5	
	Ácido fólico	ppm	1.5		0.18		0.8	
	Vitamina B12	ppm	0.01		0.022		0.02	
Minerales	Calcio	%	0.3	1.2	0.6	2.5	0.6	
	Fósforo	%	0.3		0.5	1.6	0.5	
	Sodio	%	0.12		0.06		0.2	
	Cloro	%	0.12		0.09		0.3	
Minerales traza	Manganeso	ppm	65		5		7.5	
	Hierro	ppm	80		80	3000	80	
	Zinc	ppm	50		120	1000	75	2000
	Yodo	ppm	0.4		1.5	50	0.35	
	Selenio	ppm	0.1		0.11	2	0.1	

Los valores están calculados en unidad por kilogramo de dieta en base húmeda.

Psitácidos: Modificado⁽¹¹⁶⁾

Las dietas en estado silvestre rara vez se pueden igualar de forma artificial, incluso si fuera posible acceder a los mismos ingredientes o similares, y quizá el contenido nutricional no será el adecuado. Las aves silvestres consumen mayor cantidad de alimento en comparación con las aves bajo cuidado humano, debido a que un ave silvestre requiere más energía. No obstante, los requerimientos proteicos, vitamínicos y minerales se mantienen relativamente constantes en ambos grupos, por lo que, la concentración de todos ellos debe ser mayor en las dietas para las aves bajo cuidado humano.⁽¹¹⁰⁾

Los requerimientos (g/kg dieta) usualmente son mayores en los polluelos durante la etapa de crecimiento rápido y disminuyen hasta que alcanzan el peso adulto. Los padres alimentan a sus crías con una mezcla de agua y alimento, en el caso de las rosellas (*Platycercus elegans*), los progenitores distinguen bien a sus crías y a cada una le proveen distintas proporciones de la mezcla de acuerdo con el orden de eclosión.⁽¹¹⁷⁾

En la crianza artificial de aves, las dietas excesivamente diluidas predisponen a privación calórica y, al contrario, las dietas muy densas producen tránsito intestinal retardado, deshidratación y problemas secundarios. Ambos extremos retrasan el crecimiento de los polluelos.⁽¹⁰⁴⁾

Las dietas basadas exclusivamente en semillas son deficientes en nutrientes incluyendo calcio, fósforo, lisina, sodio, zinc, hierro y vitamina A. Se ha demostrado que aun complementando este tipo de dieta con frutas, verduras y alimento formulado puede continuar siendo deficiente en los mismos nutrientes, lo cual llega a ser exacerbado debido a que el ave tendrá predilección por

ciertos alimentos.⁽¹¹⁸⁾ De una dieta en base húmeda de 49% frutas y verduras, 28% semillas y nueces, y 23% de alimento formulado, las aves consumieron solo el $46\% \pm 16\%$ de la ración de semillas, $34\% \pm 10\%$ de frutas y verduras, y $33\% \pm 23\%$ de la fórmula en base húmeda. Prefirieron las semillas de girasol, lo que provocó que la dieta les aportara mayores niveles de lípidos totales, ácidos grasos poliinsaturados y cobre; menos proteína, aminoácidos, fósforo, potasio, sodio, hierro, zinc, vitamina A y betacarotenos, en comparación con la dieta ofrecida en un inicio. Así, la densidad energética (18.6 ± 0.44 kJ/g) fue mayor a la recomendada para las psitácidas (12.6 kJ/g).⁽¹¹⁸⁾

A pesar de esto, la dieta consumida contuvo los aminoácidos esenciales (triptófano, treonina, metionina, lisina y arginina) en concentraciones iguales o mayores a las recomendadas. Aportó cantidades mayores a las recomendadas de magnesio y un menor rango Ca:P, al igual que fue deficiente en calcio, hierro y sodio. Entonces, si se reduce la inclusión de semillas en la dieta, el calcio y el rango Ca:P incrementan significativamente.⁽¹¹⁸⁾ Por otro lado, las dietas constituidas en un 100% por alimento formulado reducen hasta en un 80% el aporte lipídico comparado con las dietas basadas en semillas/alimentos vegetales/*pellet*; también disminuye la concentración de ácidos grasos saturados 51%, los monoinsaturados, 66% y los poliinsaturados, 69%.⁽¹¹⁸⁾

Además, las dietas que incluyen alimento formulado entre el 50-100%, aportan vitaminas A y E, así como la cantidad suficiente de proteína de acuerdo con los requerimientos reportados en la literatura. Por el contrario, los psitácidos que consumen dietas

con una inclusión 100% de semillas, disminuyen la proteína cruda y obtienen más energía de la recomendada.^(118,119) En términos generales, se recomienda adecuar al ave al consumo de gran variedad de alimentos (**Figura 10**) una vez que ha llegado a la etapa de alimentarse por sí misma.⁽¹²⁰⁾



Figura 10. Ejemplo de dieta variada. Una dieta variada puede incluir diversas semillas, alimento comercial balanceado específico para la especie y una mezcla de verduras y frutas bajas en azúcares, las cuales se recomienda ofrecer en trozos pequeños para mejorar la integración de todos los ingredientes de la dieta y así evitar la selección de ciertos alimentos sobre otros.

Foto: Diana Ivonne Meza Madrid.

Agua

El agua es el nutriente más importante, la deficiencia de agua puede llevar a la muerte en cuestión de días; por lo tanto, el agua limpia y fresca debe estar disponible todo el tiempo.⁽¹²¹⁾ La cantidad exacta de agua requerida diariamente depende del tamaño del ave, el tipo de dieta y las condiciones ambientales. Un loro adulto entre 48 y 295g requiere consumir aproximadamente 2.4% de su peso corporal en agua y, conforme la temperatura ambiental aumenta, los requerimientos de ésta también aumentan debido a la evaporación por medio de la piel y las vías respiratorias. Cuando el agua está disponible, la mayoría de las aves beben más agua que la mínima necesaria; por ejemplo, los periquitos australianos, que no tienen un requerimiento de agua establecido, consumen voluntariamente 4 mL de agua al día. Por otro lado, las ninfas (con un peso promedio de 93g) requieren aproximadamente 2.5 mL/día, pero consumen un promedio de 13.6 mL/día. Las aves que consumen frutas y verduras frescas, las cuales contienen un 85% de agua, podrían consumir menores cantidades de agua a las esperadas.⁽¹¹⁰⁾

Ácidos grasos poliinsaturados

Tras analizar el contenido del ingluvis de cinco especies de psitácidos (*Ara macao*, *Ara chloropterus*, *Amazona leucocephala bahamensis*, *Amazona finschi* y *Rhynchopsitta pachyrhyncha*), se observó que en general los lípidos consumidos por los polluelos de estas especies se componen de entre 39 y 63% de ácidos grasos poliinsaturados, también llamados “PUFAs” (por sus siglas

en inglés, Polyunsaturated fatty acids).⁽¹²²⁾ La nomenclatura estándar de los ácidos grasos asigna el 1 (C1) al carbono del grupo carboxilo, sin embargo, en los ácidos grasos poliinsaturados se utiliza también otra nomenclatura que asigna el 1 al carbono del metilo, denominado ω (omega) o también “n”, del extremo opuesto al carboxilo. La posición del doble enlace se representa en función de este carbono, dando lugar a las series $\omega 3$ y $\omega 6$.⁽¹²³⁾ Como resultado de la conversión exógena de los ácidos grasos de las familias omega-3 y omega-6, se forman el ácido araquidónico (ARA), decosahexaenoico (DHA) y eicosapentaenoico (EPA), los cuales son precursores de mediadores de gran importancia fisiológica y tienen efectos en los sistemas inmune, cardiovascular y nervioso.^(116, 124)

El ácido graso docosahexaenoico (DHA) se encuentra comúnmente en la membrana celular y la plasmática. Se ha encontrado en grandes cantidades en el tejido nervioso y la retina. El DHA en las membranas celulares influyen en sus propiedades físicas asegurando su correcta fluidez y funcionamiento de los receptores membranales, canales de iones y transporte de proteínas. Los ácidos grasos omega 3 y 6 de las membranas pueden liberarse y constituir sustratos para la síntesis de prostaglandinas, prostaciclina, tromboxanos y leucotrienos.⁽¹²⁴⁾

Los ácidos grasos omega-3 tienen actividad antiinflamatoria y antialérgica, predominantemente a través de la inhibición de la respuesta inmune exagerada compitiendo por enzimas mutuas con los omega-6 a lo largo de las vías metabólicas. Disminuyen la síntesis de compuestos proinflamatorios (LTB₄, PGE₂, IL-1, TNF)

y estimula la síntesis de citocinas con acción antiinflamatoria (IL-2, TGF). En pacientes humanos, la administración de ácidos grasos omega-3 para artritis reumatoide, colitis ulcerativa, asma, psoriasis y otras enfermedades autoinmunes, reduce los signos de inflamación.^(124,125)

Los ácidos grasos omega-3 tienen un efecto benéfico en el metabolismo lipídico. El DHA y el EPA disminuyen el nivel de triglicéridos en el plasma hasta un 30% y en el caso de pacientes con hipergliceridemia llega al 80%. También disminuye el nivel total de colesterol, así como las fracciones de lipoproteínas de baja densidad, también llamadas LDL (por sus siglas en inglés); mientras que incrementa los niveles de la fracción de lipoproteínas de alta densidad o HDL (por sus siglas en inglés). También, los omega-3 tienen actividad antitrombótica ya que prolongan el tiempo de sangrado al disminuir la tendencia de las plaquetas a adherirse o agregarse.

Esta actividad hace que la síntesis de compuestos protrombóticos como el TXA2 y el factor activador de plaquetas, PAF (por sus siglas en inglés) sean inhibidos, disminuyendo la concentración de fibrinógeno. Además, incrementa la prostaciclina y el activador tisular de plasminógeno, al igual que la angiotensina III.⁽¹²⁴⁾ Sin embargo, este efecto es leve e incluso es menor al obtenido tras la administración de dosis bajas de aspirina en pacientes humanos.⁽¹²⁶⁾ Los ácidos grasos omega-3 estabilizan la placa ateromatosa y, en humanos suplementados con este ácido graso, la cápsula fibrosa de la placa se engrosa y la inflamación disminuye. Los cambios benéficos pueden observarse incluso en placas ateromatosas viejas.⁽¹²⁴⁾

En psitácidas menores a un año, se han hallado lesiones localizadas que sugieren que la aterosclerosis se comienza a desarrollar a corta edad; asimismo, hay una relación negativa entre los niveles de ácido α -linolénico en el músculo pectoral (el cual se considera un biomarcador para conocer la composición de los ácidos grasos consumidos por el ave) y la gravedad de las placas ateromatosas. Estos resultados sugieren que el consumo de ácido α -linolénico puede proteger a las aves contra el desarrollo de aterosclerosis.⁽¹²⁷⁾

El DHA tiene una función esencial en el funcionamiento apropiado del sistema nervioso de los adultos, así como en el desarrollo adecuado durante el desarrollo fetal y la infancia en humanos. Es uno de los principales componentes de la membrana de fosfolípidos de las neuronas, especialmente en la zona de sinapsis. Los omega-3 están indirectamente involucrados en la síntesis de serotonina y dopamina.⁽¹²⁴⁾ La dieta materna afecta el contenido de DHA de la yema y por consecuencia los niveles que se encontrarán en el cerebro de los neonatos (*Gallus gallus*). Actualmente se sabe muy poco sobre la importancia de la aportación temprana de DHA en el cerebro de las aves. En algunas aves altriciales (*Hirundo rustica* y *Passer domesticus*), se ha calculado que los niveles de DHA al nacer son bajos, incluso, algunas aves se independizan de sus padres con bajos niveles de este ácido, comparados con el DHA encontrado en aves precociales. Esto sugiere que el aporte de DHA a edad temprana no es crítico para el desarrollo de ciertas especies de paseriformes.⁽¹²⁸⁾

Es importante que la dieta de las aves aporte cantidades balanceadas de estos dos ácidos grasos entre sí, sin embargo, la ma-

yoría de las aves consumen dietas con un balance inadecuado de PUFAS. Las semillas y granos en general son muy altos en el balance de PUFAS n-6/n-3; por ejemplo, la semilla de girasol tiene un aporte de n-3 de 0.99 ± 0.1 y el de n-6 es 22.2 ± 0.3 , lo que da un balance n-6:n-3 es de 22.4 ± 0.3 . Este tipo de balances contribuyen a la apariencia desaliñada de las plumas, la reducción del brillo y, posiblemente, a la mutilación de las plumas derivada del prurito. Algunos alimentos formulados tienen un balance adecuado de PUFAS y se le puede suplementar con alimentos como la semilla de linaza, la cual aporta n-3 de 6.92 ± 0.9 y n-6 de 15.1 ± 1.6 , lo que da un balance n-6:n-3 de 2.2 ± 1.1 .^(116,129)

Calcio, fósforo y vitamina D

La mayoría de la información disponible sobre los requerimientos de calcio, vitamina D₃ y fósforo se enfoca en la avicultura comercial, los niveles de calcio recomendados para pollos en crecimiento es de 1% y 1.2% para pavos. Posiblemente las aves altriciales tengan mayores requerimientos de calcio si se comparan con especies precociales, debido a la baja calcificación del esqueleto en el nacimiento y a una tasa de crecimiento mayor en poco tiempo. Sin embargo, es recomendable mantener el balance ca:P en rangos de 1:1 a 2:1. La vitamina D₃ (colecalfiferol) se puede obtener por medio de la dieta o por exposición directa a luz UV-B. Las aves que reciben una adecuada cantidad de luz de sol no requieren suplementación de esta vitamina; pero, cuando al ave se le mantiene en interiores, es necesario suplementarle vitamina D₃.⁽¹³⁰⁾

La vitamina D₂ se considera un suplemento inefectivo por una menor afinidad con las proteínas ligadoras de vitamina D y, por

lo tanto, su excreción es más rápida que la de la vitamina D₃. Los requerimientos de esta vitamina varían dependiendo de cada especie; por ejemplo, las guacamayas tienen una alta susceptibilidad a la hipervitaminosis D, por lo que sus requerimientos podrían ser menores en comparación con otros psitácidos. La causa más común de hipocalcemia en aves es la deficiencia de calcio, fósforo o vitamina D₃, o bien, el consumo de dietas con un balance CA:P diferente al 1:1 o 2:1. Otras causas como el hipoparatiroidismo primario, pseudo-hipoparatiroidismo, hiperparatiroidismo renal secundario, la malabsorción intestinal y la rabdomiolisis severa, se han identificado en mamíferos, pero no en aves.⁽¹³⁰⁾

Los signos clínicos de hipocalcemia varían de acuerdo con la especie, la edad, el sexo, la etapa del desarrollo y el grado de la deficiencia. Las aves en crecimiento pueden presentar crecimiento anormal, deformidades esqueléticas, fracturas en los huesos largos o en la columna vertebral (con parálisis secundaria), signos neurológicos que varían, desde debilidad a ataxia o convulsiones. El loro gris africano es más susceptible a estas deficiencias y muestra signos más severos cuando los niveles séricos de calcio son bajos. El diagnóstico se basa en los antecedentes de una dieta inadecuada, hallazgos en el examen físico, radiografías y química sanguínea. Las radiografías de las aves afectadas revelan una pobre mineralización ósea, fracturas y malformaciones óseas.⁽¹³⁰⁾

Vitamina A

Los requerimientos de vitamina A para psitácidas no se conocen con precisión; pero investigaciones recientes indican que

las dietas que contienen entre 2000 o 10000 UI de vitamina A/kg de alimento son suficientes para el mantenimiento de ninfas hembra sin que cursen con signos de deficiencia o toxicidad. Los signos asociados a la deficiencia de vitamina A incluyen queratinización de las membranas mucosas, anorexia, plumaje erizado, incremento en la susceptibilidad a infecciones y pobre condición corporal. En pericos, se genera metaplasia escamosa focal del ducto excretor o el epitelio glandular de las glándulas salivales cuando los niveles de vitamina A en hígado son menores a 50 UI/g de hígado.⁽¹¹⁰⁾

Si el nivel de vitamina A es inferior a 2 UI/g, se le asocia a una extensa metaplasia escamosa de las glándulas salivales. También se observan cambios en el comportamiento asociados a la vitamina A. Las ninfas alimentadas con 100000 UI de vitamina A/kg de dieta, incrementaron el número de vocalizaciones en comparación con las alimentadas con 2000 UI/kg. Las aves alimentadas de 0 a 10000 UI de vitamina A/kg de dieta disminuyeron la potencia de sus vocalizaciones en comparación con las que recibieron 1000000 UI/kg, lo que sugiere que los patrones de vocalización pueden indicar el estatus nutricional de las ninfas.⁽¹¹⁰⁾

Neumonía por aspiración de alimento

La neumonía por aspiración de alimento es una de las causas más comunes de problemas respiratorios en aves alimentadas a mano; suele ocurrir durante la alimentación cuando los polluelos se rehúsan a comer, cuando son alimentados con grandes cantidades de fórmula líquida, especialmente si el manejador tiene poca experiencia,⁽⁶⁾ o cuando son alimentados sin que expre-

sen “reflejo a la alimentación” (“*pumping*”). Esto ocurre cuando el alimento no está a la temperatura adecuada (entre 40.5°C y 42°C), sobre todo en el loro eclectus (*Eclectus roratus*) y el loro gris africano (*Psittacus erithacus*). Los signos clínicos incluyen incremento en la frecuencia respiratoria, disnea, poca respuesta a la alimentación y depresión. Si el polluelo inhala mucho alimento, morirá por asfixia.^(13,21)

Quemaduras y fístulas en el ingluvis

Las quemaduras y fístulas en el ingluvis se desarrollan cuando la temperatura de la papilla de los polluelos es inadecuada; suele suceder cuando se calienta en el microondas, porque se forman “puntos de calor” en la mezcla.⁽⁶⁾ El daño se produce, incluso, tras una sola vez en la que el alimento esté a más de 48.8°C, o tras la exposición repetida a alimento que esté ligeramente caliente (46°C). El polluelo aceptará el alimento caliente y es posible que no se detecte la quemadura hasta días o semanas después, en consecuencia, las aves pueden manifestar depresión, anorexia, deshidratación y poca respuesta a la alimentación. En las quemaduras graves, el ingluvis se adherirá a la piel que lo cubre; esta piel se observará hiperémica y la zona puede estar cubierta por una costra. Eventualmente, el ingluvis se fistula, por lo que el alimento y el agua saldrán del cuerpo, pero si la fístula desemboca en el celoma, el ave podría morir.^(6,13)

Deformidades del pico

Dentro de las deformidades del pico se destaca el pico de tijera, una desviación lateral de la rinoteca o la gnatoteca, y en algunos

casos, el pico se deforma cuando se aplica una presión anormal durante la alimentación. Si se detecta a tiempo, una desviación moderada se puede corregir aplicando fuerza manual por unos minutos, 2 o 3 veces al día.^(6, 13)

Intoxicaciones

Un tóxico es toda sustancia química, que administrada a un organismo vivo, tiene efectos nocivos. La mayoría de las sustancias tóxicas para el ser humano lo son para las aves. En aves, los efectos se pueden agravar debido a que su metabolismo es más elevado que el de los mamíferos.⁽¹³¹⁾ A las aves, en especial a las psitácidas, les gusta curiosear, por lo que se recomienda estar supervisando al ave para que no consuma objetos o sustancias potencialmente tóxicas. Además, la malnutrición derivada de dietas basadas en semillas promueve el consumo de cuerpos extraños o el masticar plantas.⁽¹³⁾

Las intoxicaciones se clasifican como: iatrogénica y alimentaria. En cualquiera de los casos, contar con una historia clínica completa es clave para hacer el diagnóstico cuando el ave se intoxica, pues no existen pruebas específicas para la mayoría de los tóxicos. Posteriormente, se recomienda implementar un tratamiento inicial que debe incluir la estabilización del paciente (proporcionar calor, fluidos y antibioterapia), eliminar la fuente de intoxicación y eliminar el tóxico del organismo por medio de lavados del buche y el estómago, la extracción quirúrgica, la administración de antídoto o facilitar su excreción (diuresis, calor, catárticos).⁽¹³¹⁾

Intoxicación iatrogénica

Fármacos

Los organismos en etapas tempranas del desarrollo en general son más susceptibles a los factores estresantes externos en comparación con los adultos. La intoxicación por toxinas ambientales se asocia con alteraciones en la ontogenia o con un inmaduro metabolismo detoxificante en animales juveniles.⁽⁴³⁾

Los antibióticos se deben evitar en los polluelos a menos que se haya demostrado la presencia de algún agente patógeno, ya que durante la primera semana de vida se lleva a cabo la colonización bacteriana del tracto gastrointestinal (microbiota) que ayuda a una correcta digestión, así como a evitar la proliferación de bacterias patógenas como *E. coli*. Cuando se administran antibióticos sin objetivo terapéutico específico, se alteran las bacterias benéficas, lo cual deja al tracto digestivo desprotegido contra infecciones por agentes patógenos.⁽¹⁰⁴⁾ Se recomienda la suplementación con lactobacilos después del uso de antibióticos, en el nacimiento y dos días después de la eclosión.⁽²¹⁾

El uso de algunos antibióticos específicos no está recomendado, tal es el caso de los aminoglucósidos, que tienen un margen terapéutico reducido, una pobre distribución en el organismo y son potencialmente ototóxicos y nefrotóxicos a dosis terapéuticas, por lo que se habrán de utilizar con extrema precaución en aves juveniles. Este grupo de antibióticos incluye estreptomicina, dihidroestreptomicina, neomicina, kanamicina, gentamicina, apramicina, espectinomina, tobramicina y amikacina.^(13,132)

El cloranfenicol tiene una amplia distribución en el organismo, incluyendo el sistema nervioso central y los ojos, se metaboliza en el hígado, por lo tanto, es potencialmente hepatotóxico y llega a afectar la médula ósea, en particular los neonatos son susceptibles a la toxicidad de este fármaco.⁽¹³²⁾ Por otro lado, las fluoroquinolonas producen defectos en el cartílago articular de algunas especies de animales durante el crecimiento, por ejemplo, perros, palomas y caballos; mientras que en otros no producen alteraciones, como en los gatos. En las palomas alteran el desarrollo de las plumas. Estos efectos dependen de la dosis y de la especie. La enrofloxacin a dosis terapéuticas (15 mg/kg po q12h) en palomas adultas alcanza dosis terapéuticas en la leche del buche.⁽¹⁰²⁾ Hasta el momento no se han reportado efectos tóxicos en aves psitácidas tratadas con las dosis recomendadas de fluoroquinolonas.^(13,132)

Algunos antimicóticos como la anfotericina B causan acidosis, azotemia, vómitos, hipocalcemia, fallo hepático, nefrotoxicidad y anafilaxia;⁽¹³¹⁾ además, la anfotericina B se ha asociado con la inhibición de la angiogénesis en el plexo capilar de la membrana corioalantoidea del embrión de pollo a una dosis de 125 µg, pero se desconoce su efecto en polluelos.⁽¹³³⁾ Otros como la flucitosina producen depresión de la médula ósea y alteraciones en el plumaje de psitácidas jóvenes. El loro gris africano presenta mayor sensibilidad que otras aves al itraconazol y puede manifestar regurgitación, diarrea, anorexia y muerte.⁽¹³¹⁾ Algunos antiparasitarios, como el fenbendazol, se han asociado con malformación de las plumas en palomas, por lo que están contraindicados durante la muda o en polluelos durante el crecimiento de las plumas.^(13,134)

La administración de complementos nutricionales a aves jóvenes también se ha asociado con efectos adversos. Por ejemplo, el calcio produce necrosis, gota visceral, disfunción paratiroidea y crecimiento retardado. La vitamina A se ha asociado a osteodistrofia e hipertrofia paratiroidea, mientras que la vitamina D₃ calcifica los tejidos blandos, especialmente los de los guacamayos jóvenes, porque son muy susceptibles a la hipervitaminosis D.⁽¹³¹⁾ La información sobre los efectos tóxicos de algunos fármacos en las crías de psitácidos es limitada, no obstante, se han reportado intoxicaciones y efectos adversos de ciertos medicamentos en aves adultas de diversas especies, por lo que, se recomienda evitar su uso en pacientes pediátricos.

Intoxicación alimentaria

Durante la última década, se ha incrementado el uso de pesticidas que dejan residuos en los alimentos como el depósito de compuestos activos de pesticidas, metabolitos o productos degradados, cuyo efecto es potencialmente adverso para la salud.⁽¹³⁵⁾ Tras la ingestión de productos vegetales previamente expuestos a pesticidas, habrá signos de intoxicación que varían de acuerdo con la dosis ingerida y el tipo de pesticida, como anorexia, incoordinación, temblores, diarrea, convulsiones, dificultad respiratoria y bradicardia. Los pesticidas son de cuatro grupos: organofosforados, los más comunes, organoclorados, carbamatos y rodenticidas. Todos harán cursar al intoxicado con anemia e hipoproteinemia; mientras los rodenticidas causarán alteraciones de la coagulación.⁽¹³¹⁾

Al igual que en las personas, la condición del ave mejora conforme pasa el tiempo, pero si se sospecha de un envenenamiento con estos compuestos quizá sea necesario implementar un tratamiento con carbón activado a 1g/kg, ya que es un adsorbente que inhibe la absorción de las sustancias, y así, ayuda a eliminar el tóxico.^(104,131) Se recomienda la evaluación sensorial del alimento antes de ofrecerlo al polluelo, inspeccionar el alimento extrudido para detectar mohos u olores anormales que indiquen rancidez del alimento; esto puede disminuir la aflatoxicosis y la deficiencia de ácidos grasos. Además, se recomienda incluir grit para disminuir el tamaño de partícula del alimento y, con ello, mejorar su digestión.⁽⁵⁸⁾

Micotoxinas

Las micotoxinas son compuestos producto del metabolismo de algunos mohos. Se han identificado alrededor de 100 micotoxinas desde su descubrimiento en la década de 1960. Poseen varios grados de toxicidad, incluso algunas son carcinogénicas. El principal problema con las micotoxinas es que son indetectables a simple vista, no tienen un olor o sabor característico.⁽¹³⁾ Se recomienda evitar ciertos materiales de cama debido a su potencial para irritar las vías respiratorias y para contaminarse con esporas de hongos como *Aspergillus*. Estos incluyen viruta de cedro, tierra, turba y hojas.⁽¹⁰⁴⁾ Así también, cualquier producto que tenga crecimiento de moho debe excluirse como alimento, pues es posible que esté contaminado con micotoxinas; los nutrientes podrían estar degradados y la palatabilidad disminuida.⁽¹³⁾

La formación de micotoxinas en las frutas es poco común ya que existen pocos géneros y especies capaces de invadirlas. Algunos hongos son altamente especializados y atacan solo uno o dos tipos de frutas, y otros son patógenos generales con la capacidad de afectar cualquier fruta.⁽¹³⁶⁾ Las aflatoxinas en las frutas se limitan a regiones con temperaturas altas, las cuales favorecen el crecimiento en frutas susceptibles como los higos, dátiles y cítricos. En duraznos, cerezas, fresas, tomates y manzanas, se ha detectado ocratoxina, incluso en zonas que no son afectadas por el moho.^(137,138) Las aflatoxinas de los frutos secos como higos y pasas, no necesariamente está asociada con el crecimiento de moho u otros cambios visibles en las frutas.⁽¹³⁶⁾

La exposición crónica de aflatoxinas contribuye al desarrollo de cáncer en el hígado; en humanos, se ha asociado al consumo de maíz o cacahuete contaminados.⁽¹³⁹⁾ Aún no hay reportes de caso o experimentales que demuestren que esto ocurre en psitácidas. En las zonas geográficas donde la temperatura y la humedad favorecen el crecimiento de hongos, *A. flavus* y *A. parasiticus* suelen contaminar las semillas de girasol.⁽¹⁴⁰⁻¹⁴³⁾ Las micotoxinas de estas semillas aumentan su concentración según las condiciones y la duración del almacenamiento; mientras más tiempo se almacenen, más intoxicantes serán.⁽¹⁴⁴⁾

Colorantes

Los colorantes artificiales han sido ampliamente utilizados para dar color a los alimentos industrializados con la finalidad de hacer que las mezclas de ingredientes sean atractivas para la es-

pecie que los consumirá, sin embargo, se ha demostrado que estos compuestos pueden tener efectos negativos para la salud.⁽¹⁴⁵⁾ Por otro lado, algunos colorantes alimenticios para aves pueden tener efectos negativos para la salud del ave, a pesar de que cuentan con autorización para su uso.

Amarillo 5 tartrazina

Este colorante puede contener más del 13% de otros químicos orgánicos e inorgánicos,⁽¹⁴⁶⁾ algunos de ellos son carcinogénicos como la bencidina y el 4-aminobifenilo. La FDA establece el límite para la bencidina libre a una parte por billón (ppb), sin embargo, en algunos lotes se han encontrado hasta 83 ppb de bencidina libre y unida, la cual es liberada en el tracto gastrointestinal durante la digestión.⁽¹⁴⁷⁾ En humanos se han reportado reacciones alérgicas a este colorante: urticaria, disnea,⁽¹⁴⁸⁾ aumento de temperatura, debilidad, visión borrosa, secreción nasofaríngea incrementada, sensación de sofocación, palpitaciones, prurito y angioedema.⁽¹⁴⁹⁾ En aves no se han descrito los efectos adversos de este colorante, pero si el ave consume este colorante podría observar algunos de los signos descritos para humanos.

Amarillo 6–Amarillo ocaso

En humanos se ha asociado a reacciones de hipersensibilidad entre las que se encuentran choque anafiláctico, dolor estomacal, lesiones cutáneas, pérdida del sentido del gusto, indigestión, náuseas, eructos, vómito, urticaria, angioedema en labios, ojos o rostro, enrojecimiento de los ojos, sudoración, secreción lagrimal incrementada, congestión nasal, estornudos, rinitis, ronquera y

sibilancias, las cuales remiten cuando se suspende la administración del colorante.⁽¹⁵⁰⁻¹⁵³⁾ Al igual que el amarillo 5, puede estar contaminado con componentes carcinogénicos como bencidina y 4-aminobifenilo.⁽¹⁵⁴⁾ No hay reportes en aves, pero podrían presentarse signos durante su consumo.

Rojo 3–Eritrosina B

El rojo 3 o eritrosina B fue autorizada como colorante de alimentos en 1907 por la USDA, tiene efectos genotóxicos en estudios *in vitro* con células de mamíferos, así como un estudio *in vivo*.^(155,156,157) Al administrar dosis altas de este colorante a la dieta de ratones (0 y 4%) durante un periodo máximo de 30 meses, en los machos se incrementaron los cambios proliferativos en la tiroides, que incluyeron hiperplasia e hipertrofia folicular celular e hiperplasia folicular quística en el 94% de la población.⁽¹⁵⁸⁾

Rojo 40–Rojo allura

El rojo 40 o rojo allura se ha asociado a reacciones alérgicas (urticaria y angioedema) en humanos cuando se ha administrado de forma oral a dosis de 10 mg.⁽¹⁵⁹⁾ Al igual que otros colorantes, como los amarillos 5 y 6, el rojo 40 contiene sustancias contaminantes carcinogénicas entre las que se han identificado pequeñas cantidades de anilina, p-cresidina y 1-naphthylamina.⁽¹⁶⁰⁾ No hay reportes en aves por consumo de este colorante.

Azul 1–Azul brillante

Se reporta que, *in vitro*, el azul 1 o azul brillante puede actuar de forma sinérgica con el aminoácido L-glutámico al administrar

una mezcla 50:50, lo que inhibe el crecimiento de los procesos neuronales hasta en un 46.1%, por lo que se ha sugerido que este colorante tiene efectos en el desarrollo del cerebro de recién nacidos debido a que la barrera hematoencefálica no está completamente desarrollada. En humanos, el desarrollo cerebral continúa hasta los seis meses de edad, incluso, tras el desarrollo total de la barrera, quedan algunas zonas del cerebro que esta barrera nunca protege.^(161,162) En embrión de pollo, la barrera hematoencefálica no está completamente formada cuando el polluelo eclosiona (día 18-21 de incubación) y completa su desarrollo durante los primeros 30 días de vida. No se han realizados estudios al respecto en aves altriciales.⁽¹⁶³⁾

Alcaloides

Las plantas del género *Allium* producen toxicidad debido a los alcaloides, que contienen sulfuro, y se activan con la manipulación al romper la planta. En los mamíferos domésticos, estos compuestos oxidan la hemoglobina y producen anemia hemolítica, en aves se ha descrito anemia, anisocitosis y aumento de reticulocitos; los signos clínicos incluyen debilidad, letargia, taquicardia, mucosas pálidas, colapso y muerte. El pronóstico es grave, se pueden administrar sustancias antioxidantes como la vitamina E o el ácido ascórbico, pero no se ha demostrado su efectividad.⁽¹³¹⁾ No hay reportes de caso o experimentales que demuestren qué sucede en las aves, pero se recomienda considerarlo en la práctica clínica.

Cianógenos

Las cerezas, las ciruelas y los duraznos (*Prunus* spp.) tienen semillas que contienen glucósidos cianogénicos; a pesar de ello, no se sabe de intoxicación por cianuro en aves tras la ingestión de estas frutas sin semilla. Se ha sugerido que el envenenamiento por cianuro puede ser más común en rumiantes debido a la rápida degradación enzimática de los glucósidos para liberar el cianuro. De forma alternativa, es posible que la eliminación del tóxico sea más efectiva en los animales monogástricos.⁽¹³⁾

Oxalatos (ácido oxálico)

Los vegetales son la principal fuente de oxalatos en la dieta. En el tejido vegetal los oxalatos están presentes en forma soluble (sales de sodio y potasio) e insoluble (sales de calcio y oxalato de magnesio). La biodisponibilidad del oxalato tiene un papel importante en la determinación del riesgo que representa un alimento debido a que el oxalato en forma soluble tiene mayor biodisponibilidad que el insoluble.⁽¹⁶⁴⁾ Los oxalatos solubles tras su absorción en la sangre se unen al calcio y otros minerales traza haciéndolos no disponibles para el animal.⁽¹³⁾ El mayor contenido de oxalatos se encuentra en las espinacas (*Spinacia oleracea*) (1145 mg/100 g BH) y el ruibarbo (*Rheum rhabarbarum*). También se encuentra en menores cantidades en el betabel (*Beta vulgaris*) (63.7 mg/100 g BH), zanahoria (*Daucus carota*) (44.2 mg/100 g BH), col de brucas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*) (15.2 mg/100 g BH) y brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) (13.5 mg/100 g BH).⁽¹⁶⁴⁾ La práctica clínica de los autores

ha dejado testimonio de que los propietarios de psitácidas ofrecen en ocasiones espinacas; pero, no hay reportes de caso sobre el tema. Los oxalatos en grandes cantidades pueden provocar vómito, diarrea, problemas de coagulación y convulsiones. En baja cantidad, pueden producir crecimiento deficiente del ave, mineralización ósea inadecuada y cálculos renales.⁽¹³⁾ No se sabe la cantidad de estos alimentos que resultaría tóxica para las aves, por lo que se recomienda ofrecer los que tienen menor cantidad de oxalatos y rotar su consumo.

Persina

Los periquitos y canarios son muy susceptibles a la persina, la sustancia tóxica del aguacate (*Persea spp.*). Los signos asociados con la toxicidad por aguacate incluyen anorexia, plumas erizadas, taquipnea, alas extendidas y muerte tras 24-48 horas. Aunque, también han muerto tras 9 a 15 horas del consumo, incluso, a los primeros cinco minutos después de desarrollar signos respiratorios. En la necropsia se observa congestión generalizada, hidropericardio y anasarca.^(13,131)

Alimentos de consumo humano

Es común que algunos cuidadores de aves permitan que sus aves consuman alimentos para humanos, compartan de su propio plato o que seleccionen e ingieran lo que encuentren en la mesa; sin embargo, la comida humana puede contener mucha sal o ingredientes tóxicos para las aves.⁽¹³⁾

Metilxantinas

El chocolate y café son alimentos fácilmente accesibles en casa y contienen metilxantinas como la cafeína y la teobromina, su ingestión puede producir hiperactividad, vómito, diarrea, arritmia, convulsiones y muerte en animales de compañía, incluyendo a las aves.⁽¹³⁾ En las aves, se desconoce el mecanismo de alteración metabólica. En mamíferos, las metilxantinas actúan como antagonistas de los receptores de las adenosinas, en el sistema nervioso y el aparato cardiovascular.⁽¹³⁾ Una intoxicación por chocolate se trata con protectores gastrointestinales y catárticos.⁽¹³⁾

Alcohol

El consumo de bebidas alcohólicas puede llevar al desarrollo de ataxia e incluso la muerte. Las aves pueden intoxicarse si se utilizan compuestos con alto contenido de etanol (STA, por sus siglas en inglés) para limpiar heridas abiertas. La intoxicación alcohólica de un ave se trata con lavado gástrico o de buche y monitoreo de los parámetros fisiológicos.⁽¹³⁾

Sal

El consumo excesivo de cloruro de sodio (sal) a través de galletas, papas fritas, alimentos caseros, agua salada o arena de mar puede provocar deshidratación, irritación gastrointestinal, poliuria, polidipsia, depresión, excitación del sistema nervioso, temores, opistótonos, ataxia y muerte. Los cambios patológicos generalmente se limitan a edema cerebral y hemorragia. El tratamiento consiste en rehidratar al ave, ya sea ofreciendo pequeñas

cantidades de agua frecuentemente, o bien por vía parenteral, además de terapia de soporte.⁽¹³⁾

Alimentos formulados para otras especies

La dieta adecuada para cada especie proporcionará las sustancias que cada una necesita. Así que, si el alimento formulado es la principal o única fuente de nutrientes, es posible que el ave desarrolle problemas asociados a deficiencias o excesos. Para algunas especies, ciertas dietas son tóxicas por su composición y cantidad, y cuando las aves no tienen otras opciones entre las que puedan elegir, generan una forma de intoxicación,⁽⁵⁸⁾ como cuando los propietarios de aves psitácidas usan alimento para perros o gatos. En el **Cuadro 8** se observa que las dietas formuladas para perros y gatos proporcionan niveles elevados de proteína en comparación con la cantidad que requieren las psitácidas; además, no contienen niveles adecuados de aminoácidos esenciales: lisina y metionina; muy importantes para las aves. Así como tampoco contienen suficientes vitaminas A, E, K, tiamina (B1) y ácido fólico (B9); sodio y cloro, y a su vez, podrían proporcionar cantidades de zinc muy por encima de las recomendadas para las aves, lo cual puede interferir con la función normal del páncreas exocrino. El exceso de zinc se ha asociado con anemia hemolítica y depósitos de hemosiderina en hígado y riñón.⁽¹³⁾

Cuadro 8. Comparación de los aportes nutricionales del alimento formulado para psitácidos, perros y gatos adultos

			Psitácidos		Perros		Gatos	
			Min	Máx	Min	Máx	Min	Máx
Amino-ácidos	Energía	kcal/kg	3200	4200	3500		4000	
	Proteína	%	12		18		26	
	Lisina	%	0.65		0.59		0.83	
	Metionina /cisteína	%	0.5		0.43		1.1	
	Arginina	%	0.65		0.51		1.04	
	Treonina	%	0.4		0.48		0.73	
Ácidos grasos esenciales	Ácido linoleico	%	1		1		0.5	
Vitaminas liposolubles	Vitamina A	UI/kg	8000		5000	250000	5000	750000
	Vitamina D	UI/kg	500*	2000*	500	5000	500	10000
	Vitamina E	UI/kg	50		50	1000	30	
	Vitamina K	ppm	1				0.1	
Vitaminas hidrosolubles	Tiamina	ppm	4		1		5	
	Ácido fólico	ppm	1.5		0.18		0.8	
	Vitamina B12	ppm	0.01		0.022		0.02	

			Psitácidos		Perros		Gatos	
			Min	Máx	Min	Máx	Min	Máx
Minerales	Calcio	%	0.3	1,2	0.6	2.5	0.6	
	Fósforo	%	0.3		0.5	1.6	0.5	
	Sodio	%	0.12		0.06		0.2	
	Cloro	%	0.12		0.09		0.3	
Minerales traza	Manganeso	ppm	65		5		7.5	
	Hierro	ppm	80		80	3000	80	
	Zinc	ppm	50		120	1000	75	2000
	Yodo	ppm	0.4		1.5	50	0.35	
	Selenio	ppm	0.1		0.11	2	0.1	

*Las aves requieren vitamina D3

Trastornos metabólicos

Lipidosis hepática

El hígado de las aves altriciales recién nacidas es relativamente grande en comparación con el de las aves adultas en relación con su peso corporal, así que cierto grado de hepatomegalia puede considerarse normal en los polluelos. No obstante, cuando a los polluelos se les alimenta con dietas altas en calorías, o bien, por predisposición genética, tal es el caso de la cacatúa moluqueña (*Cacatua moluccensis*), cacatúa blanca (*Cacatua alba*) y, rara vez en guacamayas, pueden desarrollar lipidosis hepática, principalmente en aves que han sido alimentadas a mano con fórmula comercial, a la que los propietarios han añadido mantequilla de

maní, aceite o algún otro alimento alto en grasas.⁽⁶⁾ El problema suele presentarse entre las semanas tres y diez de edad, si progresa, lleva a la muerte.⁽⁵²⁾

Trastornos del comportamiento

Los efectos comportamentales adversos de la crianza artificial en las aves, se da principalmente en el comportamiento social y sexual. El loro criado artificialmente parecen ser más dependientes socialmente del humano y eligen específicamente a uno como su compañero al alcanzar la madurez sexual. Esto desencadena frustración del ave, debido a que no puede satisfacer sus requerimientos sociales y generalmente una persona no puede entender o reaccionar adecuadamente al lenguaje corporal del ave.⁽⁸⁹⁾

Agresividad

En los grupos de psitácidos, cada ave intenta ganar la posición dominante en la jerarquía de la parvada durante la etapa previa a la madurez sexual, cuando el ave está lista para integrarse a la parvada, lo cual sucede aproximadamente entre los siete y once meses de edad. Durante la madurez sexual y en las épocas de crianza, debido a las fluctuaciones hormonales, las aves suelen mostrar un comportamiento que los propietarios perciben erróneamente como agresividad, pero en realidad es un intento del ave de marcar su estatus.⁽¹⁶⁵⁾ Se ha observado que el loro gris africano (*Psittacus erithacus*) criado artificialmente es significativamente más agresivo en comparación con aquellos que fueron criados de forma natural, además subsecuentemente atacan a las personas.⁽⁸⁹⁾

Fobias

Un ave, sobre todo aquellas que han sido capturadas de vida silvestre, percibe el cuidado humano como una situación de peligro, porque es un animal gregario que es depredado por varias especies en la naturaleza. Las aves capturadas en vida silvestre son más propensas a desarrollar comportamientos de fobia en comparación con las que nacieron bajo cuidado humano. Las fobias se definen como miedo fuera de proporción o de contexto que interfiere con las funciones normales del ave y que incluso no requiere la presencia del desencadenante original; y se incrementa con la edad. Las aves pueden desarrollar fobias a otros animales (perros, gatos, aves de presa, cuervos), diferentes objetos, personas y fenómenos naturales.⁽⁸⁹⁾

Picaje de plumas y mutilación

Además de las fobias, hasta el 65.4% de las aves capturadas del medio silvestre, arrancan sus plumas; comportamiento que también se ha observado en el 42.2% de las aves criadas artificialmente.⁽⁸⁹⁾ Las razones por las que un ave desarrolla este comportamiento son múltiples; por ejemplo, en las cacatúas generalmente inicia como un hábito nervioso, que el ave puede reforzar cuando el propietario presta atención a las plumas mutiladas y, por lo tanto, comienza a arrancarlas en búsqueda de atención. Conforme el problema avanza, el área mutilada resulta severamente lacerada con daño de tejidos o incluso de nervios, lo que le generará más molestia y provocará que el ave se lastime aún más.⁽¹⁶⁵⁾

Vocalizaciones

La vocalización es uno de los problemas de comportamiento más común. Aunque la mayoría de los psitácidos suelen hacer cierta cantidad de vocalizaciones de forma normal, los gritos continuos y potentes no lo son. Uno de los principales factores para desencadenar este comportamiento es la dominancia, aunque también se debe a que el ave habite en un ambiente con mucho ruido. Algunas aves aprenden que pueden recibir atención de su propietario al hacer ruido, y el problema empeora si se les presta atención visual o verbal cuando vocalizan demás. Algunas aves gritan porque están enojadas con alguna situación dentro de casa, otras lo hacen porque se encuentran ubicadas en algún punto desde el cual pueden mirar hacia afuera y ver otras aves invadiendo su territorio; otras más gritan porque necesitan más estimulación visual.⁽¹⁶⁵⁾

Procesos infecciosos

Transmisión de agentes patógenos por falta de higiene

Una higiene inadecuada durante el manejo de los polluelos transmite patógenos a las crías. Entre los principales agentes etiológicos involucrados en los brotes de enfermedades transmitidas por los alimentos destacan *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus*. Aun cuando la mayoría de las cepas de *E. coli*, no son patógenas, otras sí lo son. Por ejemplo, el patotipo enterotoxigénico de *E. coli* (ETEC) es responsable de la diarrea infantil en países en desarrollo, mientras que el patotipo enterohemorrágico de *E. coli* (EHEC) se asocia regularmente con brotes de intoxicaciones en

los países desarrollados.⁽¹⁶⁶⁾ Las frutas y los vegetales expuestos a estas cepas tienen riesgo para la salud pública. ETEC y EHEC han sido aisladas de frutas y vegetales: fresa, rábano, col, lechuga, pepino, zanahoria y espinaca. La contaminación y multiplicación microbiana afecta a este tipo de alimentos a lo largo de la cadena de procesamiento y distribución, generalmente, debido a temperaturas inadecuadas que le permiten a las bacterias patógenas que se desarrollen.⁽¹⁶⁷⁾

Se ha demostrado que exponer pepino, papaya, sandía y brócoli durante cuatro horas a 20°C o dos horas a 30°C, es suficiente para que *E. coli* crezca. Por otro lado, *S. aureus* creció en pepino y sandía mantenidos por seis horas a 20°C y en solo dos horas al ser expuesto a 30°C. En el brócoli, *S. aureus* creció cuando se le expuso entre 20° y 30°C en menos de dos horas. Ambos agentes patógenos no crecieron cuando las frutas se mantuvieron por 24 horas a 10°C; lo que sugiere que, mantener frutas y vegetales en refrigeración a 10°C o menos previene el desarrollo de colonias bacterianas patógenas, por lo que se conservarán de forma eficiente por lo menos durante el periodo de distribución (seis horas).⁽¹⁶⁷⁾

Los propietarios de aves psitácidas ofrecen diversos alimentos frescos o procesados de consumo humano a sus aves, lo que puede transportar bacterias como *Campylobacter* spp. Las infecciones por *Campylobacter* spp., específicamente *Campylobacter jejuni* y *Campylobacter coli*, son la mayor causa de diarrea bacteriana moderada en el mundo. Se estima que *Campylobacter* spp. es la tercera causa de enfermedades transmitidas por

los alimentos en el mundo, pero se han detectado relativamente pocos brotes. Las principales fuentes de *Campylobacter* spp. son los productos de origen animal: leche bronca, pavo, pollo, res, cerdo y heces. Sin embargo, estos agentes se han aislado de frutas y vegetales en bajas cantidades, lo que sugiere que es posible la contaminación cruzada durante la cadena de producción y el manejo de estos alimentos.⁽¹⁶⁸⁾

Las infecciones bacterianas no son el único riesgo de salud asociado a la mala higiene y manejo de los alimentos, por ejemplo, en México se ha aislado el hongo *Cryptococcus neoformans* de frutas y verduras entre las que se incluyen toronja, fresa, guayaba, manzana, papaya, betabel y chayote, por lo que el consumo de estos alimentos sin ser previamente desinfectados podría representar un riesgo de infección.⁽¹⁶⁹⁾ Los polluelos de águilas imperiales criadas a campo libre es posible que se infecten por estafilococos transferidos por los humanos durante la colocación de anillos. La infección fue común en aquellos polluelos manejados sin guantes, mientras que en los manejados con guantes, la infección se presentó rara vez.⁽¹⁶⁶⁾

La septicemia producida por estafilococos o la toxemia producida por los mismos puede presentarse generalmente en aves que están inmunocomprometidas o en aquellas que no tienen un sistema inmune completamente funcional;⁽¹⁷⁰⁾ destaca la importancia de llevar a cabo las medidas adecuadas de bioseguridad. Otro aspecto sobre la contaminación de los alimentos es la producción de endotoxinas y exotoxinas por agentes patógenos. Las endotoxinas son lipopolisacáridos (LPS) que constituyen la

capa externa de la membrana de las bacterias gramnegativas. La estructura detallada del LPS difieren de una bacteria a otra. Las células inmunes reconocen a los LPS como moléculas asociadas a patógenos por medio de los receptores TLR4 de monocitos, macrófagos, neutrófilos y células dendríticas. ⁽¹⁷¹⁾

La respuesta del sistema inmune del huésped depende de la severidad de la infección y de la estructura particular del LPS de la bacteria invasora. En concentraciones altas puede inducir fiebre, taquicardia y llega a provocar choque séptico y hasta la muerte. ⁽¹⁷¹⁾

Por otro lado, las exotoxinas son sustancias proteínicas secretadas por la bacteria al medio que la rodea, son menos estables al calor y considerablemente más tóxicas que las endotoxinas. ⁽¹⁷²⁾

El principal factor de virulencia de estas bacterias es la enterotoxina diarreogénica. La toxina se libera en el lumen intestinal y el citoplasma de la célula huésped durante la traslocación epitelial de la salmonela dentro del endosoma y la invasión de la mucosa subyacente. La pérdida de líquido que frecuentemente acompaña las enterocolitis deriva de una secreción neta de iones de cloro en la región de la cripta y la depresión de la absorción de sodio en las vellosidades intestinales. La inflamación de la mucosa contribuye a la secreción de fluidos a través de la estimulación de los nervios entéricos en la pared del íleon y la activación del adenilato ciclasa por las prostaglandinas del tejido huésped. ⁽¹⁷³⁾

Las cepas de *E. coli* productoras de la toxina Shiga (STEC, por sus siglas en inglés) usualmente se clasifican como patotipo enterohemorrágico y producen enfermedades que van desde el portador asintomático a colitis hemorrágica y síndrome urémico

hemolítico. Tras la ingestión e incubación de la bacteria, el paciente desarrolla diarrea acuosa acompañada de dolores abdominales severos, en la mayoría de los casos, la diarrea evoluciona hasta convertirse en diarrea hemorrágica que, en humanos, dura entre dos y cinco días antes de la resolución de los síntomas. El tratamiento consiste en terapia de soporte y monitoreo constante, los antibióticos contra STEC generalmente son evitados durante la fase aguda de la enfermedad y su uso se ha asociado con el desarrollo del síndrome urémico hemolítico. Este efecto adverso se sugiere que deriva de la lisis bacteriana o la subsecuente liberación de toxinas, o por inducción directa de bacteriófagos por los antibióticos.⁽¹⁷⁴⁾

Campylobacter produce diferentes citotoxinas de las cuales solo la toxina de distensión citoletal (CDT, por sus siglas en inglés) ha sido estudiada a detalle. El tracto gastrointestinal de las aves es un ambiente hostil, sin embargo, la persistencia de *Campylobacter jejuni* sugiere que la bacteria es capaz de adaptarse a diferentes ambientes estresantes y establecer sus poblaciones en las criptas de la mucosa cecal, el principal sitio de infección. A diferencia de otras bacterias como *Salmonella* y *E. coli*, se conoce muy poco acerca de los mecanismos de supervivencia de *Campylobacter*.⁽¹⁷⁵⁾ Se han encontrado cepas termorresistentes de *Campylobacter jejuni* y *C. coli* tanto en heces de psitácidos silvestres (7%), como bajo cuidado humano (8%). Aunque la prevalencia es muy baja, se sugiere que estas especies podrían ser reservorio de esta bacteria.⁽¹⁷⁶⁾

Glosario

- A**
- Albumen** Clara de huevo, compuesta principalmente de albúmina.
- Altricial/nidícola** Que siendo cría permanece en el nido hasta alcanzar el desarrollo suficiente.
- Angioedema** Edema de la dermis profunda y de los tejidos subcutáneos.
- Antiperistáltico** Dicho de un movimiento del estómago o de los intestinos: de contracción, y en virtud del cual, las materias contenidas en ellos van en sentido inverso de su curso natural o peristáltico.
- B**
- Bacteriófago** Virus que infecta las bacterias.
- Betaoxidación** Proceso catabólico de los ácidos grasos en el que se eliminan un par de átomos de carbono sucesivamente en cada ciclo del proceso mediante oxidación, hasta que el ácido graso se descompone por completo en forma de moléculas acetil-coa.
- Blefaroespasm** Espasmo de los músculos perioculares que produce parpadeo y cierre del ojo involuntario.
- C**
- Cañones** Pluma del ave cuando empieza a nacer.
- Cianosis** Coloración azul y alguna vez negruzca o lívida de la piel, debido a trastornos circulatorios.

D	Desenvainado	Exposición de la pluma cubierta u oculta durante su crecimiento.
	Dípteros	Dicho de un insecto: que solo tiene dos alas membranosas, las anteriores con las posteriores transformadas en balancines, o que carecen de alas por adaptación a la vida parasitaria, y con aparato bucal dispuesto para chupar, como la mosca.
	Distocia	Dificultad o imposibilidad de la expulsión del huevo a través del oviducto.
E	Eclosionar	Dicho de un huevo: tener rota su envoltura para permitir la salida o nacimiento del animal.
	Ectotermo	Grupo de seres vivos capaces de generar, sin ningún proceso metabólico o fisiológico, su propio calor interno, por lo tanto, deben confiar en fuentes de calor externas para alcanzar determinada temperatura corporal.
	Endodermo	Capa u hoja interna de las tres en que, en todos los animales, salvo esponjas y celentéreos, se disponen las células del blastodermo después de haberse segmentado.
	Endosoma	Sistema de vesículas generadas por endocitosis y túbulos interconectados entre sí, propia de las células animales. Contiene materiales captados en el exterior de la célula. Muchos de estos materiales son transportados al lisosoma para su degradación.
	Especies reactivas de oxígeno	Molécula inestable que contiene oxígeno y reacciona fácilmente con otras moléculas de la célula.
	Estearil - COA - desaturasa	Enzima usada para generar ácido oleico monoinsaturado desde el ácido esteárico saturado.

Equimosis

Mancha lívida, negruzca o amarillenta de la piel o de los órganos internos, que resulta de la sufusión de la sangre a consecuencia de un golpe, de una fuerte ligadura o de otras causas.

Extrudido

Expulsar el contenido de la semilla o fruta.

F Fagocitosis

Tipo de endocitosis por la que algunas células rodean con su membrana citoplasmática a una sustancia extracelular (generalmente un sólido) y la introducen a la célula.

Forrajeo

Conductas encaminadas a conseguir alimento, como la búsqueda, la exploración, la selección y la manipulación de alimento o sustrato.

G Glándula uropígea

Glándula que se encuentra cerca de la base de la cola y secreta un aceite que las aves usan para el acicalamiento, es decir, la limpieza e impermeabilización del plumaje. El aceite de acicalamiento está compuesto principalmente de ceras de diester llamadas uropigios.

Gnatoteca

Parte inferior o mandibular del pico de las aves.

Grit

Término en inglés que define la presencia de una sustancia mineral dura y compacta de 1 a 2 mm en la molleja.

H HDL

Siglas en inglés para *high-density lipoprotein* o lipoproteína de alta densidad.

Hemípteros

Dicho de un insecto: del grupo de los que tienen pico articulado, chupador, casi siempre de cuatro alas, las dos anteriores coriáceas por completo o solo en la base, y las otras dos, y a veces las cuatro, membranosas, y tiene metamorfosis sencilla.

Hidrolizado

Que ha experimentado un proceso de hidrolisis, que consiste en el desdoblamiento de una molécula por la acción del agua.

Homeotermo

Que tiene la capacidad de regulación metabólica para mantener la temperatura del cuerpo constante e independiente de la temperatura ambiental.

I Impronta

Proceso de aprendizaje que tiene lugar en los animales jóvenes durante un corto período de receptividad, del que resulta una forma estereotipada de reacción frente a un modelo, que puede ser otro ser vivo o un juguete mecánico.

Incubabilidad

Parámetro que se utiliza comúnmente para evaluar el rendimiento de incubación y de la parvada de reproductoras.

L LDL

Siglas en inglés para *low-density lipoprotein* o lipoproteína de baja densidad.

M Malondialdehído

Compuesto altamente reactivo que se produce de forma natural y es un marcador de estrés oxidativo.

Materia seca

Parte que resta de un material tras extraer toda el agua posible a través de un calentamiento en condiciones de laboratorio.

Mesodermo

Capa u hoja media de las tres en que, en todos los animales, salvo las esponjas y los celentéreos, se disponen las células del blastodermo después de haberse segmentado.

Mogotes

Cualquier elevación del terreno que recuerde la forma de un monte.

N Nacedora

Artefacto donde termina el período de incubación artificial, finalizando el desarrollo embrionario.

	Nidada	Conjunto de los huevos puestos en el nido. También se refiere al conjunto de los polluelos de una misma puesta mientras están en el nido.
	Nidícola/altricial	Dicho de un ave: que siendo cría permanece en el nido hasta alcanzar el desarrollo suficiente.
	Nidífugo/precocial	Dicho de un ave: que siendo cría abandona el nido inmediatamente después de nacer.
O	Opérculo nasal	Estructura queratinizada que se localiza en el centro de cada narina.
	Ovoposición	Proceso de puesta o de expulsar huevos plenamente desarrollados del cuerpo femenino.
	Ovoscopia	Método diafanoscópico que se basa en la translucidez de la cáscara y en las diferencias de transmisión lumínica de las estructuras internas del huevo, y puede determinar la calidad de la cáscara, la frescura, la presencia de manchas de sangre en el interior y el desarrollo del embrión si el huevo está embrionado.
	Ovoscopio	Aparato utilizado para examinar a trasluz el estado de los huevos de las aves.
P	PAF	Siglas en inglés para <i>platelet-activating factor</i> o factor activador de plaquetas. Mediador químico de la inflamación, involucrado en múltiples procesos patológicos relacionados con agregación plaquetaria, reacciones inmunoinflamatorias y trastornos vasculares.
	Paresia	Pérdida parcial de fuerza en la contracción muscular.
	Patotipo	Grupo de microorganismos que comparten un mismo conjunto de características y elementos causantes de enfermedad.

Peristalsis	Contracción progresiva, de un extremo a otro, de ciertos órganos tubulares para hacer avanzar su contenido.
Plumón	Pluma muy delgada, semejante a la seda, que tienen las aves debajo del plumaje exterior.
Postura	Acción de poner huevos.
Precocial/nidífugo	Dicho de un ave: que siendo cría abandona el nido inmediatamente después de nacer.
Prostaciclina	Metabolito principal del ácido araquidónico por vía de la enzima ciclooxigenasa, sintetizada por el endotelio. Tiene un potente efecto vasodilatador y antiagregante plaquetario. También se le denomina prostaglandina I ₂ o epoprostenol.
Pseudomembrana	Formación patológica que tiene la apariencia laminar de una membrana, pero tiene una estructura histológica diferente.
Pumping	Término en inglés que refiere el movimiento reflejo de las crías de las aves altriciales en respuesta a la alimentación; consiste en mover rápidamente las alas de arriba hacia abajo y la cabeza de adelante hacia atrás.
Q Quimioterapéuticos	Medicamento usado para tratar el cáncer.
R Rinoteca	Parte superior o maxilar del pico de las aves.
S Saco vitelino	Anexo membranoso adosado al embrión al que provee de nutrientes y oxígeno, a la vez que elimina desechos metabólicos.
Simbiótico	Pertenece o relativo a la simbiosis, la asociación de individuos animales o vegetales de diferentes especies, sobre todo si los simbiosiontes sacan provecho de la vida en común.

Sinaptogénesis

Proceso por el que se crean sinapsis, conexiones entre una neurona y otra célula del sistema nervioso o entre dos neuronas.

Sinus terminalis

Vena que rodea el área vascular del blastodermo.

T

Teratogénico

Que produce malformaciones en el embrión o feto.

Transovárica

Transferencia de patógenos a las generaciones sucesivas a través de la invasión del ovario y de la infección del óvulo.

TXA2

Siglas en inglés para *thromboxane A2* o trombvoxano A2. Metabolito del ácido araquidónico que actúa como un potente agregante plaquetario, vasoconstrictor y broncoconstrictor.

Referencias

- 1 Santema P, Kempenaers B. Complete brood failure in an altricial bird is almost always associated with the sudden and permanent disappearance of a parent. *J Anim Ecol.* 2018;87(5):1239–1250. doi:10.1111/1365-2656.12848.
- 2 Rivera L, Politi N, Bucher EH. Ecología y conservación del loro alisero (*Amazona tucumana*). *Hornero.* 2012;27(1):51–61. http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0073-34072012000100006&lng=es
- 3 Woolaver LG, Nichols RK, Morton ES, Stutchbury BJM. Feeding ecology and specialist diet of critically endangered Ridgway's Hawks. *J Field Ornithol.* 2013;84(2):138–146. doi:10.1111/jof.12012.
- 4 Renton K. Reproductive ecology and conservation of the Lilac-crowned parrot (*Amazona finschi*) in Jalisco, Mexico (PhD thesis). Canterbury: University of Kent; 1998. doi:10.22024/UniKent%2F01.02.86026.
- 5 Ley RE, Hamady M, Lozupone C, et al. Evolution of mammals and their gut microbes. *Science.* 2008;320(5883):1647–1651. doi:10.1126/science.1155725.
- 6 Hoppes S. Pediatric diseases of Pet Birds. *MSD Manual. Veterinary Manual.* Rahway, NJ, USA: Merck; 2015. <https://www.msdvetmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/pet-birds/pediatric-diseases-of-pet-birds>
- 7 Doneley RJ. Bacterial and parasitic diseases of parrots. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 2009;12(3):417–432. doi:10.1016/j.cvex.2009.06.009.
- 8 Smits JE, Bortolotti GR. Immunological development in nestling American kestrels *Falco sparverius*: post-hatching ontogeny of the antibody response. *Comp Biochem Physiol a Mol Integr Physiol.* 2008;151(4):711–716. doi:10.1016/j.cbpa.2008.08.025.

- 9 Berg KS, Delgado S, Mata–Betancourt A, Krause JS, Wingfield JC, Beissinger SR. Ontogeny of the adrenocortical response in an extremely altricial bird. *J Exp Zool A Ecol Integr Physiol.* 2019;331(10):521–529. doi:10.1002/jez.2317.
- 10 Gil D, Alfonso–Iñiguez S, Pérez–Rodríguez L, Muriel J, Monclús R. Harsh conditions during early development influence telomere length in an altricial passerine: links with oxidative stress and corticosteroids. *J Evol Biol.* 2019;32(1):111–125. doi:10.1111/jeb.13396.
- 11 Blas J, Baos R, Bortolotti GR, Marchant T, Hiraldo F. A multi–tier approach to identifying environmental stress in altricial nestling birds. *Functional Ecol.* 2005;19(2):315–322. doi:10.1111/j.1365-2435.2005.00976.x.
- 12 Sims CG, Holberton RL. Development of the corticosterone stress response in young northern mockingbirds (*Mimus polyglottos*). *Gen Comp Endocrinol.* 2000;119(2):193–201. doi:10.1006/gcen.2000.7506.
- 13 Ritchie BW, Harrison GL, Harrison RL. *Avian Medicine: Principles and Application.* Florida, USA: Wingers Publishing; 1994.
- 14 Daniel JC Jr. An embryological comparison of the domestic fowl and the red–winged Blackbird. *The Auk.* 1957;74(3):340–358. doi:10.2307/4081925.
- 15 Seybold U, Rahmann H. Brain gangliosides in birds with different types of postnatal development (nidifugous and nidicolous type). *Brain Res.* 1985;349(1–2):201–208. doi:10.1016/0165-3806(85)90144-0.
- 16 Blom J, Lilja C. A comparative study of embryonic development of some bird species with different patterns of postnatal growth. *Zoology.* 2005; 108(2):81–95. doi:10.1016/j.zool.2005.02.001.
- 17 Chen X, Li X, He Z, et al. Comparative study of eggshell antibacterial effectiveness in precocial and altricial birds using *Escherichia coli*. *PLoS One.* 2019;14(7):e0220054. doi:10.1371/journal.pone.0220054.
- 18 Shawkey MD, Mills KL, Dale C, Hill GE. Microbial diversity of wild bird feathers revealed through culture–based and culture–independent techniques. *Microb Ecol.* 2005;50(1):40–47. doi:10.1007/s00248-004-0089-4.

- 19 Martínez-García Á, Martín-Vivaldi M, Rodríguez-Ruano SM, Peralta-Sánchez JM, Valdivia E, Soler JJ. Nest bacterial environment affects microbiome of hoopoe eggshells, but not that of the uropygial secretion. *PLoS One*. 2016;11(7):e0158158. doi:10.1371/journal.pone.0158158.
- 20 Dubiec A, Gózdź I, Mazgajski TD. Green plant material in avian nests. *Avian Biology Research*. 2013;6(2):133–146. doi:10.3184/175815513X13615363233558.
- 21 Romagnano A. Psittacine incubation and pediatrics. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*. 2012(May);15(2):163–82. doi:10.1016/j.cvex.2012.04.002.
- 22 Girling SJ. *Veterinary Nursing of Exotic Pets*. 2nd ed. Oxford, UK: Wiley Blackwell; 2013. 385 pp. doi:10.1002/9781118782941.
- 23 Lee KN, Pariza MW, Ntambi JM. Conjugated linoleic acid decreases hepatic stearoyl-CoA desaturase mRNA expression. *Biochem Biophys Res Commun*. 1998;248(3):817–821. doi:10.1006/bbrc.1998.8994.
- 24 Aydin R, Cook ME. The effect of dietary conjugated linoleic acid on egg yolk fatty acids and hatchability in Japanese quail. *Poult Sci*. 2004;83(12):2016–2022. doi:10.1093/ps/83.12.2016.
- 25 White TH Jr, Abreu-González W, Toledo-González M, Torres-Báez P. From the field: artificial nest cavities for Amazona parrots. *Wildl Soc Bull*. 2005;33(2):756–760. doi:10.2193/0091-7648(2005)33[756:FTFANC]2.0.CO;2.
- 26 Reillo PR, Durand S, Burton M. First captive breeding of the imperial parrot (*Amazona imperialis*). *Zoo Biol*. 2011;30(3):328–341. doi:10.1002/zoo.20374.
- 27 Delany ME, Tell LA, Millam JR, Preisler DM. Photographic candling analysis of the embryonic development of orange-winged Amazon parrots (*Amazona amazonica*). *J Avian Med Surg*. 1999;13(2):116–123. <http://www.jstor.org/stable/30135215>
- 28 Ricklefs RE. Composition of eggs of several bird species. *The Auk*. 1977;94(2):350–356. doi:10.1093/auk/94.2.350.
- 29 Speake BK, Murray AM, Noble RC. Transport and transformations of yolk lipids during development of the avian embryo. *Prog Lipid Res*. 1998;37(1):1–32. doi:10.1016/s0163-7827(97)00012-x.

- 30 Van der Wagt I, de Jong IC, Mitchell MA, Molenaar R, van der Brand H. A review on yolk sac utilization in poultry. *Poult Sci.* 2020;99(4):2162–2175. doi:10.1016/j.psj.2019.11.041.
- 31 Reece WO, Trampel DW. Avian digestion. In: WO Reece. *Dukes' Physiology of Domestic Animals*. 13th edition. UK: Wiley Blackwell; 2015. pp. 532–540.
- 32 Kenny D, Cambre RC. Indications and technique for the surgical removal of the avian yolk sac. *J Zoo Wild Med.* 1992;23(1):55–61. <http://www.jstor.org/stable/20460268>
- 33 Rodríguez AM, Eberhard JR. Reproductive behavior of the yellow-crowned parrot (*Amazona ochrocephala*) in western Panamá. *W J Ornithol.* 2006;118(2):225–236.
- 34 Masello JG, Quillfeldt P. Chick growth and breeding success of the Burrowing parrot. *The Condor.* 2002;104(3):574–586. doi:10.1093/condor/104.3.574.
- 35 Mumme RL, White tail spots and tail-flicking behavior enhance foraging performance in the Hooded Warbler. *The Auk.* 2014;131(2):141–149. doi: 10.1642/AUK-13-199.1.
- 36 Evans Ogden LJ, Stutchbury BJM. Fledgling care and male parental effort in the Hooded Warbler (*Wilsonia citrina*). *Can J Zool.* 1997;75(4):576–581. doi:10.1139/z97-071.
- 37 Wellicome TI, Danielle Todd L, Poulin RG, Holroyd GL, Fisher RJ. Comparing food limitation among three stages of nesting: supplementation experiments with the burrowing owl. *Ecol Evol.* 2013;3(8):2684–2695. doi:10.1002/ece3.616.
- 38 Wiley E, Ridley A. The effects of temperature on offspring provisioning in a cooperative breeder. *Anim Behav.* 2016;117:187–195. doi:10.1016/j.anbehav.2016.05.009.
- 39 Miyagawa S, Kirby ML. Pathogenesis of persistent truncus arteriosus induced by nimustine hydrochloride in chick embryos. *Teratology.* 1989;39(3):287–294. doi:10.1002/tera.1420390310.
- 40 Bruyere HJ Jr, Stith CE. Strain-dependent effect of ethanol on ventricular septal defect frequency in White Leghorn chick embryos. *Teratology.* 1993;48(4):299–303. doi:10.1002/tera.1420480403.

- 41 Hart RC, Winn KJ, Unger ER. Avian model for 13-cis-retinoic acid embryopathy: morphological characterization of ventricular septal defects. *Teratology*. 1992;46(6):533–539. doi:10.1002/tera.1420460602.
- 42 Evans DE, Tully TN JR, Strickland KN, Williams JF, Rich GA. Congenital cardiovascular anomalies, including ventricular septal defects, in 2 cockatoos. *J Avian Med Surg*. 2002;15(2):101–106 pp. doi: 10.1647/1082-6742(2001)015[0101:CCAIVS]2.0.CO;2.
- 43 Ruuskanen S, Rainio MJ, Uusitalo M, Saikkonen K, Helander M. Effects of parental exposure to glyphosate-based herbicides on embryonic development and oxidative status: a long-term experiment in a bird model. *Sci Rep*. 2020(Apr);10(1):6349. doi:10.1038/s41598-020-63365-1.
- 44 Fathi MA, Abdelghani E, Shen D, et al. Effect of *in ovo* glyphosate injection on embryonic development, serum biochemistry, antioxidant status and histopathological changes in newly hatched chicks. *J Anim Physiol Anim Nutr (Berl)*. 2019;103(6):1776–1784. doi:10.1111/jpn.13181.
- 45 Schill EM, Lake JI, Tusheva OA, et al. Ibuprofen slows migration and inhibits bowel colonization by enteric nervous system precursors in zebrafish, chick and mouse. *Dev Biol*. 2016;409(2):473–488. doi:10.1016/j.ydbio.2015.09.023.
- 46 Heuckeroth RO. Hirschsprung disease—integrating basic science and clinical medicine to improve outcomes. *Nat Rev Gastroenterol Hepatol*. 2018;15(3):152–167. doi:10.1038/nrgastro.2017.149.
- 47 Luque C, Barros J, Varela O, Arias M. Estudio anatómico del pseudofruto de *Podocarpus parlatorei* Pilg. *Ciencia*. 2010;5(18):51–58.
- 48 Vaz FF, Serafini PP, Locatelli-Dittrich R, et al. Survey of pathogens in threatened wild red-tailed Amazon parrot (*Amazona brasiliensis*) nestlings in Rasa Island, Brazil. *Braz J Microbiol*. 2017;48(4):747–753. doi:10.1016/j.bjm.2017.03.004.
- 49 Van der Wielen PW, Keuzenkamp DA, Lipman LJ, van Knapen F, Biesterfeld S. Spatial and temporal variation of the intestinal bacterial community in commercially raised broiler chickens during growth. *Microb Ecol*. 2002;44(3):286–293. doi:10.1007/s00248-002-2015-y.

- 50 Bangert RL, Cho BR, Widders PR, Stauber EH, Ward AC. A survey of aerobic bacteria and fungi in the feces of healthy psittacine birds. *Avian Dis.* 1988;32(1):46–52.
- 51 Juárez E. Aislamiento e identificación de bacterias del género *Lactobacillus* de lavados de ingluvis de psitácidos de compañía (tesis de licenciatura). Ciudad Universitaria, Ciudad de México, México: Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.
- 52 St Leger J. Nondomestic avian pediatric pathology. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 2012;15(2):233–250. doi:10.1016/j.cvex.2012.03.005.
- 53 Yang N, McLelland J, McLelland DJ, et al. Psittacid adenovirus–2 infection in the critically endangered orange–bellied parrot (*Neophema chrysogastor*): a key threatening process or an example of a host–adapted virus? *PLoS One.* 2019;14(2):e0208674. doi:10.1371/journal.pone.0208674.
- 54 Ramis A, Marlasca MJ, Majo N, Ferrer L. Inclusion body hepatitis (IBH) in a group of *Eclectus* parrots (*Eclectus roratus*). *Avian Pathol.* 1992;21(1):165–169. doi:10.1080/03079459208418831.
- 55 Alexander DJ y Senne DA. In Dufour L, Swayne D, Glisson J, et al. *A Laboratory Manual for the Isolation, Identification and Characterization of avian pathogens.* Fifth edition. Georgia, USA: American Association of Avian Pathologists; 2008. pp. 135–141.
- 56 Swayne DE, Glisson JR, MacDougal LR, Nolan LK, Suarez DL, Nair VL. *Diseases of Poultry.* 13rd edition. USA: Wiley Blackwell; 2013. 1447 pp.
- 57 Clavijo A, Robinson Y, Booth T, Munroe F. Velogenic Newcastle disease in imported caged birds. *Can Vet J.* 2000;41(5):404–406.
- 58 Samour J. *Avian Medicine.* 3rd edition. USA: Elsevier; 2016. 712 pp.
- 59 Tully T, Dorrestein G, Jones A. *Handbook of Avian Medicine.* 2nd edition. USA: Saunders Elsevier; 2000. 496 pp.
- 60 Turrall Ramírez MM, Córdova Ponce R, González Ruíz C, Castañeda Aceves G, Marín Flamand E, Garrido Fariña G, Ramírez Álvarez H. First identification of herpesvirus infections among endemic and exotic psittacines in Mexico. *Vet Mex OA.* 2017;4(4):1–10. doi:10.21753/vmoa.4.4.469.

- 61 Pass DA. The pathology of the avian integument: a review. *Avian Pathol.* 1989;18(1):1-72. doi: 10.1080/03079458908418580.
- 62 Ritchie BW, Lukert PD. Budgerigar fledgling disease and other poliomyovirus infections. In: L Dufour, D Swayne, J Glisson, et al. *A Laboratory Manual for the Isolation, Identification and Characterization of Avian Pathogens*. 5th edition. Georgia, USA: American Association of Avian Pathologists; 2008. pp. 120-121.
- 63 Özmen Ö, Dorrestein GM. Avian polyomavirus infection in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) in Turkey. *Turk J Vet Anim Sci.* 2004;28(2):409-414. <https://journals.tubitak.gov.tr/veterinary/vol28/iss2/26>
- 64 Sánchez-Cordón PJ, Hervás J, Chacón de Lara F, Jahn J, Salguero FJ, Gómez-Villamandos JC. Reovirus infection in psittacine birds (*Psittacus erithacus*): morphologic and immunohistochemical study. *Avian Dis.* 2002;46(2):485-492. doi:10.1637/0005-2086(2002)046[0485:RIIPBP]2.0.CO;2.
- 65 Center for Food Security & Public Health. Psitacosis/clamidiosis aviar (PDF). 2009(Jun). https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/chlamydiosis_avian-es.pdf
- 66 Santos F, Leal DC, Raso TF, et al. Risk factors associated with *Chlamydia psittaci* infection in psittacine birds. *J Med Microbiol.* 2014;63(Pt 3):458-463. doi:10.1099/jmm.0.060632-0.
- 67 Harkinezhad T, Geens T, Vanrompay D. *Chlamydophila psittaci* infections in birds: a review with emphasis on zoonotic consequences. *Vet Microbiol.* 2009;135(1-2):68-77. doi:10.1016/j.vetmic.2008.09.046.
- 68 Kleven SH. Mycoplasmosis. In: L Dufour, D Swayne, J Glisson, et al. *A Laboratory Manual for the Isolation, Identification and Characterization of Avian Pathogens*. 5th ed. Georgia, USA: American Association of Avian Pathologists; 2008. 59-64 pp.
- 69 Levisohn S, Kleven SH. Avian mycoplasmosis (*Mycoplasma gallisepticum*). *Rev Sci Tech.* 2000;19(2):425-442.

- 70** Ward MP, Ramer JC, Proudfoot J, Garner MM, Juan-Sallés C, Wu CC. Outbreak of salmonellosis in a zoologic collection of lorikeets and lorries (*Trichoglossus*, *Lorius*, and *Eos* spp.) Avian Dis. 2003;47(2):493–498. doi:10.1637/0005-2086(2003)047[0493:OOSIAZ]2.0.CO;2.
- 71** Vigo GB, Origlia J, Gornatti D, et al. Isolation of *Salmonella typhimurium* from dead blue and gold macaws (*Ara ararauna*). Avian Dis. 2009;53(1):135–138. doi:10.1637/8372-060208-Case.1.
- 72** Grespan A, Camera O, Knöbl T, et al. Virulence and molecular aspects of *Bordetella avium* isolated from cockatiel chicks (*Nymphicus hollandicus*) in Brazil. Vet Microbiol. 2012;160(3–4):530–534. doi:10.1016/j.vetmic.2012.06.023.
- 73** Spilker T, Liwienski AA, LiPuma JJ. Identification of *Bordetella* spp. in respiratory specimens from individuals with cystic fibrosis. Clin Microbiol Infect. 2008;14(5):504–506. doi:10.1111/j.1469-0691.2008.01968.x.
- 74** Donnelly KA, Wellehan JFX Jr, Quesenberry K. Gastrointestinal disease associated with non-*albicans* *Candida* species in Six Birds. J Avian Med Surg. 2019;33(4):41–418. doi:10.1647/2018-419.
- 75** Yu Y, Yuan T, Zheng J, et al. Risk factors and clinical analysis for invasive fungal infection in neonatal intensive care unit patients. American Journal of Perinatology. 2012;30(07):589–594. doi:10.1055/s-0032-1329688.
- 76** Muir M, Raidal SR. Necrotising ventriculitis due to combined infection with *Rhizopus microsporus* var. *chinensis* and *Candida krusei* in an Eclectus parrot (*Eclectus roratus*). Aust Vet J. 2012;90(7):277–280. doi:10.1111/j.1751-0813.2012.00929.x.
- 77** Jeziorek M, Frej-Mądrzak M, Choroszy-Król I. The influence of diet on gastrointestinal *Candida* spp. colonization and the susceptibility of *Candida* spp. to antifungal drugs. Rocznik Państw Zakł Hig. 2019;70(2):195–200. doi:10.32394/rpzh.2019.0070.
- 78** Phalen DN. Update on the diagnosis and management of *Macrorhabdus ornithogaster* (formerly megabacteria) in avian patients. Vet Clin North Am Exot Anim Pract. 2014;17(2):203–210. doi:10.1016/j.cvex.2014.01.005.

- 79** Püstow R, Krautwald-Junghanns ME. The incidence and treatment outcomes of *Macrorhabdus ornithogaster* infection in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) in a veterinary clinic. *J Avian Med Surg.* 2017;31(4):344–350. doi:10.1647/2016-181.
- 80** Antinoff N. Diagnosis and treatment options for megabacteria (*Macrorhabdus ornithogaster*). *J Avian Med Surg.* 2004;18(3):189–195. doi:10.1647/1082-6742(2004)018[0189:DATOFM]2.0.CO;2.
- 81** Proctor H, Owens I I. Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. *Trends Ecol Evol.* 2000;15(9):358–364. doi:10.1016/s0169-5347(00)01924-8.
- 82** Monterrubio T, Enkerlin-Hoeflich E, Hamilton RB. Productivity and nesting success of Thick-Billed parrots. *The Condor.* 2002;104(4):788–794. doi:10.1093/condor/104.4.788.
- 83** Abou M, Karrouf G. Diagnosis and management of *Knemidocoptes pilae* in Budgerigars (*Melopsittacus undulatus*): case reports in Egypt. *M J Vet Sci.* 2017;2(1):007. <https://www.mathewsopenaccess.com/full-text/diagnosis-and-management-of-knemidocoptes-pilae-in-budgerigars-melopsittacus-undulates-case-reports-in-egypt>
- 84** Ganser C, Monadjem A, McCleery RA, Ndlela T, Wisely SM. Is it best on the nest? Effects of avian life-history on haemosporidian parasitism. *Int J Parasitol Parasites Wildl.* 2020;13:62–71. doi:10.1016/j.ijppaw.2020.07.014.
- 85** Hoppes S. Parasitic Diseases of Pet Birds. *Merk Manual, Veterinary Manual.* NJ, US: MSD Manual; 2015. <https://www.msdsvetmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/pet-birds/parasitic-diseases-of-pet-birds>
- 86** Murtaugh RJ, Jacobs RM. Trichomoniasis of the crop in a cockatiel. *J Am Vet Med Assoc.* 1984;185(4):441–442.
- 87** Pihlaja M, Siitari H, Alatalo RV. Maternal antibodies in a wild altricial bird: effects on offspring immunity, growth and survival. *J Anim Ecol.* 2006;75(5):1154–1164. doi:10.1111/j.1365-2656.2006.01136.x.
- 88** Smits JE, Bortolotti GR. Immunological development in nestling American kestrels *Falco sparverius*: post-hatching ontogeny of the antibody response. *Comp Biochem Physiol A Mol Integr Physiol.* 2008;151(4):711–716. doi:10.1016/j.cbpa.2008.08.025.

- 89** Schmid R, Doherr M, Steiger A. The influence of the breeding method on the behavior of adult African grey parrots (*Psittacus erithacus*). *Appl Anim Behaviour Sci.* 2006;98:283–307. doi:10.1016/j.applanim.2005.09.002.
- 90** Bortolotti GR, Marchant TA, Blas J, German T. Corticosterone in feathers is a long-term, integrated measure of avian stress physiology. *Functional Ecol.* 2008;22(3):494–500. doi:10.1111/j.1365-2435.2008.01387.x.
- 91** Maxwell MH. Avian blood leucocyte responses to stress. *World's Poul Sci J.* 1993;49(1):34–43. doi:10.1079/WPS19930004.
- 92** Rensel MA, Schoech SJ. Repeatability of baseline and stress-induced corticosterone levels across early life stages in the Florida scrub-jay (*Aphelocoma coerulescens*). *Horm Behav.* 2011;59(4):497–502. doi:10.1016/j.yhbeh.2011.01.010.
- 93** Berg KS, Delgado S, Mata-Betancourt A, Krause JS, Wingfield JC, Beissinger SR. Ontogeny of the adrenocortical response in an extremely altricial bird. *J Exp Zool a Ecol Integr Physiol.* 2019;331(10):521–529. doi:10.1002/jez.2317.
- 94** Feltenstein MW, Lambdin LC, Webb HE, et al. Corticosterone response in the chick separation–stress paradigm. *Physiol Behav.* 2003;78(3):489–493. doi:10.1016/s0031-9384(03)00030-1.
- 95** Ehrlich P, Dobkin D, Wheyw D. *The Birder's Handbook: A Field Guide to the Natural History of North American Birds.* New York, NY: Simon and Schuster; 1988. 720pp.
- 96** Mujahid A, Furuse M. Behavioral responses of neonatal chicks exposed to low environmental temperature. *Poult Sci.* 2009;88(5):917–922. doi:10.3382/ps.2008-00472.
- 97** Blagojević DP. Antioxidant systems in supporting environmental and programmed adaptations to low temperatures. *Cryo Letters.* 2007;28(3):137–150.
- 98** Scanes C. *Sturkie's Avian Physiology.* 6th ed. USA: Academic Press; 2015. 1056pp.
- 99** Zhao FQ, Zhang ZW, Qu JP, et al. Cold stress induces antioxidants and Hsps in chicken immune organs. *Cell Stress Chaperones.* 2014;19(5):635–648. doi:10.1007/s12192-013-0489-9.

- 100** Lemmi T, Menozzi A, Basini G, et al. Evaluation of oxidative stress in blood of domestic chickens and eurasian magpies (*Pica pica*). *J Avian Med Surg*. 2021;35(1):28–36. doi:10.1647/1082-6742-35.1.28.
- 101** Forbes NA, Sanchez–Migallon D. *Avian Medicine and Surgery*, 2nd edition. Boca Raton: CRC Press; 2017. 384 pp.
- 102** Carpenter JW, Marion CJ. *Exotic animal formulary*, 5th edition. St. Louis, Missouri: Elsevier; 2018. 701 pp.
- 103** Petzinger C, Heatley JJ, Bauer JE. Growth curves and their implications in hand–fed Monk parrots (*Myiopsitta monachus*). *Vet Med (Auckl)*. 2015;6: 321–327. doi:10.2147/VMRR.S73804.
- 104** Speer B. 21 Parrots. In: LJ Gage, RS Duerr, editors. *Hand–Rearing Birds*. Iowa, USA: Blackwell Publishing; 2007. 441 pp.
- 105** Kaytee.com. Kaytee Exact Rainbow Parrot and Conure Food. Wisconsin, US: Kaytee Products Inc; 2021. Updated: Enero 13, 2023 <https://www.kaytee.com/all-products/pet-bird/exact-parrot-conure-rainbow>
- 106** Kaytee.com. Kaytee Exact Hand Feeding High Fat Baby Bird Food. Wisconsin, US: Kaytee Products, Inc. Updated: Enero 13, 2023. <https://www.kaytee.com/all-products/pet-bird/exact-handfeeding-high-fat>
- 107** Fab Finches. UK Premium Pet Product Supplier. Harrison' s Neonate Premium Hand–Feeding Formula: Complete Balanced Hand–feeding Food for Hatchlings. Nashville, US: Fab Finches UK; 2023. <https://www.fabfinches.co.uk/product/harrisons-bird-food-neonate-formula-350g-hand-feeding-rearing-psittacine-chicks/>
- 108** Zupreem. Embrace Plus (Hand Feeding Formula) Formula para alimentar a mano aves bebés. Santiago, Chile: Grupo MOR. <http://www.zupreem.cl/wp-content/uploads/2017/10/EMBRACE-PLUS-COMPRIMIDO.pdf>
- 109** Zupreem. Primate Diet Dry. Kansas, US: Campana Pet Brands. <https://zupreem.com/zoo-animals/primate-diet-dry/>
- 110** Koutsos E, Matson KD, Klasing KC. Nutrition of birds in the order Psittaciformes: a review. *J Avian Med Surg*. 2002;15(4):257–275. doi:10.1647/1082-6742(2001)015[0257:NOBITO]2.0.CO;2.
- 111** Rupley AE. *Manual of Avian Practice*. Pennsylvania, US: Saunders. 1997. 556 pp.

- 112** Schneiders G, daCosta M, Farias I, Becker P. Estudo da curva de crescimento e de consumo alimentar de filotes de papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva*) em criadouro comercial no Rio Grande do Sul. *Veterinária em Foco*. 2014;11(2):85-94.
- 113** Khaing TT, Win S, Shwe CS. Growth and feather development of Alexandrine parakeets, *Psittacula eupatria* (Linnaeus, 1766), in captive condition. *Int J Innov Sci Res Tech*. 2019;4(7):1064-1067. <https://ijisrt.com/assets/upload/files/IJISRT19JUL133.pdf>
- 114** Harcourt N, Chitty J. *BSAVA Manual of Psittacine Birds*. 2nd edition. Quedgeley, Gloucester: British Small Animal Veterinary Association; 2005. 320 pp.
- 115** Orosz SE. Critical care nutrition for exotic animals. *J Exot Pet Med*; 2023;22(2):163-177. doi: 10.1053/j.jepm.2013.05.007.
- 116** Orosz SE. Clinical avian nutrition. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*. 2014;17(3):397-413. doi: 10.1016/j.cvex.2014.05.003.
- 117** Krebs EA, Cunningham RB, Donnelly CF. Complex patterns of food allocation in asynchronously hatching broods of crimson rosellas. *Anim Behav*. 1999;57(4):753-763. doi: 10.1006/anbe.1998.1029.
- 118** Brightsmith D. Nutritional levels of diets fed to captive Amazon parrots: does mixing seed, produce, and pellets provide a healthy diet? *J Avian Med Surg*. 2012;26(3):149-160. doi: 10.1647/2011-025R.1.
- 119** Hess L, Mauldin G, Rosenthal K. Estimated nutrient content of diets commonly fed to pet birds. *Vet Rec*. 2002;150(13):399-404. doi: 10.1136/vr.150.13.399.
- 120** Fowler M. Nutritional and metabolic diseases of cage birds. *AFA Watchbird Magazine*. 1979;6(4):4-9.
- 121** Korver D. *Nutritional Requirements of Poultry*. Merck Manual, Veterinary Manual. New Jersey, USA: MSD Manual; 2023. <https://www.merckvetmanual.com/poultry/nutrition-and-management-poultry/nutritional-requirements-of-poultry>

- 122** Cornejo J, Dierenfeld ES, Renton K, Brightsmith DJ. Fatty acid profiles of crop contents of free-living psittacine nestlings and of commercial hand-feeding formulas. *J Anim Physiol Anim Nutr (Berl)*. 2021;105(2):394–405. doi:10.1111/jpn.13443.
- 123** Ramos M. Lípidos de interés fisiológico: bioquímica de las membranas celulares. En: Herrera E, Ramos M, Roca M, Viana M. 5a edición. *Bioquímica básica. Base molecular de los procesos fisiológicos*. Barcelona, España: Elsevier; 2014; p. 160.
- 124** Wiktorowska-Owczarek A, Berezińska M, Nowak JZ. PUFAs: structures, metabolism and functions. *Adv Clin Exp Med*. 2015;24(6):931–941. doi: 10.17219/acem/31243.
- 125** Simopoulos AP. Omega-3 fatty acids in inflammation and autoimmune diseases. *J Am Coll Nutr*. 2002;21(6):495–505. doi:10.1080/07315724.2002.10719248.
- 126** Kristensen S, Bach A, Schmidt E. (2001). n-3 polyunsaturated fatty acids and coronary thrombosis. *Lipids*, 36(S1), S79–S82. doi:10.1007/s11745-001-0686-8.
- 127** Bavelaar F, Beynen A. Severity of atherosclerosis in parrots in relation to the intake of α -linolenic Acid. *Avian Dis*. 2003;47(3),566–577. doi: 10.1637/6052.
- 128** Speake B, Wood N. (2005) Timing of incorporation of docosahexaenoic acid into brain and muscle phospholipids during precocial and altricial modes of avian development. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 141:147–158.
- 129** Aguillón-Páez YJ, Romero LA, Diaz GJ. Effect of full-fat sunflower or flaxseed seeds dietary inclusion on performance, egg yolk fatty acid profile and egg quality in laying hens. *Anim Nutr*. 2020;6(2):179–184. doi: 10.1016/j.aninu.2019.12.005.
- 130** De Matos R. Calcium metabolism in birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*. 2008;11(1):59–82. doi: 10.1016/j.cvex.2007.09.005.
- 131** Martonell J. Intoxicación en aves. *Clin Vet Pequeños Animales*. 2009;29(3): 172–178.
- 132** Coles B, Krautwald M, Orosz S, Tully T. *Essentials of Avian Medicine and Surgery*. 3rd edition. Oxford, UK: Blackwell Publishing; 2007. 230 pp.

- 133** Gocke G, Ozgurtas T, Sobaci G, Kucukevcilioglu M. The effects of amphotericin b on angiogenesis in chick chorioallantoic membrane. *Cutan Ocul Toxicol*. 2016;35(2):1-5.
- 134** Gozalo AS, Schwiebert RS, Lawson GW. Mortality associated with fenbendazole administration in pigeons (*Columba livia*). *J Am Assoc Lab Anim Sci*. 2006;45(6):63-66.
- 135** Narenderan S, Meyyanathan S Babu B. Review of pesticide residue analysis in fruits and vegetables. Pre-treatment, extraction and detection techniques. *Food Research International*. 2020;133:109141. doi: 10.1016/j.foodres.2020.109141.
- 136** Drusch S, Ragab W. Mycotoxins in fruits, fruit juices, and dried fruits. *J Food Prot*. 2003;66(8):1514-1527. doi: 10.4315/0362-028x-66.8.1514.
- 137** Ozay G, Aran N, Pala M. Influence of harvesting and drying techniques on microflora and mycotoxin contamination of figs. *Nahrung*. 1995;39(2):156-165. doi: 10.1002/food.19950390209.
- 138** Engelhardt G, Ruhland M, Wallnöfer O. Occurrence of ochratoxin a in moldy vegetables and fruits analyzed after removal of rotten tissue parts. *Adv Food Sci*. 1999;3:88-92.
- 139** Liu Y, Wu F. Global burden of aflatoxin-induced hepatocellular carcinoma: a risk assessment. *Environ Health Perspect*. 2010;118(6):818-824. doi: 10.1289/ehp.0901388.
- 140** Dawar S, Ghaffar A. Detection of aflatoxin in sunflower seed. *Pakistan J Bot*. 1991;23(1):123-126.
- 141** Dawar S, Ghaffar A. Detection of the seedborne mycoflora of sunflower. *Pakistan J Bot*. 1991;23(2):173-178.
- 142** Jiménez M, Mateo R, Querol A, Huerta T, Hernández E. Mycotoxins and mycotoxigenic moulds in nuts and sunflower seeds for human consumption. *Mycopathologia*. 1991;115(2):121-127. doi: 10.1007/BF00436800.
- 143** Beheshti HR, Asadi M. Aflatoxins in sunflower and safflower seeds from Iran. *Food Addit Contam Part B Surveill*. 2013;6(1):68-71. doi:10.1080/19393210.2012.725227 PMID: 24786627.

- 144** Mmongoyo J, Wu F, Linz J, Nair M, Mugula J, Trmpelman R, Strasburg G. Aflatoxin levels in sunflower seeds and cakes collected from micro and small-scale sunflower oil processors in Tanzania. *PlosONE*. 2017;12(4):e0175801. doi:10.1371/journal.pone.0175801.
- 145** Kobylewsky S, Jacobson M. Toxicology of food dyes. *International Journal of Occupational and Environmental Health*. 2012;18(3):220–246. doi:10.1179/1077352512Z.00000000034.
- 146** FDA. Listing of color additives subject to certification: FD&C Yellow No. 5, 21 CFR Sect. 201.74.705.
- 147** Prival M, Peiperl M, Bell S. Determination of combined benzidine in Fd and-C yellow No-5 (tartrazine, using a highly sensitive analytical method. *Food Chem Toxicol*. 1993;31(10):751–758.
- 148** Dipalma J. Tartrazine sensitivity. *Am Fam Physician*. 1990;42(5):1347–1350.
- 149** Neuman I, Elian R, Nahum H, Shaked P, Creter D. The danger of “yellow dyes” (tartrazine) to allergic subjects. *Clin Allergy*. 1978;8(1):65–68.
- 150** Trautlein JJ, Mann WJ. Anaphylactic shock caused by yellow dye (FD&C No. 5 and FD&C No. 6) in an enema (case report). *Ann Allergy Asthma Immunol*. 1978;41(1):28–9.
- 151** Gross PA, Lance K, Whitlock RJ, Blume RS. Additive allergy: allergic gastroenteritis due to yellow dye #6. *Ann Intern Med*. 1989;111(1):1–88.
- 152** Jenkins P, Michelson R, Emerson PA. Adverse drug reaction to Sunset-Yellow in rifampicin-isoniazid tablet. *Lancet*. 1982;2(8294):385.
- 153** Michaelsson G, Juhlin L. Urticaria induced by preservatives and dye additives in food and drugs. *Brit J Dermatol*. 1973;88(6):525–32. doi: 10.1111/j.1365-2133.1973.tb08014.x.
- 154** Peiperl M, Prival M, Bell S. Determination of combined benzidine in Fd and-C yellow-No-6 (sunset-yellow Fcf). *Food Chem Toxicol*. 1995;33(10):829–39. doi:10.1016/0278-6915(95)00051-3.
- 155** Ishidate MJ, Sofuni T, Yoshikawa K, Hayashi M, Nohmi T, Sawada M, et al. Primary mutagenicity screening of food additives currently used in Japan. *Food Cosmet Toxicol*. 1984;22(8):623–36. doi:10.1016/0278-6915(95)00051-3.

- 156** Matula T, Downie R. Genetic toxicity of erythrosine in yeast. *Mutat Res.* 1984;138(2-3):153-156. doi: 10.1016/0165-1218(84)90038-7.
- 157** Sasaki YJ, Kawaguchi S, Kamaya A, Ohshita M, Kabasawa K, Iwama K, et al. The comet assay with 8 mouse organs: results with 39 currently used food additives. *Mut Res.* 2002;519:103-19. doi: 10.1016/s1383-5718(02)00128-6.
- 158** Borzelleca JF, Capen CC, Hallagan JB. Lifetime toxicity/carcinogenicity study of FD&C Red No. 3 (erythrosine) in rats. *Food Chem Toxicol.* 1987;25(10):723-733.
- 159** Mikkelsen H, Larsen J, Tarding F. Hypersensitivity reactions to food colors with special reference to the natural color annatto extract (butter colour). *Arch Toxicol Suppl.* 1978;1:141-3.
- 160** Lancaster F, Lawrence J. Determination of total nonsulphonated aromatic amines in tartrazine, sunset yellow FCF and allura red by reduction and derivatization followed by high-performance liquid chromatography. *Food Addit Contam.* 1991;8(3):249-63.
- 161** Brightman M, Broadwell R. The morphological approach to the study of normal and abnormal brain permeability. *Adv Exp Med Biol.* 1976;69:41-54. doi:10.1007/978-1-4684-3264-0_4.
- 162** Adinolfi M. The development of the human blood-CSF-brain barrier. *Dev Med Child Neurol.* 1985;27(4):532-537. doi: 10.1111/j.1469-8749.1985.tb04581.x.
- 163** Ribatti D, Nico B, Bertossi M. The development of the blood-brain barrier in the chick. Studies with Evans blue and horseradish peroxidase. *Ann. Anat.* 1993;175:85-88.
- 164** Chai W, Liebman M. Effect of different cooking methods on vegetable oxalate content. *Journal Agric Food Chem.* 2005;53(8):3027200930. doi: 10.1021/jf048128d.
- 165** Davis CS. Parrot psychology and behavior problems. *Vet Clin North Am Small Anim Pract.* 1991;21(6):1281-1288. doi: 10.1016/s0195-5616(91)50138-8.
- 166** Ferrer M, Hiraldo F. Human-associated staphylococcal infection in Spanish imperial eagles. *J Wildl Dis.* 1995;31(4):534-536.

- 167** Kothe C, Pessoa J, Malheiros P, Tondo E. (2019) Assesing the grow of *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli* on fruits and vegetables. J Infect Dev Ctries. 13(6):480–486.
- 168** Mohammadpour H, Berizi E, Hosseinzadeh S, Majlesi M, Zare M. The prevalence of *Campylobacter* spp. in vegetables, fruits, and fresh procedure: a systematic review and meta-analysis. Gut Pathogens. 2018;10:41.
- 169** López R, Castañón L. Isolation of *Cryptococcus neoformans* var. Neoformans from bird droppings, fruits and vegetables in México City. Mycopathologia. 195;129:25–28.
- 170** Friend M, Franson J. Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds. USA: us Department of the Interior, us Geological Survey; 1993. 424 pp.
- 171** Wang X, Quinn P. Endotoxins: structure, function and recognition. London: Springer; 2010. 415 pp. doi: 10.1007/978-90-481-9078-2.
- 172** Morrison D. Bacterial endotoxins and pathogenesis. Rev Inf Dis. 1983;5(4):733–747.
- 173** D'Aoust JY. Pathogenicity of foodborne Salmonella. Int J Food Microbiol. 1991;12(1):1740. doi: 10.1016/0168-1605(91)90045-q.
- 174** Allen B, Youngster I, McAdam A. Shiga toxin producing *Escherichia coli*. Clin Lab Med. 2015;35:247–272.
- 175** Bolton D. Campylobacter virulence and survival factors. Food Microbiol. 2015;48:99–108.
- 176** Tresierra A, Bendayan M. Thermorolerante Campylobacter species isolated from psittaciformes in the peruvian amazon región. Revista do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo.1998;40(4):259–261.

Créditos técnicos aprobados por los autores:

Corrección de estilo y revisión de galeras:

Mtra. Elizabeth Sarmiento de la Huerta

Seguimiento editorial: MVZ Silvia María Ibáñez Zavala

Gestión legal: MVZ Laura Edith Martínez Alvarez

Diseño editorial, de portada y formación electrónica:

LDCV Angélica Corona Gómez

Webmaster: LCG Marco Antonio Domínguez Guadarrama

Fecha de aparición:

11 de diciembre de 2024.

Se terminó el 3 de diciembre de 2024.

Editada por la Facultad de Medicina y Veterinaria y
Zootecnia. Departamento de Diseño Gráfico y Editorial de
la Secretaría de Vinculación y Proyectos Especiales:
edificio 2, planta baja, FMVZ–UNAM.

Avenida Universidad 3000, Ciudad Universitaria,
Coyoacán, 04510, México, Ciudad de México.

Formación y composición tipográfica
en tipo Marion y Montserrat.

Medio electrónico: internet

Tamaño: 6.1 MB

Formato: PDF