



ATLAS DE LA NECROPSIA AVIAR

**Diagnóstico macroscópico
Toma de muestras**

Natàlia Majó
Roser Dolz



PREFACIO

La necropsia y posterior evaluación de las lesiones macroscópicas es una herramienta diagnóstica de primer orden en la profesión veterinaria. En el caso del sector avícola es, además, una práctica habitual por parte del veterinario clínico en las visitas rutinarias a las granjas. A pesar de ello, existe poca información sobre cómo puede realizarse una necropsia en un ave para aprovechar al máximo el rendimiento diagnóstico de este procedimiento.

El objetivo principal del presente libro es el de servir de guía, tanto a veterinarios clínicos del sector avícola como a estudiantes de veterinaria, sobre la técnica de necropsia, la evaluación de las lesiones macroscópicas y la toma de muestras, mediante el uso de un gran número de imágenes que esperamos faciliten en gran medida la comprensión y utilidad del texto.

En la primera parte del libro se describe en detalle la técnica de necropsia del ave, cómo debe inspeccionarse cada uno de los órganos, aparatos y sistemas y cómo son éstos cuando no existe ningún tipo de lesión. A continuación se presentan algunas de las lesiones macroscópicas, y en algunos casos microscópicas, más relevantes de la patología aviar, agrupadas por aparatos o sistemas. Por último, se ofrecen algunas pautas a seguir en la toma de muestras durante la necropsia, para la posterior realización de técnicas de diagnóstico complementarias.

Esperamos sinceramente que este libro sea de utilidad para todos los profesionales relacionados con el mundo avícola.

Las autoras

Bellaterra (Barcelona), diciembre de 2010



AGRADECIMIENTOS

Muchas de las imágenes incluidas en este libro se han tomado de la colección de imágenes de la Unidad de Histología y Anatomía Patológica de la Facultad de Veterinaria de la Universitat Autònoma de Barcelona. Así pues, nuestro más sincero agradecimiento a los profesores, becarios y residentes que, durante años, han colaborado en la realización de las imágenes para mejorar esta colección.

También queremos agradecer profundamente a todos los técnicos, clínicos y veterinarios del sector avícola por la confianza depositada durante todos estos años, remitiendo casos clínicos que nos han permitido ver y aprender muchas cosas junto a ellos. Sin su colaboración no hubiera sido posible realizar un libro como éste, así que todos pueden considerarse coautores de este trabajo.

Finalmente, queremos agradecer de forma especial a todos los veterinarios y clínicos que han colaborado de forma directa cediéndonos algunas de las imágenes que veréis a continuación. Sin su ayuda esta obra hubiera quedado incompleta:

- Dr. H.L. Shivaprasad, University of California (figs. 7 y 15).
- Dra. Mercè Roca, Laboratorios Hipra (figs. 135 y 136).
- Dr. Albert Pagès, Laboratorios Hipra (fig. 119).
- Sr. Rafael Campos, veterinario consultor avícola (figs. 58, 60, 61, 64 y 66).
- Sra. Pilar Creus, Serveis Veterinaris Oficials d'Escorxador (SVOE) del Vallès Occidental (fig. 13).
- Sr. Jesús Vicente, Nanta, S.A. (figs. 25 y 80).
- Sr. Climent Faus, Elanco (figs. 5 y 6).
- Sr. Óscar Pérez, Piensos el Horreo (figs. 125 y 126).

Las autoras

Bellaterra (Barcelona), diciembre de 2010



AUTORAS

Natàlia Majó y Roser Dolz

La Dra. Natàlia Majó es Profesora Titular en la Unidad Docente de Histología y Anatomía Patológica de la Facultad de Veterinaria de la Universitat Autònoma de Barcelona, Diplomada por el Colegio Europeo en Patología Veterinaria (ECVP) y desarrolla su actividad investigadora en el Centre de Recerca en Sanitat Animal (CReSA).

La Dra. Roser Dolz es actualmente investigadora del CReSA.

Son licenciadas y doctoras en Veterinaria por la Universitat Autònoma de Barcelona, y desde hace más de 15 años son responsables del diagnóstico de patología aviar en el Servicio de Diagnóstico de Patología Veterinaria de la Facultad de Veterinaria. Además, su actividad investigadora se centra en el estudio de las infecciones víricas aviares, en especial la bronquitis infecciosa aviar, la enfermedad de Gumboro, el síndrome de la cabeza hinchada y la influenza aviar. Han participado como ponentes en diversos congresos nacionales e internacionales de avicultura y virología, y su amplia experiencia clínica les ha permitido participar en la formación continuada de los técnicos y veterinarios avícolas mediante la realización de cursos de necropsia y patología aviar.

Centre de Recerca en Sanitat Animal (CReSA)

Edifici CReSA - Campus de la UAB
08193 Bellaterra (Barcelona)
www.cresa.cat

Departament de Sanitat i d'Anatomia Animals

Facultat de Veterinària
Universitat Autònoma de Barcelona
08193 Bellaterra (Barcelona)

ÍNDICE DE CONTENIDOS

1 TÉCNICA DE NECROPSIA EN AVES DE PRODUCCIÓN

Aspectos previos a tener en cuenta	3
Objetivos de la necropsia	3
Selección de los animales para la necropsia	4
Métodos de eutanasia	4
Material de necropsia	5
Características y fases de la técnica de necropsia	6
Examen externo del ave y toma de muestras <i>in vivo</i>	6
Preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica	9
Extracción de los órganos internos	11
Estudio y evaluación de los órganos internos	13
Estudio de la cabeza: evaluación de la cavidad nasal y del encéfalo	20
Estudio del aparato locomotor: evaluación de nervios, articulaciones, huesos y músculos	22

2 EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DE LOS ÓRGANOS

Aspectos previos a tener en cuenta	27
Piel y tejido subcutáneo	27
Aparato respiratorio.....	32
Cornetes nasales.....	32
Senos infraorbitarios.....	32
Tráquea.....	33
Pulmones.....	34
Sacos aéreos.....	38
Aparato digestivo.....	39
Cavidad oral.....	39
Esófago y buche	39
Proventrículo.....	40
Molleja.....	41
Intestino.....	42
Páncreas.....	46
Hígado	47
Aparato cardiovascular.....	50
Sistema linfohematopoyético.....	53
Timo.....	53
Bazo	53
Bolsa de Fabricio.....	54
Aparato genitourinario.....	55
Sistema urinario.....	55
Aparato reproductor.....	57
Aparato locomotor.....	63
Hueso.....	63
Músculo	65
Articulaciones y tendones.....	67
Sistema nervioso.....	69
Sistema nervioso central.....	69
Sistema nervioso periférico.....	71

3

TOMA DE MUESTRAS Y OTRAS
CONSIDERACIONES GENERALES

Aspectos prácticos a tener en cuenta.....	75
Envío de muestras al laboratorio	76
Histopatología.....	76
Tipo de muestra	76
Tejidos u órganos para la muestra.....	76
Conservación de la muestra.....	76
Microbiología/bacteriología.....	78
Tipo de muestra.....	78
Tejidos u órganos para la muestra.....	78
Conservación de la muestra.....	78
Patologías de elección	78
Virología.....	79
Tipo de muestra.....	79
Tejidos u órganos para la muestra.....	79
Conservación de la muestra.....	79
Biología molecular.....	79
Tipo de muestra.....	79
Tejidos u órganos para la muestra.....	79
Conservación de la muestra.....	80
Serología.....	81
Tipo de muestra.....	81
Conservación de la muestra.....	81
Tamaño muestral.....	81
Momento del muestreo.....	82
Interpretación de resultados.....	82
Parasitología.....	82
Tipo de muestra	82
Conservación de la muestra.....	82
Toxicología.....	82
Tipo de muestra.....	82
Conservación de la muestra.....	82

CAPÍTULO

1

**TÉCNICA DE
NECROPSIA EN AVES
DE PRODUCCIÓN**

Aspectos previos a tener en cuenta

Objetivos de la necropsia

Probablemente, las aves de producción sean unas de las especies donde la realización de necropsias es más habitual, teniendo en cuenta que por el número de animales en las explotaciones es posible destinar varias aves para este fin y que, a su vez, por su tamaño, es relativamente sencillo realizar las necropsias en cualquier explotación. Por lo tanto, los clínicos y técnicos avícolas realizan necropsias muy frecuentemente, casi a diario.

Los objetivos con los que se realiza la técnica de necropsia pueden ser muy diversos. Lo más habitual es realizarla para **conocer la causa de enfermedad y/o mortalidad de los animales**. Así pues, la necropsia permitirá obtener una información que junto con la historia clínica, conseguida a través de la anamnesis del granjero y la consulta de los registros de la explotación, nos llevará a un diagnóstico definitivo, o como mínimo, a orientarlo.

Cuando las lesiones que se observan en la necropsia solamente pueden deberse a una determinada patología, se las denomina lesiones patognomónicas. En estos casos, el diagnóstico se puede establecer únicamente con la historia clínica y las lesiones macroscópicas observadas en la necropsia. Cuando las lesiones halladas en la necropsia pueden observarse en más de una patología, éstas nos permitirán orientar nuestra sospecha hacia un grupo de patologías que incluiremos en un listado de diagnósticos diferenciales. En este caso, serán necesarias técnicas laboratoriales complementarias que confirmen o descarten las diferentes sospechas. Por ello, un segundo objetivo de la necropsia es la **obtención de muestras**, ya sea para la confirmación de una determinada sospecha clínica, o dentro de un sistema de monitorización de una patología o tratamiento en concreto.

Obviamente, la realización de necropsias junto con la toma de muestras para la detección de agentes etiológicos también permite **mejorar el conocimiento de la enfermedad**, determinando las lesiones que se producen y su relación con ciertos agentes causales. Finalmente, la necropsia puede ser útil dentro de **estudios jurídicos** actuando en este caso el clínico como perito. La información obtenida en la necropsia será un punto importante en el dictamen final elaborado por los estamentos judiciales.



Fig. 1 | Inyección del eutanásico en los vasos sanguíneos del ala.

Selección de los animales para la necropsia

En las especies de producción se trabaja con el concepto de patología de poblaciones. El objetivo, por lo tanto, no es determinar la causa de muerte de un animal como individuo sino de la población de aves de una explotación o granja. Por ello, la selección correcta de las aves para la necropsia es especialmente importante ya que afecta tanto a la valoración correcta de las lesiones macroscópicas como a la calidad de las muestras que se obtendrán en caso de que esto se considere necesario. En primer lugar, éstas deben ser representativas del cuadro clínico observado en la granja. Debe evitar necropsiarse aquellas aves que padecen esporádicamente un proceso individual, así como las aves de descarte que van apareciendo de forma normal en las explotaciones por diversas razones (cojeras, traumatismos, malformaciones, animales retrasados en el crecimiento por causas diversas, etc.).

En segundo lugar, tampoco son de elección para la necropsia las bajas o aves muertas, ya que el proceso de autólisis es muy rápido en las aves causando alteraciones en los tejidos que pueden, no solamente dar lugar a interpretaciones erróneas de lesiones inexistentes, sino también impedir una valoración posterior correcta mediante histología o microbiología. A modo de ejemplo, el tracto gastrointestinal de las aves ya no es analizable a partir de las 4 horas post mórtem. Lo ideal es escoger entre los animales vivos de la granja aquéllos en los que se observen los signos clínicos representativos del cuadro clínico general que afecta a la explotación, y realizar la necropsia lo más rápido posible tras su sacrificio.

Métodos de eutanasia

Hoy en día existe una legislación estricta con respecto a los métodos de eutanasia de los animales de abasto así como de los animales utilizados para experimentación u otros fines científicos. Según la Directiva Europea 86/609/CEE, los criterios primordiales que debe cumplir el método de sacrificio, desde el punto de vista del bienestar, son los siguientes:

1. No debe ser doloroso.
2. El animal debe alcanzar rápidamente un estado de inconsciencia y muerte.
3. El método debe requerir una inmovilización mínima del animal.
4. Debe evitar la excitación del animal.
5. Debe ser apropiado para la edad, especie y salud del animal, minimizando el miedo y el estrés que éste pueda sufrir.
6. Debe ser fiable, reproducible, irreversible y fácil de administrar (a ser posible en dosis bajas).
7. Debe ser seguro para el personal que lo lleve a cabo.
8. En la medida de lo posible es necesario que sea estéticamente aceptable por el personal.

En las aves de producción el método de elección sería una sobredosis de anestésico (pentobarbital sódico, 80 mg/kg), en la vena del ala (fig. 1). En caso de no disponer de un producto adecuado, el método de elección sería la dislocación cervical. Este es probablemente el método de sacrificio más habitual en



Fig. 2 | Imagen del material necesario para realizar una necropsia.

las necropsias de campo. Se sujeta al animal con una mano y con la otra se presiona en la región cervical hasta lograr la separación de la articulación atlantooccipital. Aunque este método está aceptado, es necesario recordar en primer lugar que la persona que lo realice debe estar formada correctamente para tal fin, ya que la rapidez y precisión con que se efectúe es esencial para evitar el dolor y sufrimiento en el animal. Además, este método únicamente está permitido en aves de pesos bajos, ya que se requiere una fuerza mayor para realizarlo en aves adultas dadas las características de su musculatura en el cuello. En la tabla 1 se resume la evaluación de los distintos métodos de sacrificio, así como aquellos métodos permitidos previo aturdimiento del animal y los métodos inaceptables.

Material de necropsia

Las tijeras y las pinzas (con o sin dientes) son las herramientas indispensables para llevar a cabo la técnica de necropsia en las aves. Aunque no es indispensable, el bisturí nos puede ser de gran utilidad para realizar cortes precisos de algunos de los órganos y para la apertura de las articulaciones. Del mismo modo, el costotomo o unas tijeras de mayor tamaño son herramientas útiles sobre todo en necropsias de aves adultas. Además es aconsejable tener preparado de antemano el material básico para el sacrificio del animal y para la toma y conservación de las distintas muestras, en caso de que esto sea necesario. Este material incluiría jeringuillas, eutanásico, tubos para la recogida de sangre o suero, frascos con formol, frascos estériles e hisopos o torundas (con y sin medio de transporte) (fig. 2).

Tabla 1. Agentes y métodos de eutanasia en aves.

Recomendaciones basadas en el documento publicado por FELASA en *Laboratory Animals* (1996) Vol. 30 (4); 293-316: Recomendaciones para la eutanasia de los animales de experimentación.

AGENTE	VALORACIÓN	OBSERVACIONES
Pentobarbital sódico	5	Aceptable. Administración vía intravenosa.
T-61	4	Requiere práctica: únicamente en aves pequeñas (< 250 g). Vía intravenosa.
CO ₂	4	Aceptable, especialmente en pollitos.
Halotano, enflurano, isoflurano	4	Aceptable.
Dislocación cervical	4	Aceptable para aves pequeñas y jóvenes (< 250 g) si a continuación se destruye el encéfalo.
CO	2	Peligroso para el personal.
Aturdimiento eléctrico	1	Peligroso para el personal. Son preferibles otros métodos.
Aceptables en aves inconscientes	Decapitación.	
Inaceptables	<ul style="list-style-type: none"> Fractura del cuello. Desangrado. Éter, cloroformo, ciclopropano, gas cianhídrico, tricloroetileno, metoxifluorano, hidrato de cloral. Estrictinina, nicotina, sulfato de magnesio, ketamina u otros agentes bloqueantes. 	

Características y fases de la técnica de necropsia

La realización de una necropsia, especialmente en aves de producción, es un procedimiento relativamente sencillo; aun así, es recomendable seguir un protocolo adecuado para lograr unas conclusiones válidas, que no estén desviadas como se comentará más adelante.

Probablemente existan diversos procedimientos para la realización de la necropsia, pero todos ellos deben cumplir los tres requisitos indispensables de una necropsia:

- **Necropsia sistemática.** Aplicar un sistema supone realizar la necropsia siempre de una misma manera en todos los casos, evitando olvidar la evaluación de órganos y permitiendo estructurar los hallazgos de la necropsia.
- **Necropsia ordenada.** Es necesario seguir un orden lógico dentro del sistema de necropsia que se realiza.
- **Necropsia completa.** Es necesario examinar todos los órganos y partes del animal, sin dejar en ningún caso órganos sin examinar. Probablemente, éste sea el aspecto de la necropsia más difícil de aplicar en la práctica diaria en las explotaciones. En muchos casos, los signos clínicos observados en la granja nos orientan hacia una sospecha muy clara que enfoca la necropsia hacia el examen parcial de únicamente algunos de los órganos de los animales. Pero a veces, esta actuación puede hacer que pasen desapercibidos cambios en otros órganos que pueden llegar a ser muy importantes en el diagnóstico final de la enfermedad.

Previamente a la realización de la necropsia, el clínico no sólo ha obtenido una historia clínica del granjero, sino que también ha llevado a cabo una visita a la explotación, en la cual ha evaluado los signos clínicos de las aves. Generalmente esto conlleva que antes de realizar la necropsia, ya se tenga una idea preconcebida de lo que se puede encontrar. Aunque esto es beneficioso dado que se va orientando el caso, también es perjudicial a la hora de evaluar los resultados de esta necropsia. Por lo tanto, es aconsejable realizar la necropsia como si no se tuviera ningún dato de la clínica de las aves y, a posteriori, hacer una interpretación conjunta de todos los datos clínicos y macroscópicos obtenidos.

En este sentido, en este libro se propone el siguiente esquema general de la técnica de necropsia, incluyendo los siguientes pasos:

1. Examen externo del ave y toma de muestras *in vivo*.
2. Preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica.
3. Extracción de los órganos internos.
4. Estudio y evaluación de los órganos internos.
5. Estudio de la cabeza: evaluación de la cavidad nasal y del encéfalo.
6. Estudio del aparato locomotor: evaluación de nervios, articulaciones, huesos y músculos.

Examen externo del ave y toma de muestras *in vivo*

En muchas ocasiones, es útil recoger sangre del animal que posteriormente se sacrificará y necropsiará para estudios serológicos o sanguíneos posteriores. Al igual que los métodos de sacrificio, las directivas europeas también regulan los métodos de obtención de sangre, teniendo especialmente en cuenta el punto de extracción, el método, y el volumen total de sangre obtenida. En ningún caso está permitido obtener más de un 10% del volumen de sangre circulante (que en el caso de las aves se estima en 60 ml/kg de peso vivo).

De entre los métodos permitidos, probablemente el más común es la extracción de sangre de los vasos sanguíneos de la parte interna del ala. El método más sencillo es la punción del vaso con una jeringuilla o punta de bisturí (fig. 3) y la colección de sangre en un tubo mediante goteo. Cuando se requiere mayor esterilidad de la sangre obtenida, también es posible extraerla mediante succión con una jeringuilla y aguja. Una vez extraída, la sangre se dispensa en un tubo, que puede ser con o sin anticoagulante, dependiendo del uso posterior de esta muestra.

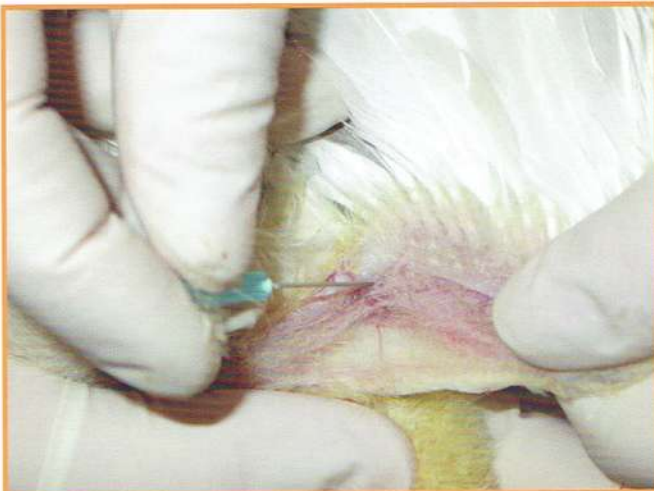


Fig. 3 | Extracción de sangre mediante punción en los vasos sanguíneos del ala.



Fig. 4 | Extracción de sangre de los vasos de la pata.



Fig. 5 | Extracción de sangre de la vena yugular.



Fig. 6 | Extracción de sangre mediante punción cardíaca.

Otros puntos para la extracción de sangre mediante succión con jeringuilla y aguja son las venas de las patas (fig. 4) y la vena yugular (fig. 5). Este último es particularmente recomendable en aves de un día de vida de las cuales se quiere obtener una muestra de sangre sin sacrificio posterior.

Finalmente, la punción cardíaca puede ser un método de elección en el caso de ser necesarios volúmenes mayores de sangre. En esta técnica, la aguja se dirige por debajo del músculo pectoral hasta llegar al corazón (fig. 6). Se utiliza sobre todo en animales de más edad y permite obtener un mayor volumen de sangre. Es necesario recordar que para este método se requiere una sedación previa del animal.

Antes de empezar la necropsia se realiza un examen externo completo (fig. 7). Como se ha comentado anteriormente, no es



Fig. 7 | Aspecto externo normal de ave. Deben evaluarse las mucosas, plumas y piel del animal.



Fig. 8 | Coloración verdosa característica de un animal en estado autolítico.



Fig. 9 | Evaluación de la coloración de la cresta.

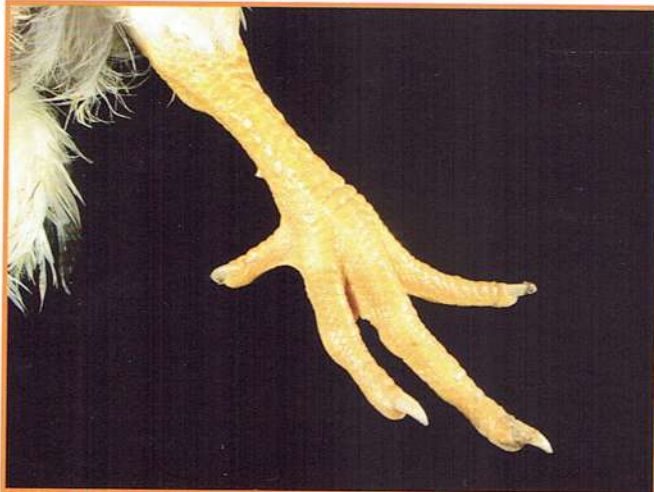


Fig. 10 | Coloración normal de la pata en un broiler amarillo.

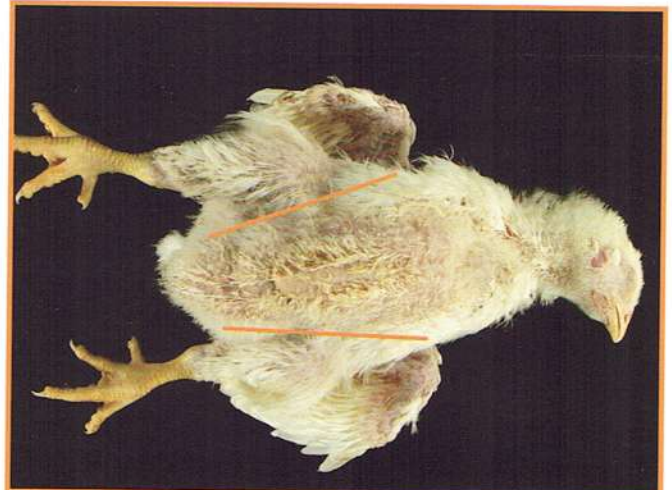


Fig. 11 | Zonas de corte en el muslo del animal para estabilizar el cadáver.

aconsejable la necropsia de animales muertos de forma natural debido a la interferencia que pueden suponer los cambios producidos por la autólisis. Por ello, en caso de no disponer de aves para sacrificar, este examen externo debe también determinar el grado y extensión de los cambios cadavéricos. Esto permitirá establecer el tiempo transcurrido desde la muerte del animal y el estado de descomposición del cadáver. Aquellas aves con un estado avanzado de autólisis (fig. 8) deben descartarse para su posterior necropsia.

El examen externo debe iniciarse por la región de la cabeza. Se evaluará el aspecto de la cresta y barbillas, con especial atención a su coloración y presencia de costras o lesiones

traumáticas (fig. 9). También se examinará la región de los ojos, en concreto la opacidad de la conjuntiva ocular y presencia de posibles exudados, así como posibles cambios en los senos periorbitarios e infraorbitarios. A continuación se examinará el oído y las aperturas nasales, presionándolas ligeramente para detectar la presencia de exudados. Se abrirá el pico para evaluar la cavidad oral y lengua. Es muy importante examinar el estado del plumaje y comprobar que las plumas están limpias y uniformemente distribuidas. Por último, se evaluará la región de la cloaca, tanto la mucosa como el aspecto de las plumas alrededor del orificio cloacal, y las patas, tanto su coloración como, mediante el tacto, la piel que las cubre en la región femorotibial (fig. 10).



Fig. 12 | Extremidades posteriores dislocadas para estabilizar el cadáver.



Fig. 13 | Aspecto normal de la cabeza del fémur una vez dislocada. La superficie de la articulación debe ser blanca, lisa y brillante.

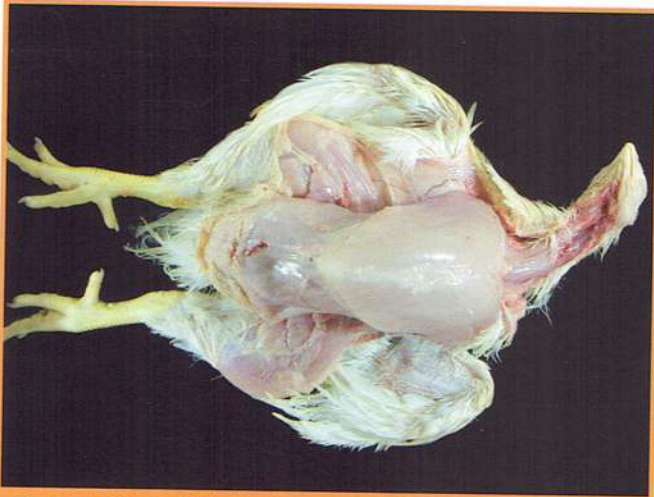


Fig. 14 | Incisión longitudinal hasta la base del pico para exponer la musculatura pectoral y la región del cuello.

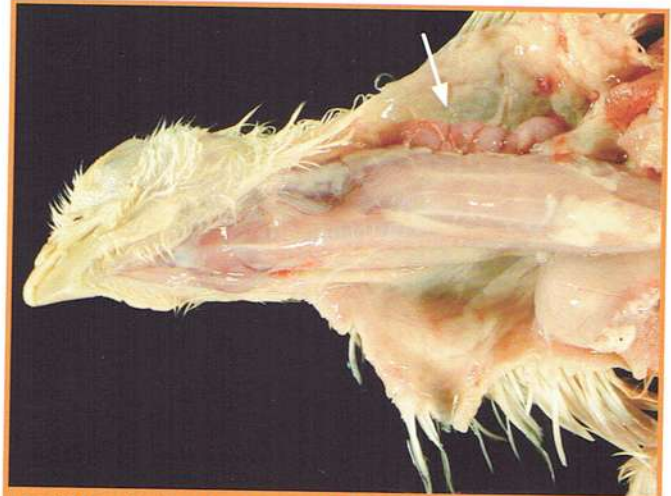


Fig. 15 | Localización y aspecto normal del timo, situado lateralmente en la región del cuello (flecha).

Preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica

Una vez realizado el examen externo, se procede a la apertura del animal. El ave se coloca en decúbito supino y con el bisturí o las tijeras se llevan a cabo dos cortes paralelos en la piel y tejido subcutáneo de la parte interna de cada muslo (fig. 11) y se disloca la cabeza del fémur (fig. 12) para estabilizar el animal. En este punto, se debe examinar también el aspecto de la cabeza del fémur (fig. 13) para detectar posibles lesiones en la articulación femoral, como la necrosis de la cabeza del fémur.

A continuación, se realiza un corte longitudinal desde la base del pico hasta la cloaca y un corte transversal por debajo de la pechuga. Seguidamente, se retira la piel del animal quedando expuesta la musculatura pectoral (fig. 14). En este momento se puede evaluar el estado de carnes del animal, teniendo en cuenta el volumen de músculo pectoral. Además, se debe evaluar el buche y su contenido, así como el timo. El timo es un órgano linfóide multilobulado, alargado y bilateral, es decir que se encuentra a ambos lados del cuello (fig. 15). Alcanza su máximo tamaño hacia las 17 semanas de vida y a partir de ese momento involuciona, de modo que hacia las 20-22 semanas de edad presenta un tamaño la mitad del normal. Es importante examinarlo para estimar el estado del sistema inmunitario del animal.

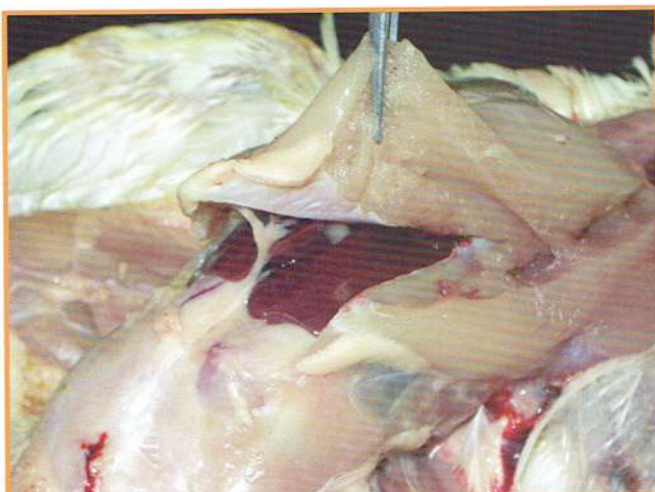


Fig. 16 | Incisión en la zona que se encuentra por debajo de la pechuga para la apertura de la cavidad celómica.

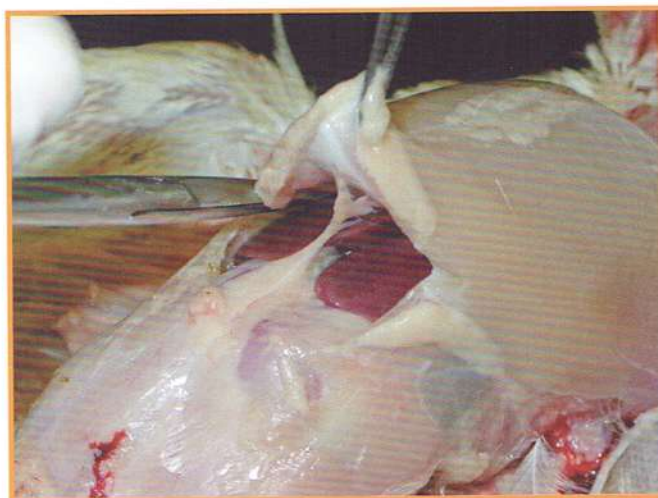


Fig. 17 | Corte de las costillas en ambos lados para abrir la cavidad celómica.

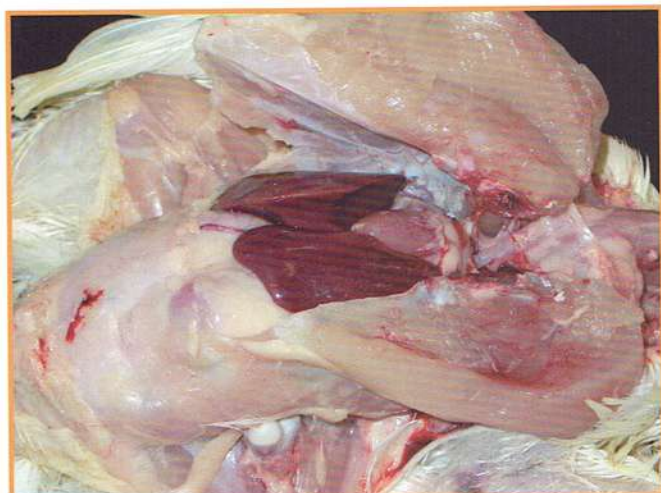


Fig. 18 | Apertura total de la cavidad celómica, cortando el coracoides y la clavícula.

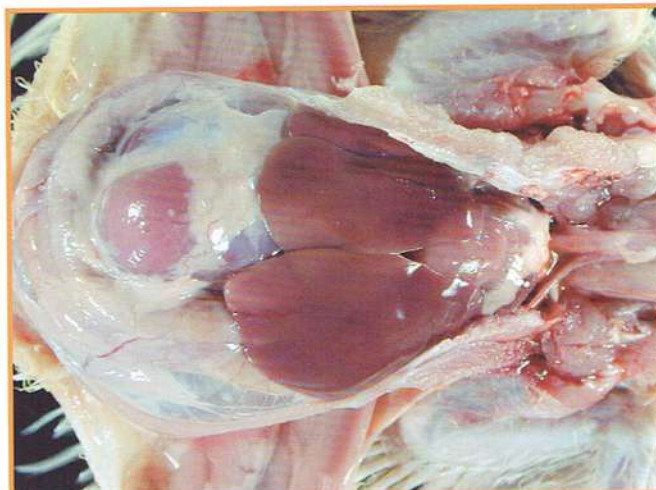


Fig. 19 | Disposición de los órganos en la cavidad celómica.

A diferencia de los mamíferos, en las aves no existen dos cavidades, torácica y abdominal, sino una sola cavidad interna denominada cavidad celómica, donde se encuentran la mayoría de los órganos vitales. Para la apertura de la cavidad celómica, se realiza un corte con las tijeras en la zona que se encuentra por debajo de la pechuga (fig. 16). Se realizan dos pequeños cortes laterales hasta llegar a las costillas y, con la ayuda también del costotomo, se procede a cortar las costillas en dirección craneal (fig. 17), la clavícula y el coracoides de ambos lados para exponer los órganos de la cavidad celómica (figs. 18 y 19). Es en este preciso momento cuando se debe evaluar la presencia de exudados diversos y el estado de los sacos aéreos, puesto que posteriormente al extraer los órganos es muy probable que se rompan. Los sacos aéreos, en un animal recién muerto, deben ser transparentes, lisos y brillantes (fig. 20).

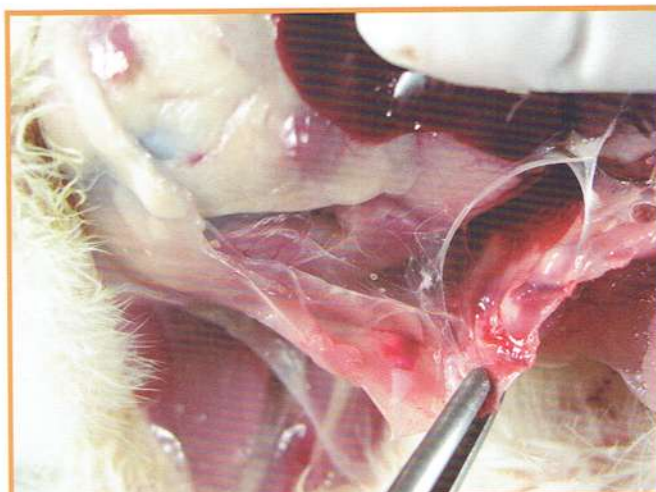


Fig. 20 | Aspecto de los sacos aéreos en un ave sana.

Extracción de los órganos internos

Los órganos de la cavidad celómica se extraen conjuntamente. Para ello, se realiza un corte en cada una de las comisuras del pico (fig. 21) y en ambos huesos hioides, dejando expuesta la cavidad oral (fig. 22). Se realiza un corte en la región del paladar blando (fig. 23) y se separan conjuntamente mediante una ligera tracción la tráquea y el esófago hasta el buche, que también se recorta (fig. 24). Se continúa cortando hasta llegar al corazón, y entonces de nuevo con una ligera tracción y ayudados de las puntas de las tijeras se separan los pulmones de la región dorsal de la cavidad celómica (fig. 25). El hígado y el tracto gastrointestinal, que se obtiene entero, también se extraen junto con estos órganos. Simplemente se estira suavemente con ayuda de las manos hacia la región caudal, donde el recto queda unido al animal por la zona de la cloaca (fig. 26). En esta zona de la cloaca se encuentra la bolsa de Fabricio que debe extraerse con el resto de órganos de la cavidad celómica. Se trata de un órgano linfóide redondo y pequeño situado en la cara dorsal de la cloaca (fig. 27). Al igual que el timo, este órgano no está presente durante toda la vida del animal sino que entre las 14 y 20 semanas de edad involuciona. Una vez localizada la bolsa, se realiza un corte en forma de U alrededor de ésta, de forma que ya se acaba la extracción de la mayoría de órganos de la cavidad celómica (fig. 27).

En el caso de gallinas adultas, en la cavidad celómica también se hallará el aparato reproductor (fig. 28) que se extrae junto con todos los órganos, al igual que el sistema digestivo (fig. 29).

En el interior de la cavidad celómica únicamente queda el aparato genitourinario, y en el caso de las aves jóvenes el aparato reproductor (testículos y oviducto) (figs. 30a y 30b). Aunque la evaluación de los riñones se realiza in situ, su extracción puede ser necesaria para la toma de muestras. Para la extracción de los riñones, que se encuentran totalmente insertados en los huesos de la pelvis, el mejor sistema es ejercer una leve tracción desde la zona medial y caudal de los riñones con unas pinzas, y con la punta de las tijeras ayudar a su extracción (fig. 31).



Fig. 21 | Corte lateral en el pico para extraer los órganos de la cavidad celómica.



Fig. 22 | Aspecto de la cavidad oral tras el corte de los huesos hioides de ambos lados del pico.

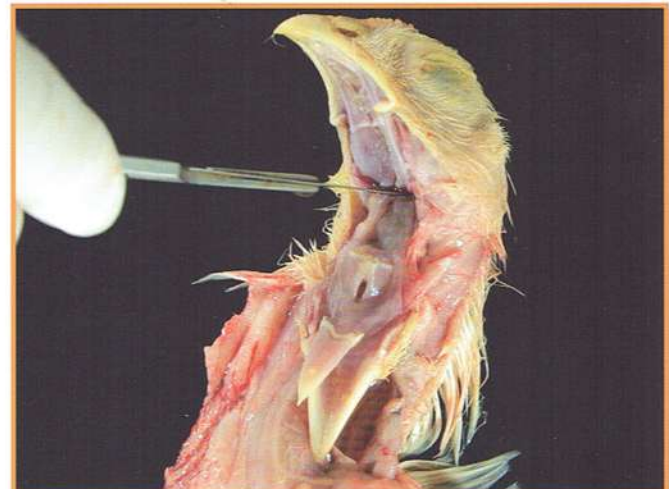


Fig. 23 | Incisión en el paladar blando para separar el esófago.

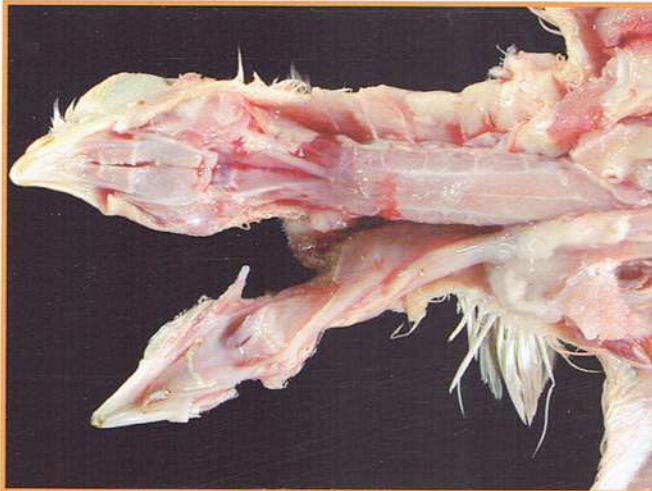


Fig. 24 | Diseción de la región del cuello mediante tracción de la tráquea y el esófago.

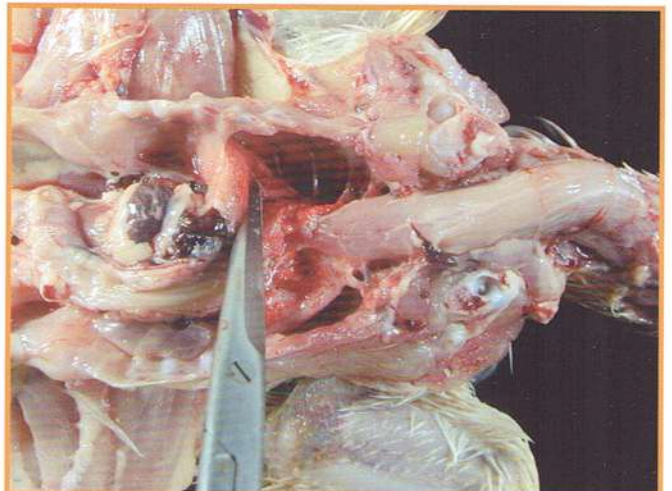


Fig. 25 | Extracción de los pulmones.

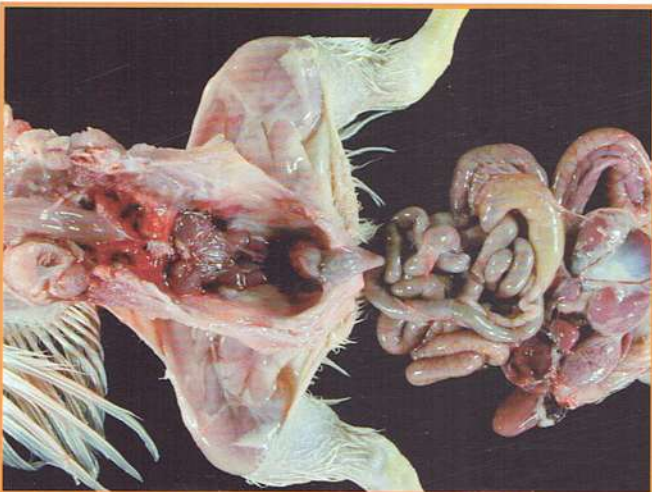


Fig. 26 | Aspecto del paquete intestinal y órganos de la cavidad celómica, unidos aún al cadáver en la zona de la cloaca.

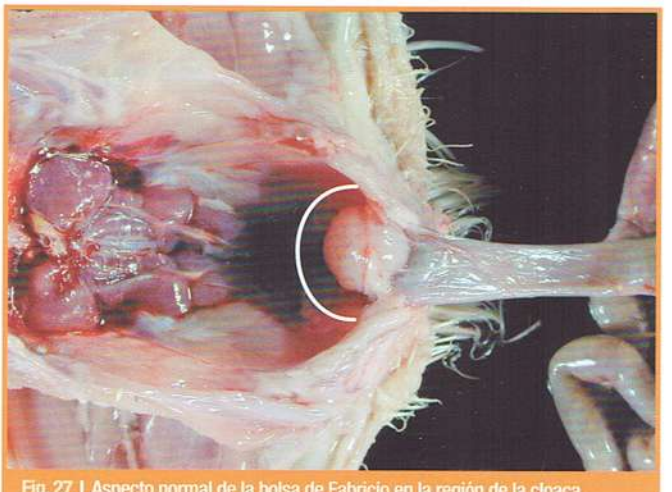


Fig. 27 | Aspecto normal de la bolsa de Fabricio en la región de la cloaca. Para separar todos los órganos se realiza un corte alrededor de la bolsa y de la cloaca (línea).

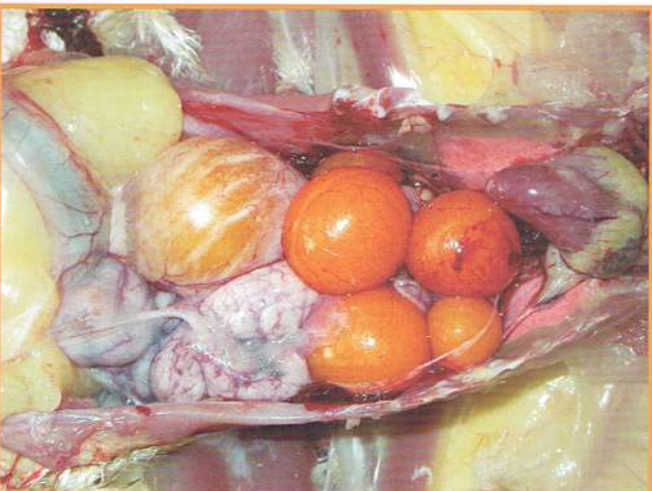


Fig. 28 | Imagen del aparato reproductor femenino maduro en la cavidad celómica de una gallina adulta, previo a su extracción.



Fig. 29 | Tracción del aparato reproductor hacia la región caudal del ave para su extracción junto con el resto de órganos de la cavidad celómica.

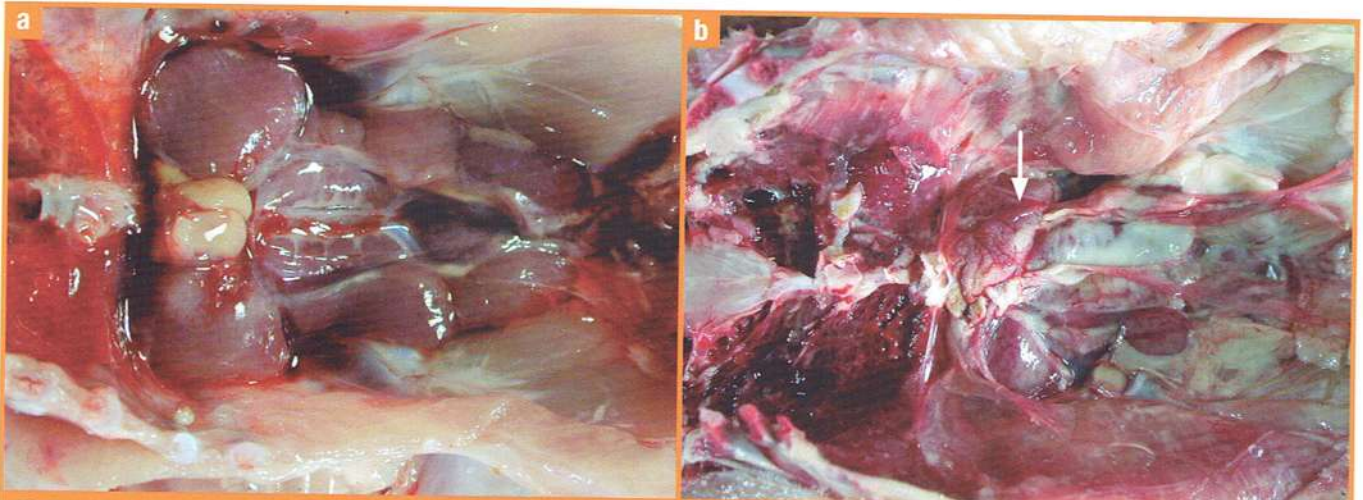


Fig. 30 | Aspecto de los riñones y testículos en la cavidad celómica de un ave joven (a). Aspecto de los riñones y oviducto inmaduro (flecha) en la cavidad celómica de un ave joven (b).

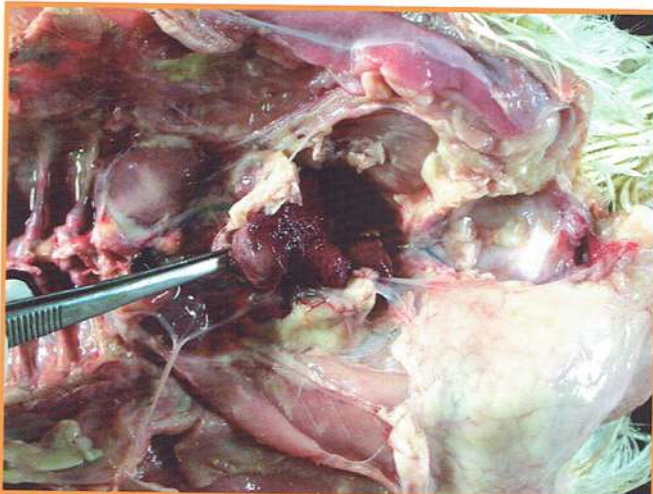


Fig. 31 | Extracción de los riñones mediante tracción desde la zona caudal.

Estudio y evaluación de los órganos internos

La correcta evaluación de los órganos se realiza separándolos una vez extraídos y abriéndolos completamente. En primer lugar se realiza un corte en la entrada del proventrículo para separar la parte ventral del pico, la tráquea, el esófago, el buche, el corazón y los pulmones del resto de vísceras (figs. 32a y 32b).

Para examinar este grupo de vísceras no es necesario separarlas de forma individual.

El esófago y buche se separan de la tráquea dejándolos sujetos por su región más caudal (fig. 33) y se abren mediante un corte longitudinal para evaluar el aspecto de su mucosa (fig. 34). También se abre longitudinalmente la tráquea hasta los bron-

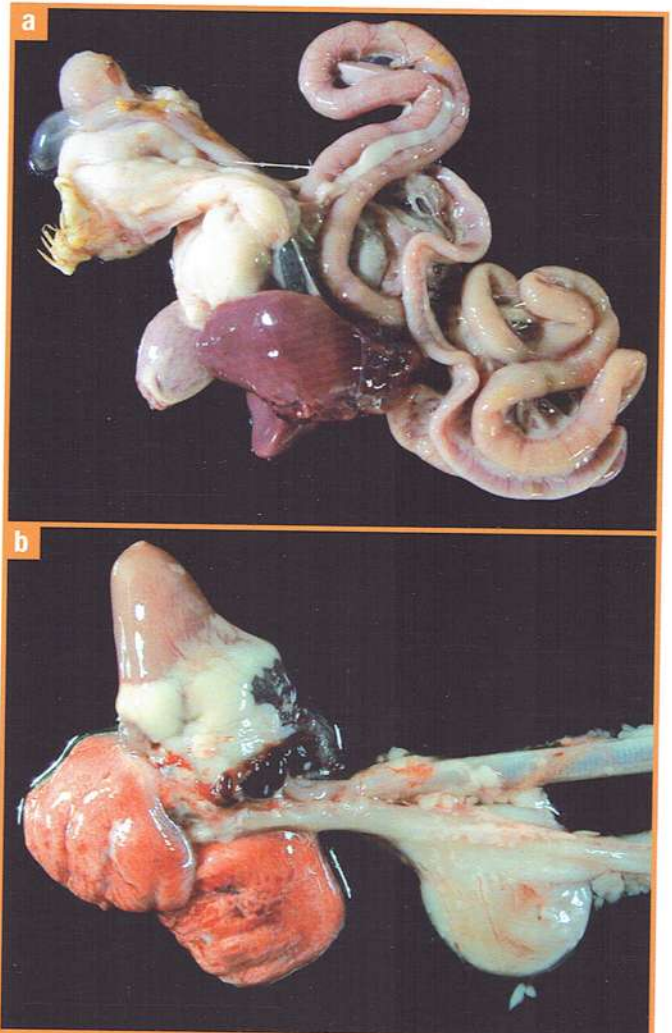


Fig. 32 | Tracto intestinal agrupado junto con el hígado, el bazo y la bolsa de Fabricio tras su extracción de la cavidad celómica (a). Aspecto de los pulmones, corazón, buche, tráquea y esófago tras separarlos del resto de órganos (b).

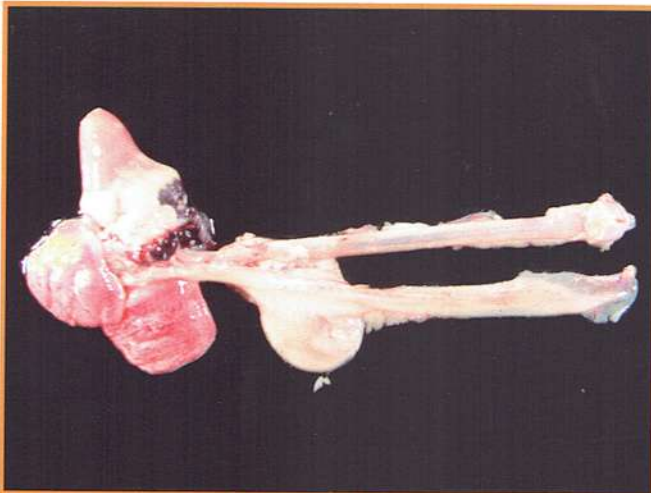


Fig. 33 | Separación del esófago de la región craneal de la tráquea para su posterior apertura.

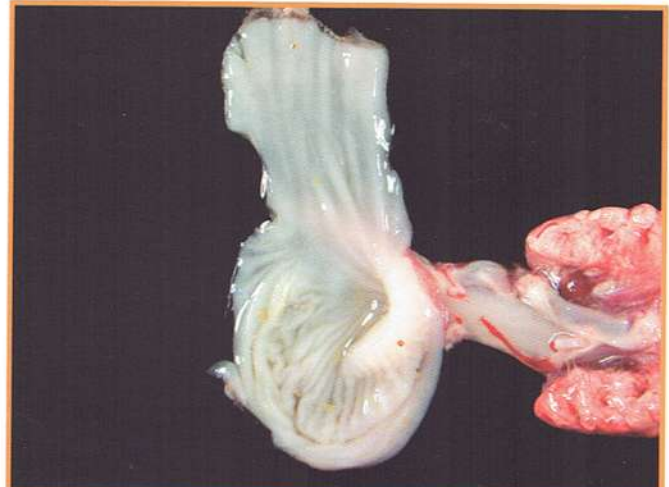


Fig. 34 | Apertura del esófago y del buche mediante un corte longitudinal.

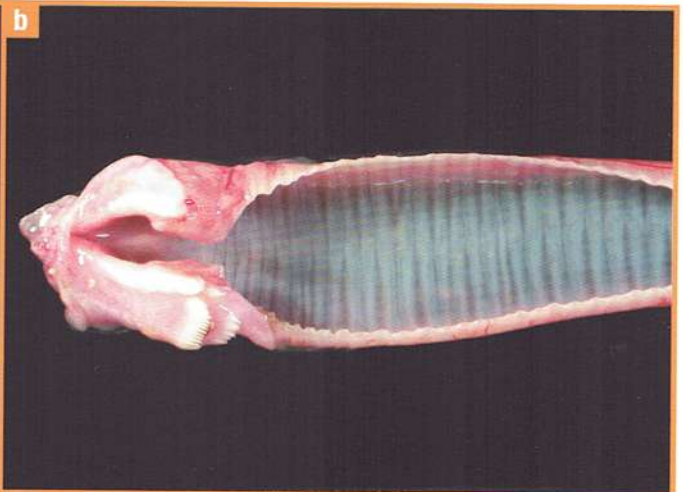


Fig. 35 | Aspecto de la laringe en la zona craneal de la tráquea (a). Corte longitudinal de la tráquea (b).

quios para examinar el aspecto de la mucosa y la presencia de exudados en la luz traqueal (figs. 35a y 35b). En los pulmones se observa la coloración que debe ser rosada, aunque debe tenerse en cuenta que su valor diagnóstico puede ser bajo especialmente en animales encontrados muertos o mal desangrados (fig. 36). Además debe evaluarse la textura y la presencia de áreas consolidadas. Por último, para examinar el corazón, se recorta el saco pericárdico y se realiza un corte transversal para evaluar la pared miocárdica y las cavidades ventriculares que, en aves, son prácticamente virtuales (figs. 37a y 37b).

A continuación se separan el bazo, el hígado, el proventrículo y molleja y las asas intestinales. Del bazo e hígado se evalúan el tamaño, el aspecto y coloración de la serosa, y finalmente debe realizarse un corte en el parénquima para examinar su textura y



Fig. 36 | Aspecto de los pulmones en un ave sana.



Fig. 37 | Aspecto del corazón tras el corte del saco pericárdico (a). Corte transversal del corazón para la evaluación del grosor de la pared y del tamaño de las cavidades ventriculares (b).

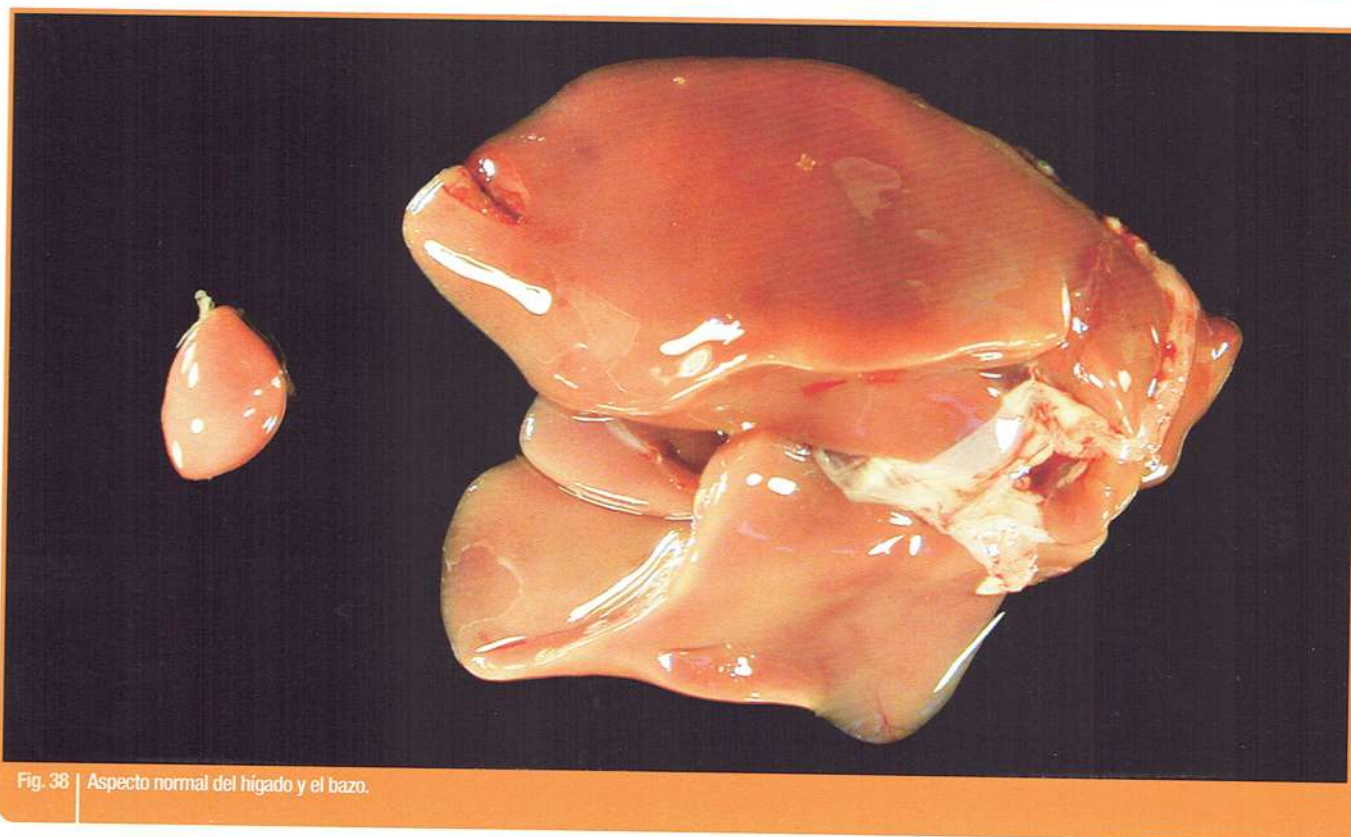


Fig. 38 | Aspecto normal del hígado y el bazo.

de dureza (fig. 38). El proventrículo y la molleja se abren longitudinalmente y se separa la capa de colina de la pared de la molleja para apreciar posibles erosiones o ulceraciones (fig. 39a y 39b).

Seguidamente se separan las asas intestinales y si es posible se colocan de manera ordenada, de modo que puedan identificarse las distintas regiones (fig. 40). Aunque esto en la práctica suele ser complicado, dadas las condiciones de las necropsias

de campo, en cualquier caso es necesario identificar cada región para poder localizar las lesiones en caso de que las hubiera. La región más craneal del intestino, es decir la que está a continuación de la molleja, es el asa duodenal que queda unida por el páncreas (fig. 41). A continuación se encuentran yeyuno e íleon que quedan separados anatómicamente por el divertículo de Meckel, punto de reabsorción del saco vitelino durante los

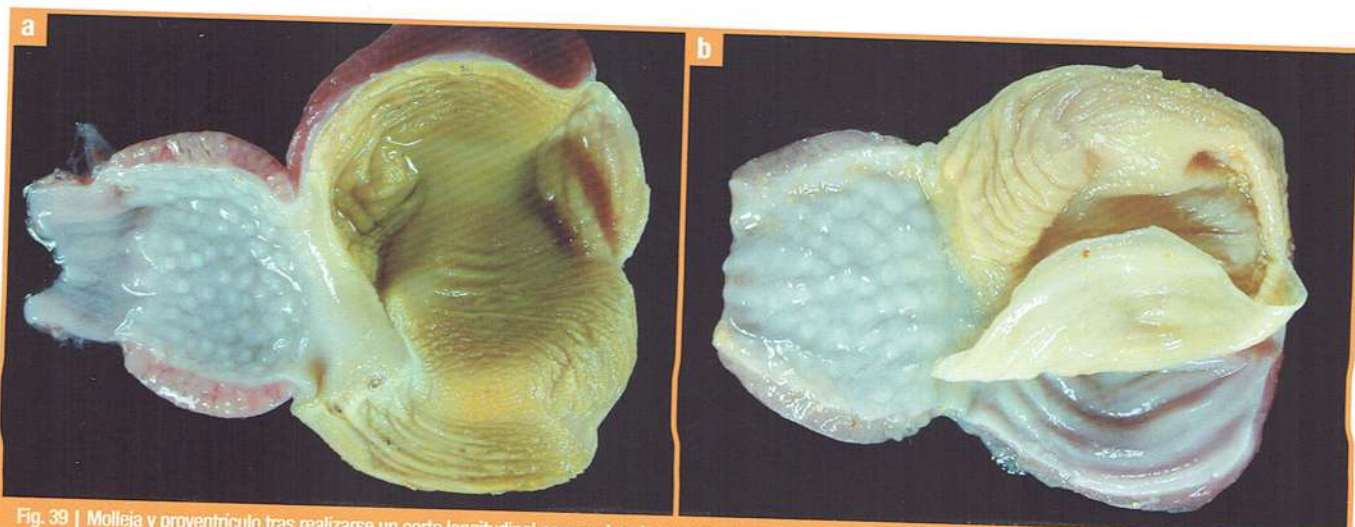


Fig. 39 | Molleja y proventriculo tras realizarse un corte longitudinal para evaluar la mucosa de ambos órganos (a). Separación de la capa de coílina que cubre la mucosa de la molleja (b).

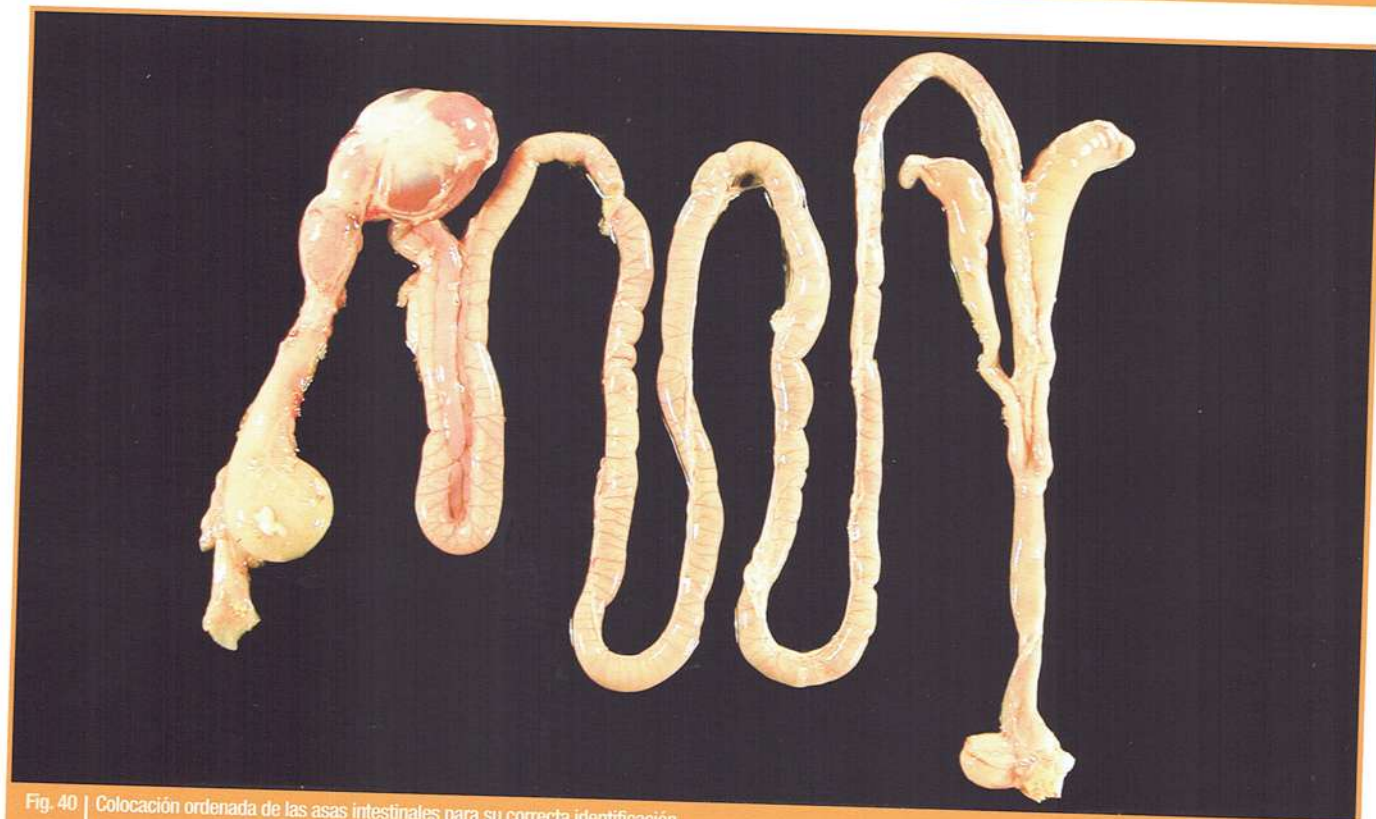


Fig. 40 | Colocación ordenada de las asas intestinales para su correcta identificación.

primeros días de vida del pollito (fig. 42). Al final del íleon encontramos los ciegos y por último el recto, al final del cual se hallan la cloaca y la bolsa de Fabricio.

Para evaluar el intestino es esencial abrir una sección de cada región y en ningún caso examinar únicamente la serosa (fig. 43). La evaluación correcta del tracto digestivo se basa en el examen

conjunto del contenido intestinal y del aspecto de la mucosa. El aspecto del contenido intestinal varía en las distintas regiones intestinales. Así, es bastante líquido y blanquecino en el duodeno (fig. 44) y se va haciendo más granular a medida que avanzamos a lo largo del tracto intestinal (fig. 45). En los ciegos el contenido es pastoso y el color puede variar desde anaranjado hasta verde

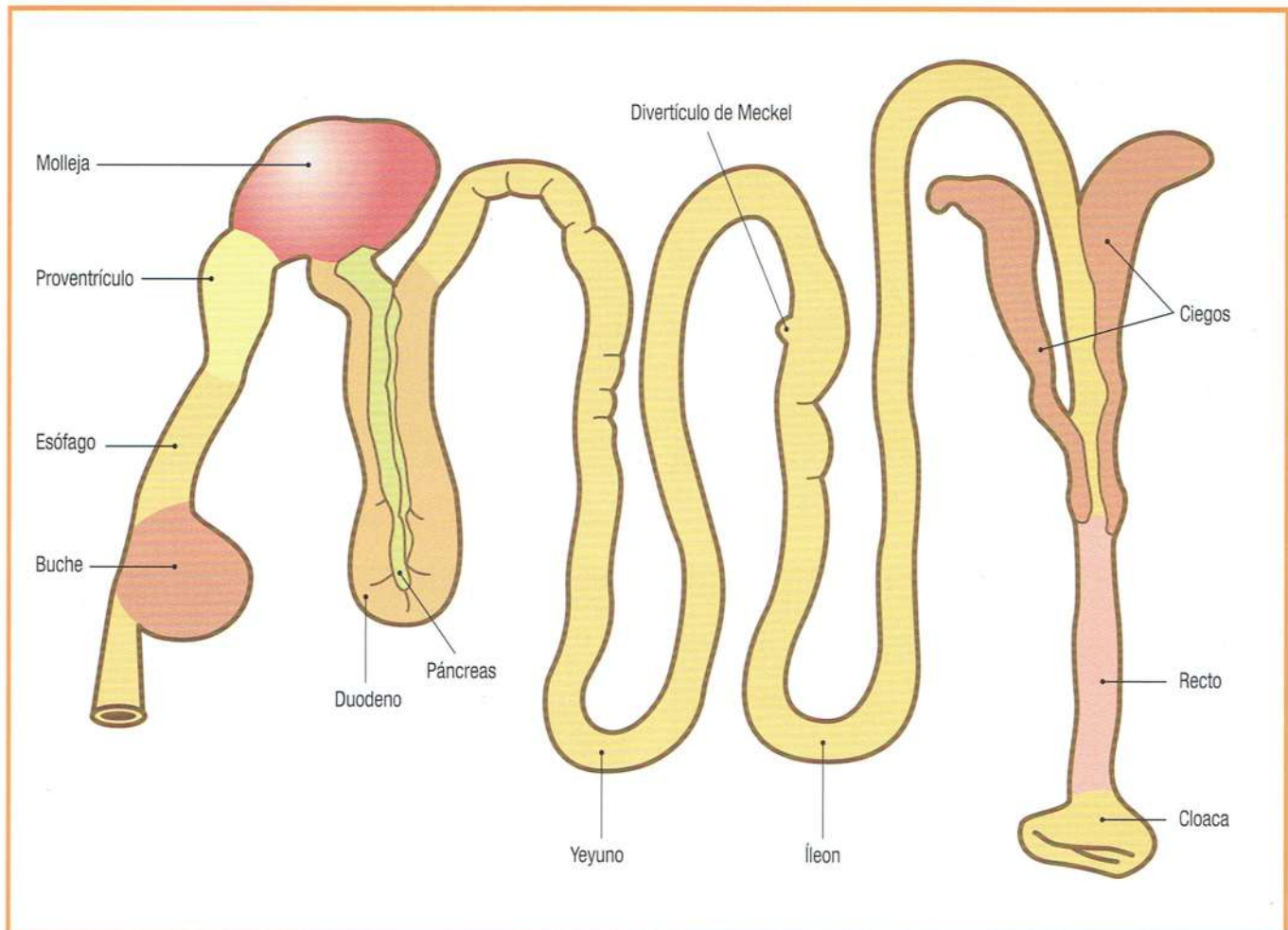


Fig. 41 Localización de cada una de las regiones del intestino.



Fig. 42 Detalle del divertículo de Meckel.



Fig. 43 Apertura de distintos tramos del intestino con el objetivo de evaluar el aspecto de la mucosa y el contenido.



Fig. 44 | Aspecto del contenido normal del duodeno.



Fig. 45 | Aspecto del contenido intestinal en un ave sana.



Fig. 46 | Aspecto normal de los ciegos.



Fig. 47 | Aspecto de las tonsilas cecales situadas en la base de la entrada de los ciegos.

oscuro (fig. 46). En la base de los ciegos es importante examinar las tonsilas cecales (fig. 47). En la bolsa de Fabricio se evalúa externamente el aspecto de la serosa y su tamaño. Aunque éste variará bastante en función de la edad del ave y del plan vacunal frente a Gumboro, se puede tomar como referencia el bazo. Así, en aves de aproximadamente 4 semanas de vida, el bazo debe presentar un tamaño de unos $2/3$ respecto a la bolsa de Fabricio (fig. 48). Finalmente, para la evaluación de la mucosa de la bolsa de Fabricio se realiza un corte transversal en ésta (fig. 49).

En cuanto al aparato reproductor en gallinas adultas, se extrae entero, empezando por el ovario, oviducto y se corta en la zona donde conecta con la cloaca (figs. 50a y 50b). Una vez fuera del animal, se abre longitudinalmente y se examina el estado de la mucosa de las diferentes partes del oviducto



Fig. 48 | Tamaño comparativo del bazo y la bolsa de Fabricio de un mismo animal.



Fig. 49 Aspecto de los pliegues y mucosa de la bolsa de Fabricio, tras su apertura mediante un corte longitudinal.



Fig. 50a Aspecto normal del aparato reproductor de la gallina tras extraerlo de la cavidad celómica.

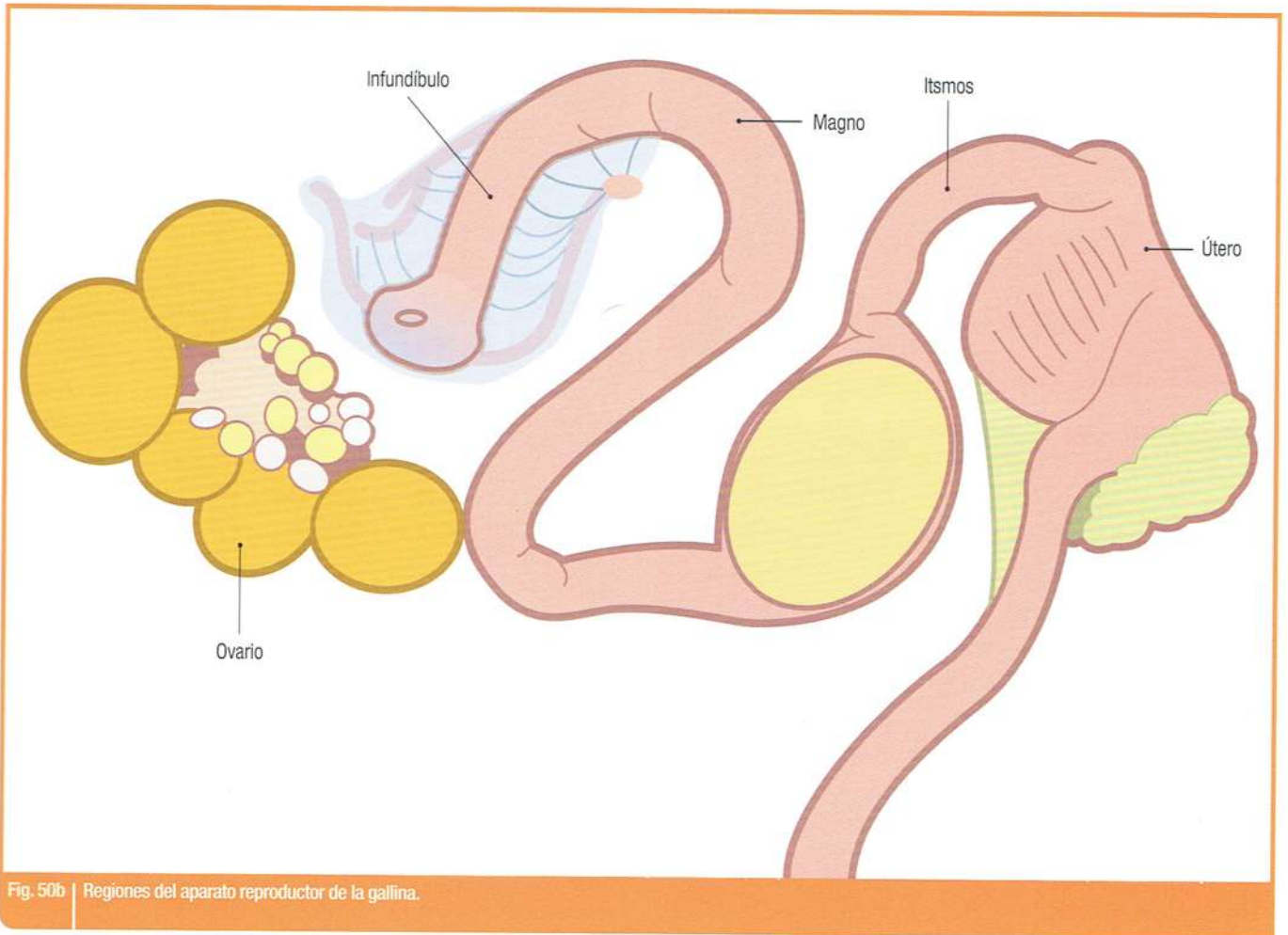


Fig. 50b Regiones del aparato reproductor de la gallina.



Fig. 51 | Aspecto de la mucosa de los distintos tramos del aparato reproductor de la gallina una vez abiertos.



Fig. 52 | Aspecto de la porción estriada y porción tubular del infundíbulo.

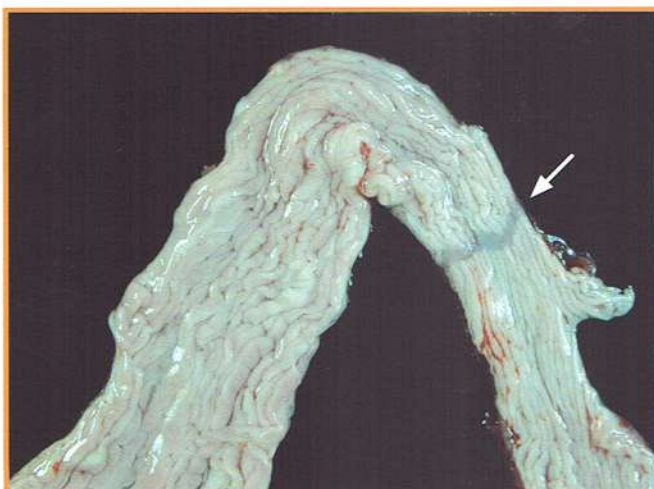


Fig. 53 | Imagen de la banda glandular que separa el magno del istmo (flecha).

(fig. 51). En las gallinas únicamente se desarrollan el ovario y oviducto izquierdos, quedando los derechos atrofiados. En el ovario se examina el número de óvulos y su estado de desarrollo, así, deben verse como mínimo los cinco folículos de tamaño grande en distintos estadios de desarrollo que serán los próximos cinco óvulos que ovularán. A continuación, la región más craneal del oviducto es el **infundíbulo** formado por una porción estriada y una porción tubular (fig. 52). En esta región se captan los folículos liberados del ovario, se secretan las chalazas y se produce la fertilización. El óvulo está durante unos 15 minutos aproximadamente en el infundíbulo. La siguiente región es el **magno**, probablemente la de mayor longitud, donde el huevo está durante unas 3 horas y se secreta parte de la albúmina. A continuación el oviducto se estrecha en la región denominada **istmo**. Entre el magno y el istmo se puede identificar una banda glandular que permite diferenciar ambas regiones (fig. 53). En el istmo el huevo está durante una hora y cuarto aproximadamente para la formación de la albúmina y las membranas testáceas. Finalmente, el **útero** es la región final del oviducto en forma de saco y en la cual el huevo está durante un mayor tiempo, unas 20 horas aproximadamente, mientras se forma la cáscara, se pigmenta y se forma la cutícula.

Estudio de la cabeza: evaluación de la cavidad nasal y del encéfalo

Para evaluar el encéfalo, se separa la cabeza mediante un corte por la articulación atlantooccipital. Se retira la piel del cráneo e introduciendo las tijeras por el foramen magno (fig. 54) se realizan dos cortes paralelos longitudinales siguiendo el eje de la cabeza y un corte transversal, a la altura del ángulo interno del ojo (fig. 55). A continuación, con ayuda de las pinzas, se levanta esta parte del cráneo quedando el encéfalo expuesto (fig. 56). Es importante recordar que para examinar el encéfalo histológicamente no se debe extraer del cráneo, sino que debe fijarse directamente en formol.

La evaluación de la cavidad nasal se lleva a cabo mediante un corte transversal del pico, en la parte final de éste (fig. 57). Se observan los cornetes nasales y los senos infraorbitarios, más laterales, que se pueden abrir en toda su longitud para examinar la presencia de posibles exudados (fig. 58a). Si el corte se realiza más cranealmente, se deja expuesto el vestíbulo nasal que no debe confundirse con los senos (fig. 58b).



Fig. 54 | Introducción de las tijeras en el foramen magno para la apertura del cráneo.

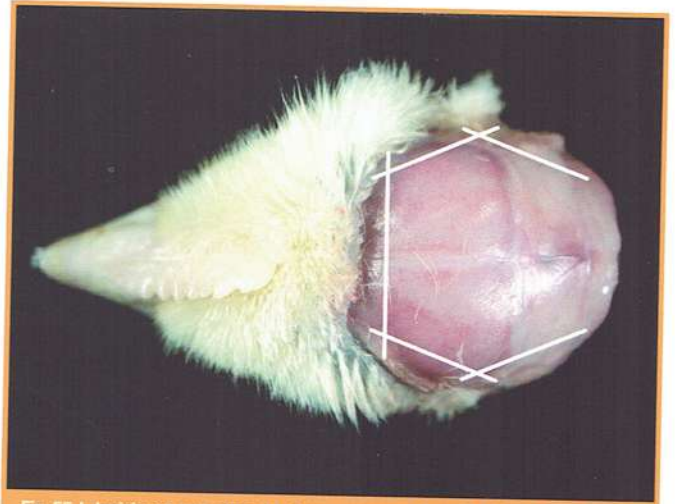


Fig. 55 | Incisiones para abrir el cráneo y exponer el encéfalo en las aves.



Fig. 56 | Aspecto del encéfalo una vez abierto el cráneo.



Fig. 57 | Zona de corte para la visualización de los cornetes nasales.



Fig. 58 | Aspecto de la cavidad nasal con los cornetes y senos infraorbitarios en un ave sana (a). Aspecto del vestíbulo nasal en un ave sana. Los cornetes se encuentran caudalmente (b).

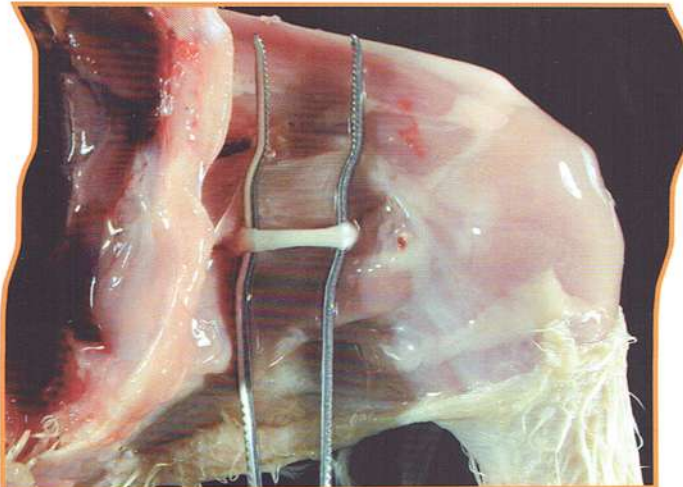


Fig. 59 | Aspecto del nervio ciático en un ave sana.



Fig. 60 | Incisión con el bisturí para abrir de forma limpia la articulación.

Estudio del aparato locomotor: evaluación de nervios, articulaciones, huesos y músculos

A continuación se localizan y examinan los nervios ciáticos, situados por debajo de la musculatura de la cara interna del muslo. Aunque su evaluación macroscópica es complicada, deben compararse los dos nervios para detectar posibles engrosamientos. Además, también se puede evaluar la presencia de estrías verticales (fig. 59).

También se deben examinar las articulaciones, tanto la femorotibiotarsal como la tibiotarsometatarsal. Para ello, se abrirá la articulación con un solo corte con la ayuda del bisturí (fig. 60). El cartilago articular debe ser liso, brillante y con escaso líquido articular transparente y viscoso (fig. 61).

El estado de mineralización de los huesos se comprueba rompiendo el tibiotarso o intentando doblar el pico del animal. En caso de querer comprobar la presencia de lesiones en la placa de crecimiento de los huesos sería necesario extraer un hueso largo, normalmente el fémur, y abrirlo longitudinalmente tras un proceso de descalcificación. Este mismo hueso nos sirve para tomar una muestra de médula ósea. Para ello, se realiza una fractura en diagonal del hueso dejando expuesta la médula ósea (fig. 62).

Finalmente, se deben realizar secciones longitudinales de distintos músculos esqueléticos, por ejemplo el pectoral, para examinar la presencia de lesiones en la musculatura (fig. 63).



Fig. 61 | Aspecto de la articulación abierta con una sola incisión.

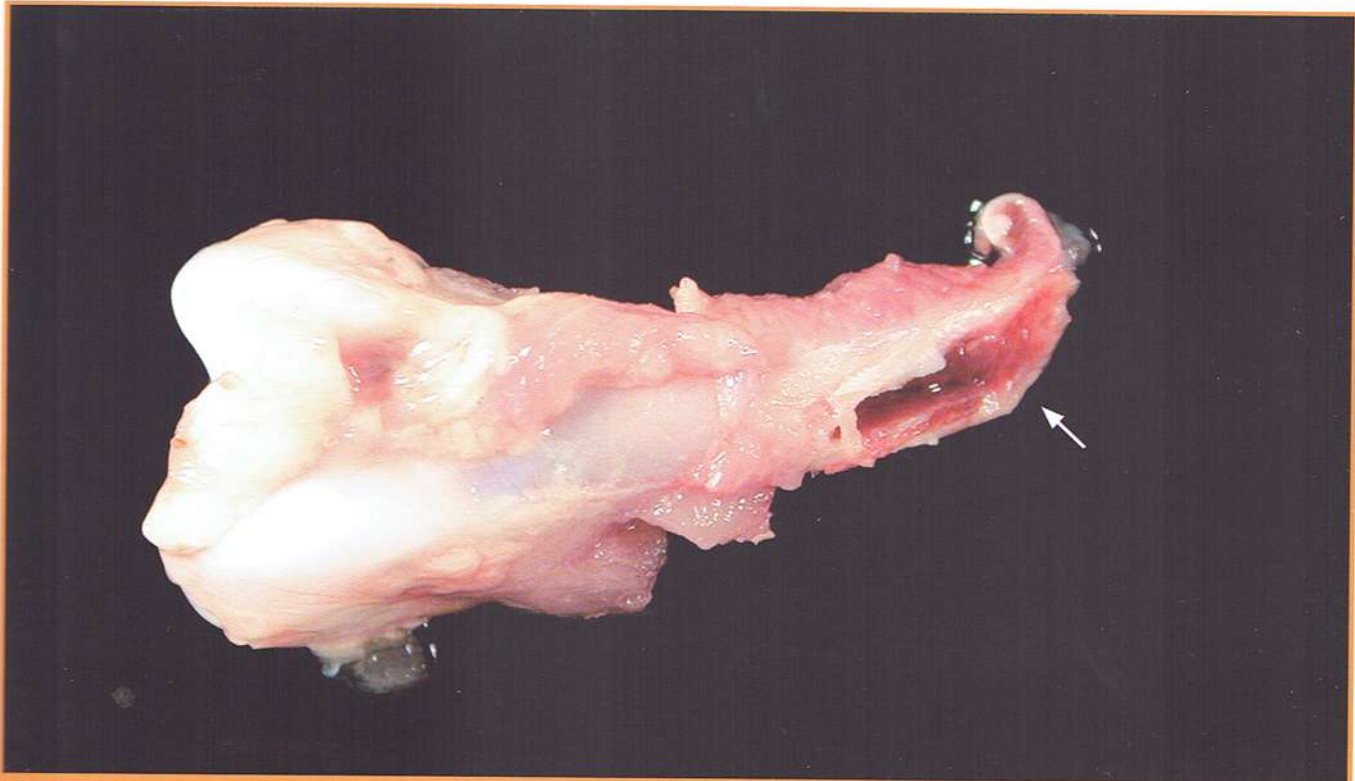


Fig. 62 | Aspecto normal de la médula ósea (flecha).

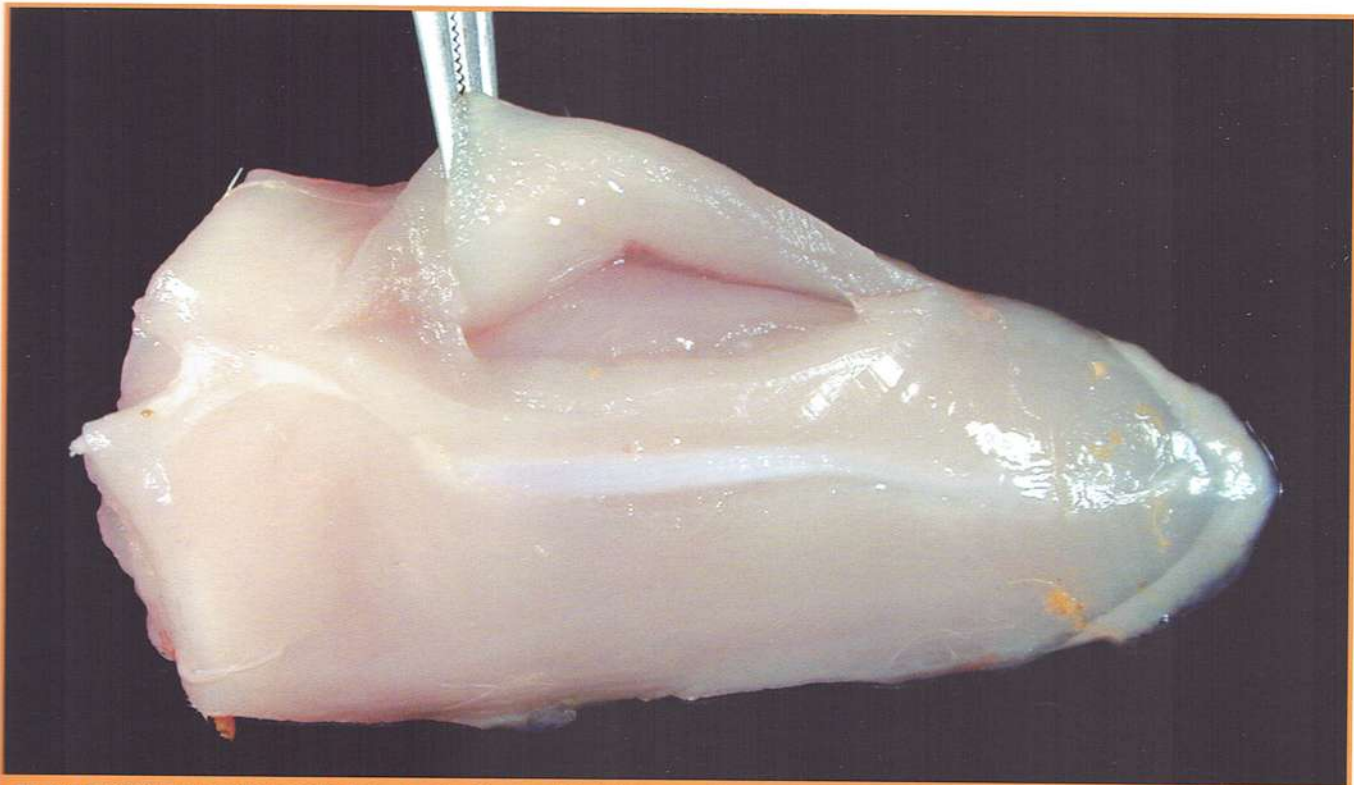


Fig. 63 | Sección de la musculatura pectoral para la evaluación de posibles lesiones musculares.

CAPÍTULO 2

EVALUACIÓN MACROSCÓPICA DE LOS ÓRGANOS

PIEL Y TEJIDO SUBCUTÁNEO

APARATO RESPIRATORIO

APARATO DIGESTIVO E HÍGADO

APARATO CARDIOVASCULAR

SISTEMA LINFOHEMATOPOYÉTICO

APARATO GENITOURINARIO

APARATO LOCOMOTOR

SISTEMA NERVIOSO

Aspectos previos a tener en cuenta

El objetivo principal de la realización de la necropsia es la evaluación de las posibles lesiones macroscópicas que puedan presentar los animales afectados. La recopilación de los hallazgos macroscópicos permitirá establecer el diagnóstico diferencial de las enfermedades más probables y recoger las muestras adecuadas para confirmarlo.

El examen individualizado de cada órgano o sistema también debe hacerse de forma ordenada y sistemática, con el fin de reunir la máxima cantidad de información posible. En este capítulo se presenta una metodología de evaluación, así como algunas de las lesiones macroscópicas más relevantes de los diferentes órganos, aparatos y sistemas de las aves.

Piel y tejido subcutáneo

En el caso de las aves, el sistema tegumentario incluye la piel, las plumas, y otras estructuras como el pico, la cresta y las barbillas. Para determinar la presencia de lesiones o alteraciones en este sistema se deben evaluar los **cambios de coloración, la presencia de nódulos, costras o ulceraciones y la distribución que presentan estas lesiones** (localizada o generalizada). Cabe mencionar que en varios casos las lesiones cutáneas se observan más fácilmente durante el procesado de la canal en el matadero.

Las principales lesiones que pueden observarse en piel y tejido subcutáneo son:

- **Hemorragias cutáneas:** pueden ser localizadas o generalizadas y de tamaño diverso, dependiendo del origen de la lesión. Se trata de lesiones inespecíficas que pueden estar causadas tanto por infecciones víricas, por ejemplo, por el virus de influenza aviar (fig. 1) o el virus de la anemia infecciosa (fig. 2), como por causas traumáticas (fig. 3). Estas lesiones pueden evolucionar a una coloración azulada o verdosa e incluso a la formación de costras en las regiones afectadas (fig. 4).
- **Palidez cutánea:** es una lesión que se observa principalmente en las crestas o en las patas y que puede ser secundaria a procesos que cursan con malabsorción intestinal (p. ej.: coccidiosis) o con anemia.
- **Melanosis:** macroscópicamente se observa coloración negra u oscura en el tejido conjuntivo o graso subcutáneo (fig. 5).



Fig. 1 | Hemorragias cutáneas en las patas en un ave afectada por influenza aviar de alta patogenicidad.



Fig. 2 | Hemorragias subcutáneas en las alas en un ave afectada por anemia infecciosa aviar.



Fig. 3 | Hematoma subcutáneo, posiblemente de origen traumático.

Si esta coloración ocurre en el tejido subcutáneo de las patas, externamente éstas presentan un aspecto verdoso debido al efecto de la mezcla de los colores amarillo y negro (fig. 6). La melanosis es de origen genético y se debe a un depósito de melanina en cantidades o localizaciones anormales.

- **Dermatitis:** se trata de un enrojecimiento localmente extenso de alguna región de la piel y se asocia a una inflamación cutánea con marcado edema y congestión. Las causas de dermatitis pueden ser variadas, desde problemas traumáticos (abrasión) hasta infecciones bacterianas, básicamente por



Fig. 4 | Pequeñas áreas cianóticas y necróticas en la cresta de un ave afectada por influenza aviar de alta patogenicidad.

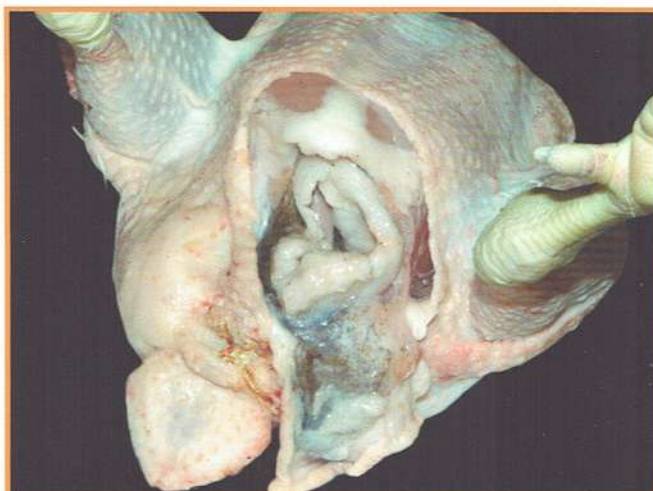


Fig. 5 | Melanosis subcutánea en la región pericardial.



Fig. 6 | Melanosis cutánea en las patas.



Fig. 7 | Dermatitis gangrenosa con marcada congestión del área afectada.

Clostridium spp. (fig. 7). En ocasiones, la inflamación cutánea puede ir acompañada de la formación de costras, como en el caso de infección cutánea por el virus de la viruela aviar (fig. 8) o deficiencias nutricionales (fig. 9).

- **Onfalitis:** es un tipo específico de dermatitis que se localiza en el ombligo (fig. 10). Se observa en pollitos recién nacidos y se asocia a una infección bacteriana local.
- **Pododermatitis:** se trata de otro tipo específico de dermatitis localizada en la región plantar de las patas y que normalmente se asocia a una mala calidad de la cama. En un primer estadio se puede observar ulceración focal de la epidermis (fig. 11) que evoluciona, al haber contaminación bacteriana secundaria, a la formación de costras o incluso a infecciones de tipo granulomatoso del tejido subcutáneo (fig. 12).



Fig. 8 | Dermatitis proliferativa costrosa alrededor del ojo y pico en una perdiz afectada por viruela aviar.



Fig. 9 | Dermatitis con formación de costras en la pata, asociada a un déficit de ácido pantoténico.



Fig. 10 | Onfalitis en un pollito, asociada a una infección bacteriana.



Fig. 11 | Pododermatitis con ulceración focal en la zona plantar.

- **Foliculitis:** se caracteriza por el engrosamiento de los folículos o áreas perifoliculares de las plumas. La causa más habitual de esta lesión es una infección por el virus de Marek (fig. 13), aunque infecciones bacterianas u otros procesos de origen neoplásico, como el carcinoma de células escamosas, pueden cursar con lesiones macroscópicas similares. En este caso la histopatología puede determinar el origen de la lesión.
- **Celulitis:** externamente, en la canal, se observa un engrosamiento del área afectada que, al corte, muestra la presencia de un exudado que puede ser purulento, material amarillento gelatinoso o fibrinocaseoso en función de la cronicidad de la infección (fig. 14). Aunque puede observarse en cualquier área, es más habitual observar esta lesión alrededor de la cloaca, ingles y patas. Se trata de la inflamación del tejido conjuntivo



Fig. 12 | Pododermatitis crónica granulomatosa en un pato, con engrosamiento de las articulaciones de las falanges.

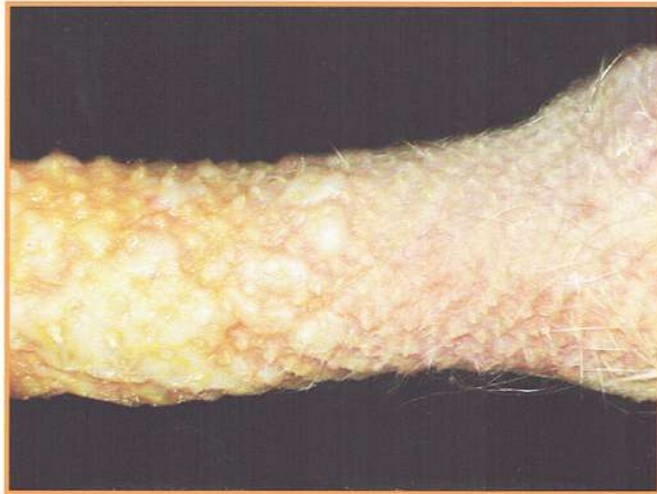


Fig. 13 | Linfoma cutáneo caracterizado por lesiones nodulares perifoliculares en la región del cuello a causa de una infección por el virus de Marek.



Fig. 14 | Celulitis fibrinosa focalmente extensa por *Escherichia coli*.

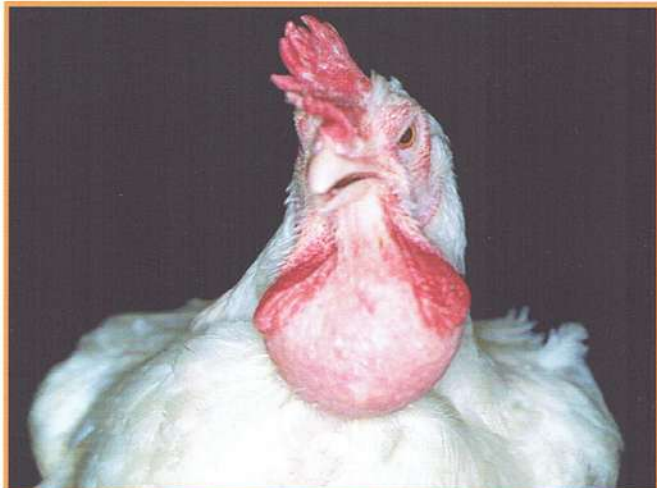


Fig. 15 | Celulitis en las barbillas en un ave afectada por cólera aviar.

subcutáneo a causa de una infección bacteriana (se han aislado diversas bacterias, aunque la más común suele ser *Escherichia coli*), generalmente secundaria a alguna herida que el animal se ha producido previamente o a procesos septicémicos. En infecciones por *Pasteurella multocida* (cólera aviar) es típico observar celulitis de las barbillas, que cursa con edema e hinchazón de esta región (fig. 15). Al abrirlas se observa la presencia de material caseoso amarillento en su interior.

- **Quistes esternales:** esta lesión se observa habitualmente en el matadero. Macroscópicamente se observa la formación de un quiste con acumulación de exudado seroso en su interior en la bolsa esternal, sobre la quilla (fig. 16). Se debe principalmente a la postración continuada del animal sobre su quilla que acaba produciendo una inflamación de esta región.



Fig. 16 | Quiste esternal en el tejido subcutáneo de la quilla.

Aparato respiratorio

Seguramente, los procesos respiratorios junto con los digestivos sean los principales causantes de pérdidas económicas en la producción avícola. Las afecciones respiratorias en las aves son procesos multifactoriales en los que suelen participar un agente causal primario y agentes secundarios que, una vez producido el daño en el aparato respiratorio, contribuyen a agravar el problema. En general, las lesiones observadas son, por lo tanto, inespecíficas o más bien compatibles con más de un proceso o agente causal, y en muchos casos son el resultado del efecto de más de un patógeno. A pesar de ello, algunas lesiones pueden ser orientativas o indicativas de la implicación de un determinado agente.

En esta sección se describen las principales lesiones macroscópicas de las diferentes regiones del aparato respiratorio: cornetes nasales, senos infraorbitarios, tráquea, pulmones y sacos aéreos.

Cornetes nasales

La evaluación de los cornetes nasales debe incluir la **coloración** y la **presencia de exudados** en éstos. La principal alteración que se puede observar es la **rinitis**. Se trata de la inflamación de los cornetes nasales y se caracteriza por la congestión de la mucosa así como la presencia de exudado. En función de la naturaleza de este exudado podemos encontrar rinitis catarral, cuando el exudado es mucoso (fig. 17), o rinitis fibrinosa, cuando el exudado contiene fibrina. La rinitis más habitual es la catarral y externamente se puede apreciar por la presencia de moco en las fosas nasales de las aves (figs. 18 y 19), aunque en algunos casos también se puede observar material fibrinoso (fig. 20). La inflamación de los cornetes puede deberse a factores ambientales de la granja (polvo, amoníaco, etc.), así como a la infección por agentes respiratorios como metapneumovirus aviar o virus de la bronquitis infecciosa aviar.

Senos infraorbitarios

La evaluación de los senos infraorbitarios debe incluir la **presencia de edema o hinchazón externa periorbital** así como la **presencia de exudados**. La principal lesión en los senos infraorbitarios es la inflamación o **sinusitis**. Externamente se observa hinchazón periorbitaria (fig. 21). Al abrir los senos longitudinalmente se puede observar la presencia de exudado mucoso, en caso de sinusitis catarral, o bien de fibrina en caso de

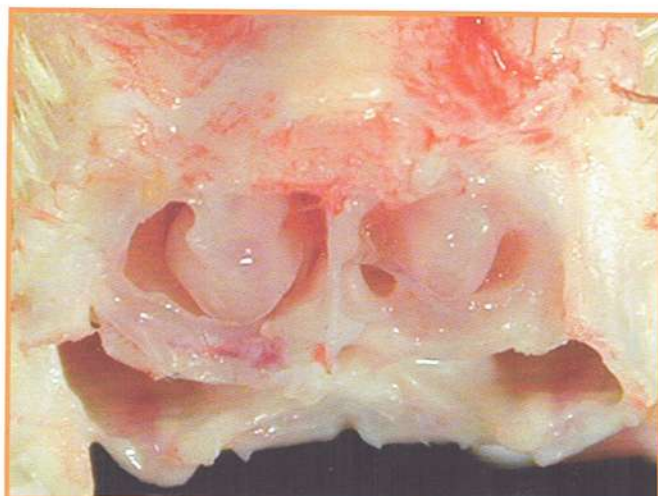


Fig. 17 | Rinitis catarral con presencia de exudado mucoso en la cavidad nasal.



Fig. 18 | Exudado mucoso nasal en un ave con un cuadro respiratorio.



Fig. 19 | Exudado mucoso nasal seco en un ave con un cuadro respiratorio.



Fig. 20 | Exudado nasal fibrinoso en un ave con cuadro respiratorio.



Fig. 21 | Sinusitis periorbitaria en un pollo. Se aprecia una hinchazón intensa alrededor del ojo.



Fig. 22 | Sinusitis fibrinosa en senos infraorbitarios en un caso de coriza aviar (infección por *Avibacterium paragallinarum*).

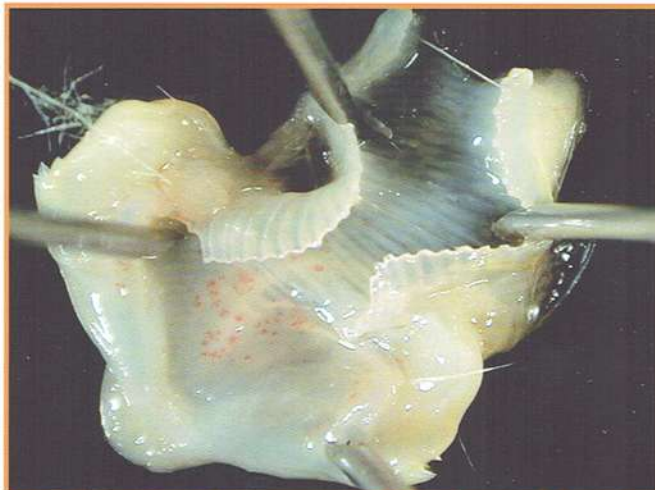


Fig. 23 | Petequias en la laringe en un ave infectada por el virus de la bronquitis infecciosa aviar.

sinusitis fibrinosa (fig. 22). La presencia de esta lesión es indicativa de la participación de *Mycoplasma* spp., *Avibacterium paragallinarum* (antes *Haemophilus paragallinarum*) o metapneumovirus aviar (también conocido como TRT por las siglas en inglés de *turkey rhinotracheitis*), generalmente con algún contaminante en el cuadro respiratorio.

Tráquea

En la tráquea se deberá examinar la **coloración y aspecto** de la mucosa traqueal así como la **presencia de exudado** en la luz traqueal. Las principales lesiones son:

- **Petequias:** pueden observarse petequias sobre todo en la entrada de la laringe (fig. 23), en la mayoría de los casos a

causa de la irritación de esta región por factores ambientales, aunque también se pueden observar en la infección con algunos virus respiratorios como el virus de la bronquitis infecciosa.

- **Traqueítis:** se trata de la inflamación de la tráquea y se caracteriza por la congestión de su mucosa, así como por la presencia de exudado. Al igual que en el resto de las secciones del aparato respiratorio, en función del tipo de exudado podemos encontrar:

- **Traqueítis catarral.** En este caso el exudado es mucoso (fig. 24). Probablemente es la más habitual y se asocia a patógenos respiratorios como el virus de la bronquitis infecciosa, metapneumovirus aviar, *Mycoplasma* spp. o *Bordetella avium*.

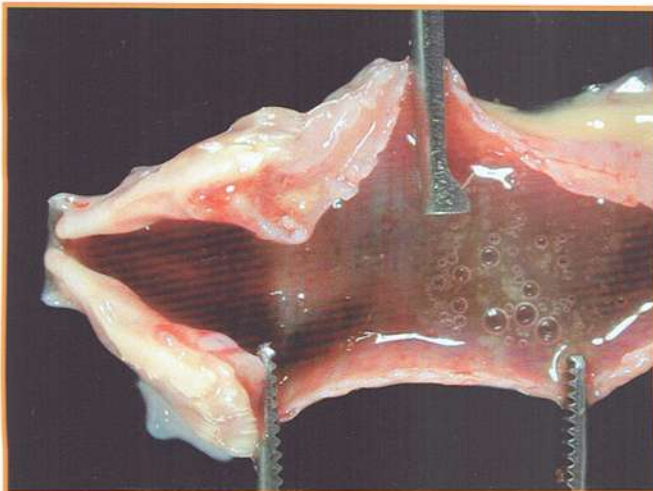


Fig. 24 | Traqueítis catarral en un caso de bronquitis infecciosa aviar.

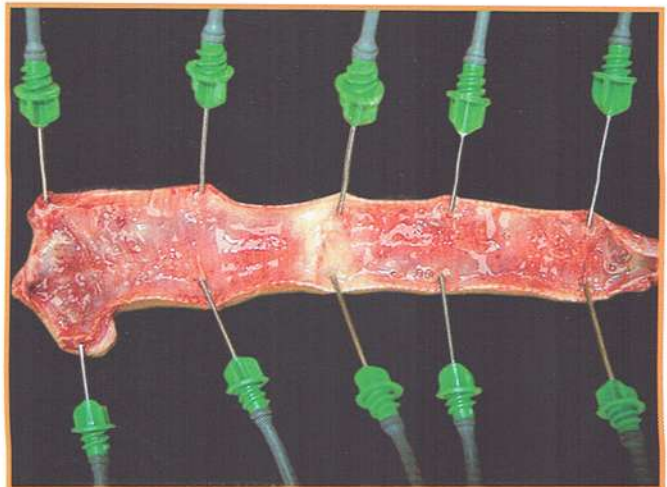


Fig. 25 | Traqueítis fibrinonecrotizante en un caso de infección por el virus de la laringotraqueítis infecciosa aviar.

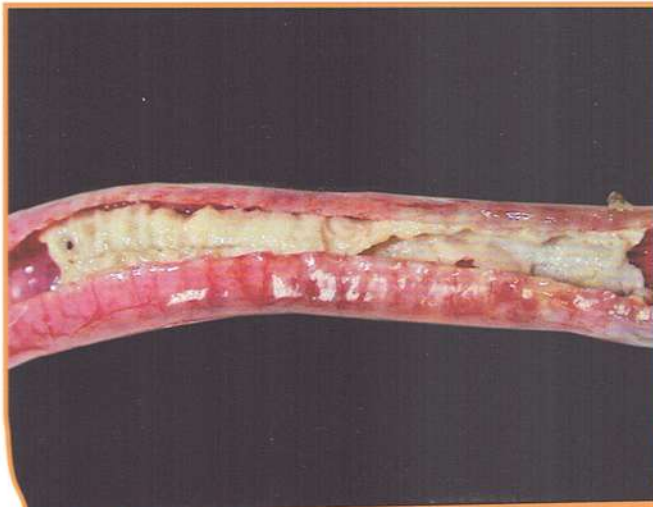


Fig. 26 | Traqueítis fibrinonecrotizante en un caso de viruela aviar.

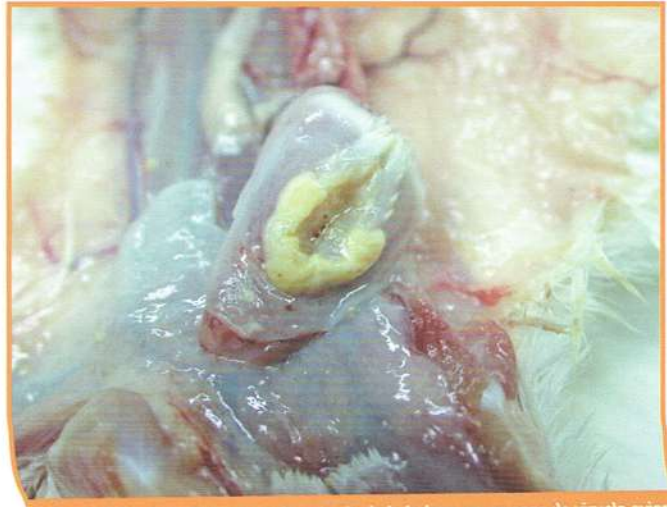


Fig. 27 | Exudado fibrinoso en la entrada de la laringe en un caso de viruela aviar.

- **Traqueítis hemorrágica.** El exudado observado es hemorrágico. Aunque en algunos casos graves de bronquitis infecciosa puede observarse esta lesión, es bastante indicativa de patógenos más agresivos como el virus de la laringotraqueítis aviar o de la enfermedad de Newcastle.
- **Traqueítis fibrinonecrotizante.** Se caracteriza por la presencia de material fibrinoso o caseoso en la mucosa de la tráquea (fig. 25). En algunos casos la fibrina puede llegar a formar moldes con la forma cilíndrica de la tráquea (fig. 26), o incluso llegar a cubrir la entrada de la laringe (fig. 27). Esta lesión es compatible con la infección por el virus de la viruela aviar o con el virus de la laringotraqueítis infecciosa aviar. Histológicamente, ambas enfermedades pueden diferenciarse

por la presencia de cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos en el epitelio de la tráquea en la viruela e intranucleares en la laringotraqueítis infecciosa aviar (figs. 28a y 28b).

Pulmones

A diferencia de otras especies, los pulmones de las aves son más bien poco informativos y son muy pocas las lesiones que se pueden identificar macroscópicamente. Su evaluación debe incluir la **coloración**, **consistencia** y **presencia de exudados**.

- **Congestión:** se caracteriza por un enrojecimiento de los pulmones (figs. 29a y 29b). Es una lesión habitual, pero poco específica.

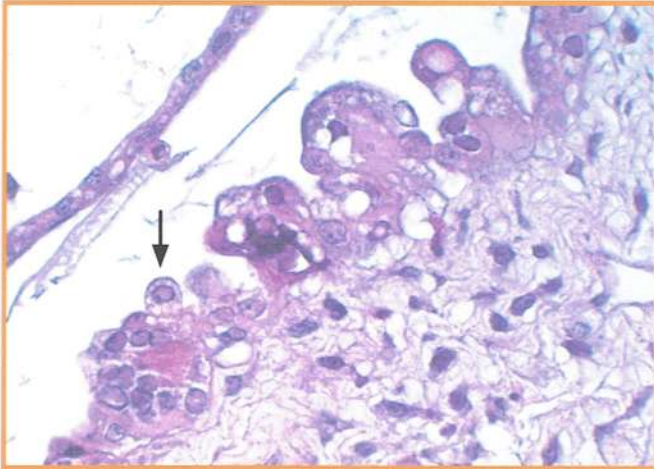


Fig. 28a | Imagen microscópica de sincitios celulares con cuerpos de inclusión intranucleares (flecha) en el epitelio de la tráquea en un caso de laringotraqueítis infecciosa aviar. Tinción H-E.

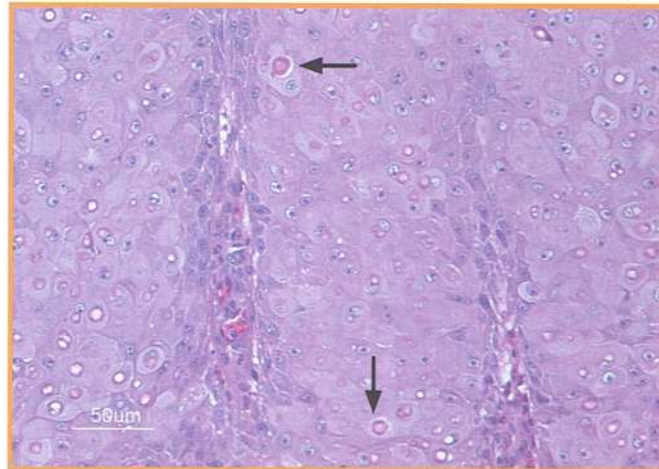


Fig. 28b | Imagen microscópica de intensa hiperplasia del epitelio traqueal asociado a la presencia de cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos (flechas) en un caso de viruela aviar. Tinción H-E.

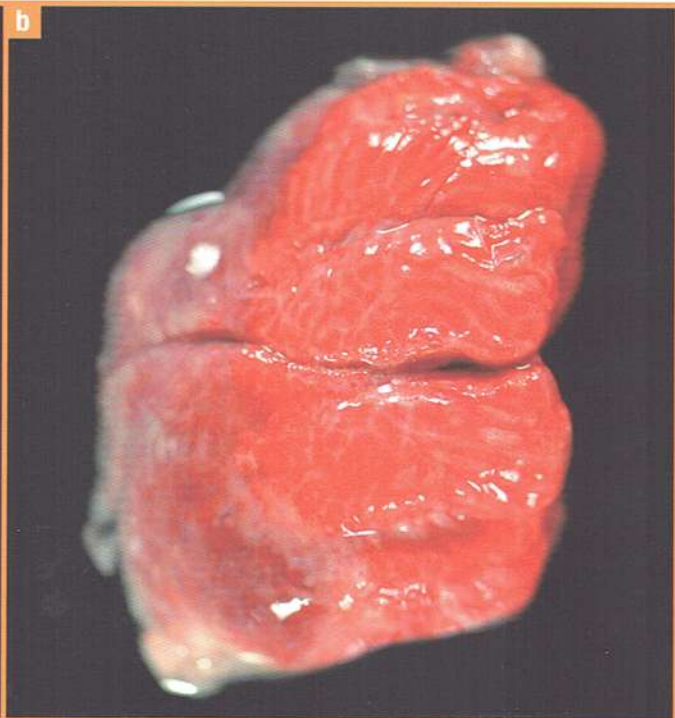
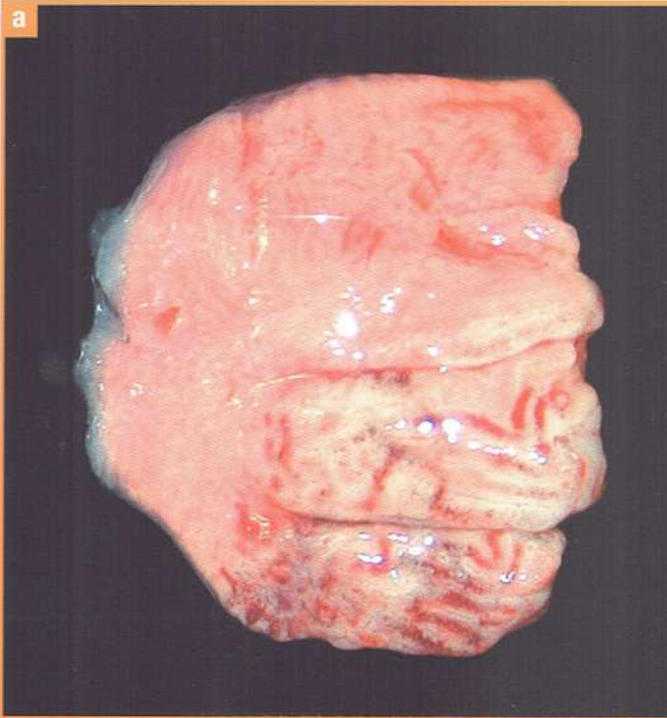


Fig. 29 | Comparación entre el aspecto de un pulmón normal (a) y congestivo (b).

- **Neumonía:** se trata de la inflamación de los pulmones. Macroscópicamente en las aves se pueden diferenciar:
 - **Neumonía fibrinopurulenta.** Se caracteriza por la presencia de fibrina y exudado purulento en la superficie y en los parabronquios pulmonares (fig. 30). Para examinarla se puede realizar un corte transversal y observar la presencia de exudado purulento (fig. 31). Además, generalmente va acompañada de un incremento en la

consistencia pulmonar. Esta lesión indica la participación bacteriana en el cuadro respiratorio, las más comunes son: *Escherichia coli*, *Ornithobacterium rhinotracheale* y *Pasteurella multocida*, especialmente importante en pavos. También algunas bacterias septicémicas pueden causar esta lesión, como *Salmonella typhimurium*. Finalmente, aunque más raramente *Chlamydophila psittaci* puede verse asociada.



Fig. 30 Neumonía fibrinopurulenta con exudado fibrinoso en el parénquima y superficie pulmonares.



Fig. 31 Neumonía fibrinopurulenta. Corte transversal en el que se aprecia el exudado fibrinopurulento en los parabronquios.

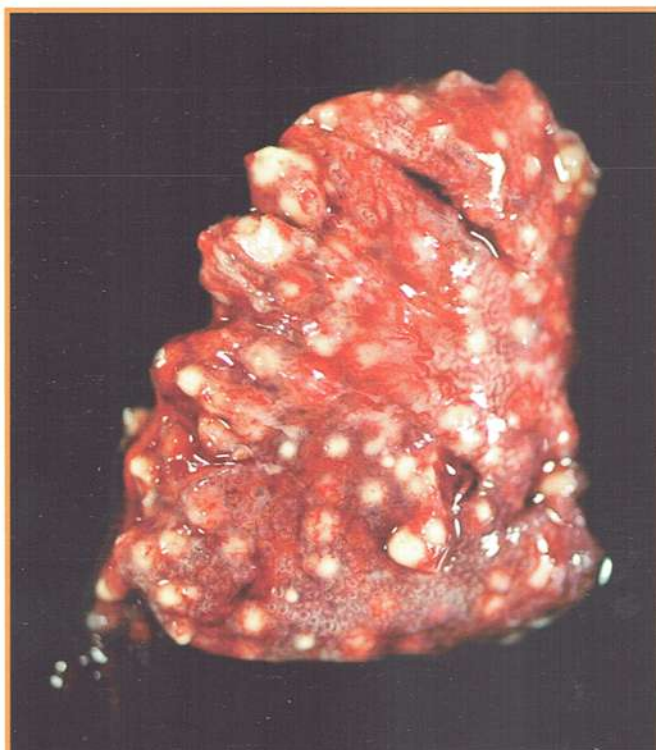


Fig. 32 Neumonía granulomatosa en un caso de aspergilosis pulmonar en la que se aprecian múltiples granulomas de 1-2 mm en el parénquima pulmonar.



Fig. 33 Neumonía granulomatosa por infección fúngica en la que se observan múltiples granulomas de gran tamaño en la superficie de ambos pulmones.

- **Neumonía granulomatosa.** Macroscópicamente se observa la presencia de pequeños nódulos, granulomas, en el parénquima pulmonar (figs. 32 y 33). Puede confundirse con tumores, por lo cual es necesario realizar histología del tejido. Las neumonías granulomatosas están asociadas a dos causas principales. La más habitual son

las infecciones fúngicas, mayoritariamente asociadas a *Aspergillus* spp., aunque otros hongos como *Ochroconis gallopavum* (antes *Dactylaria gallopava*) o zigomicetos también pueden causar estas lesiones (figs. 34a y 34b). Aunque menos habitual hoy en día, las neumonías granulomatosas también son características de la tuberculosis. En todos los casos, la histopatología permite diferenciar estas causas.

- **Tumores:** macroscópicamente se observa la presencia de nódulos en el parénquima pulmonar que pueden confundirse con una neumonía granulomatosa (fig. 35). No son muy habituales, y pueden ser tumores primarios o metastásicos, aunque los más frecuentes son los linfomas pulmonares por la enfermedad de Marek.

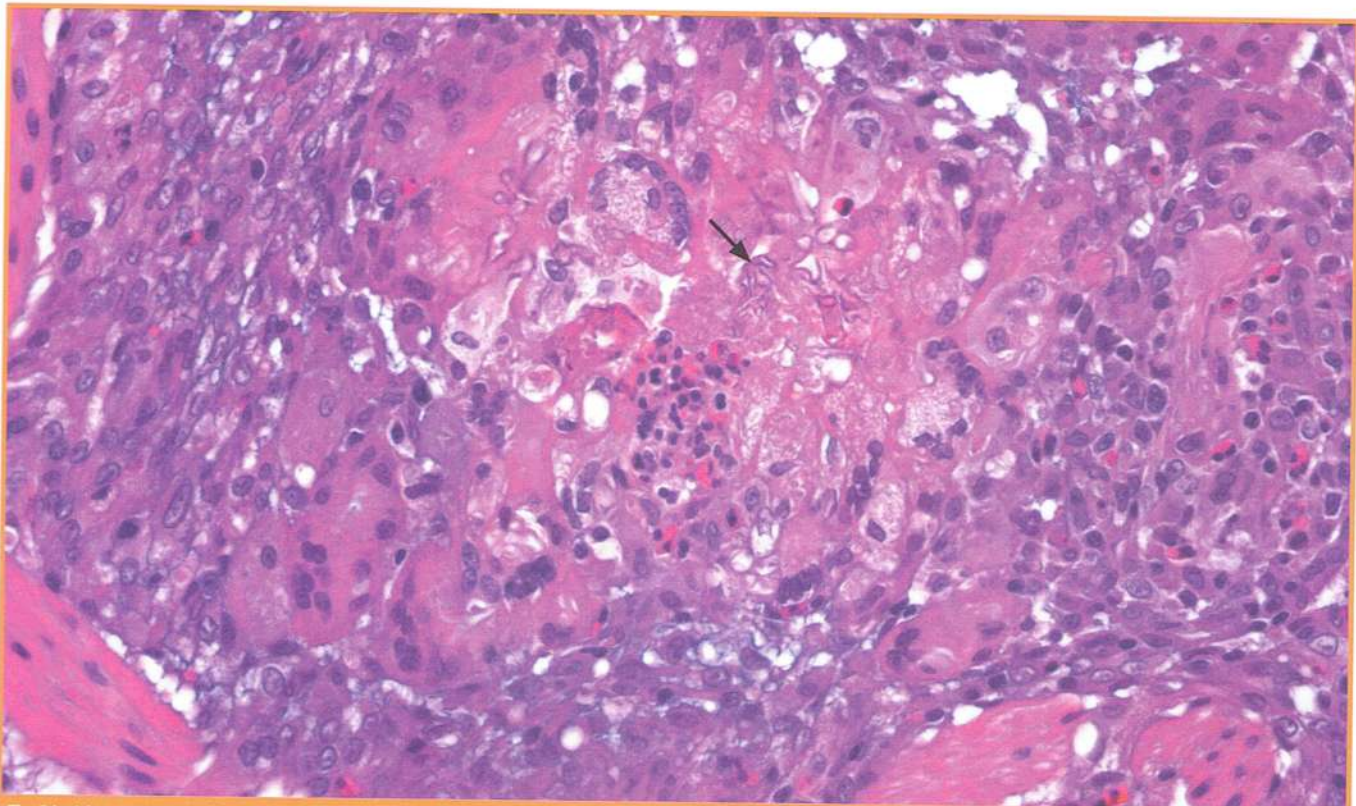


Fig. 34a Imagen microscópica de un granuloma fúngico. En el centro se observan restos de material necrótico y formas fúngicas (flecha) rodeados de células gigantes multinucleadas. Tinción de H-E.

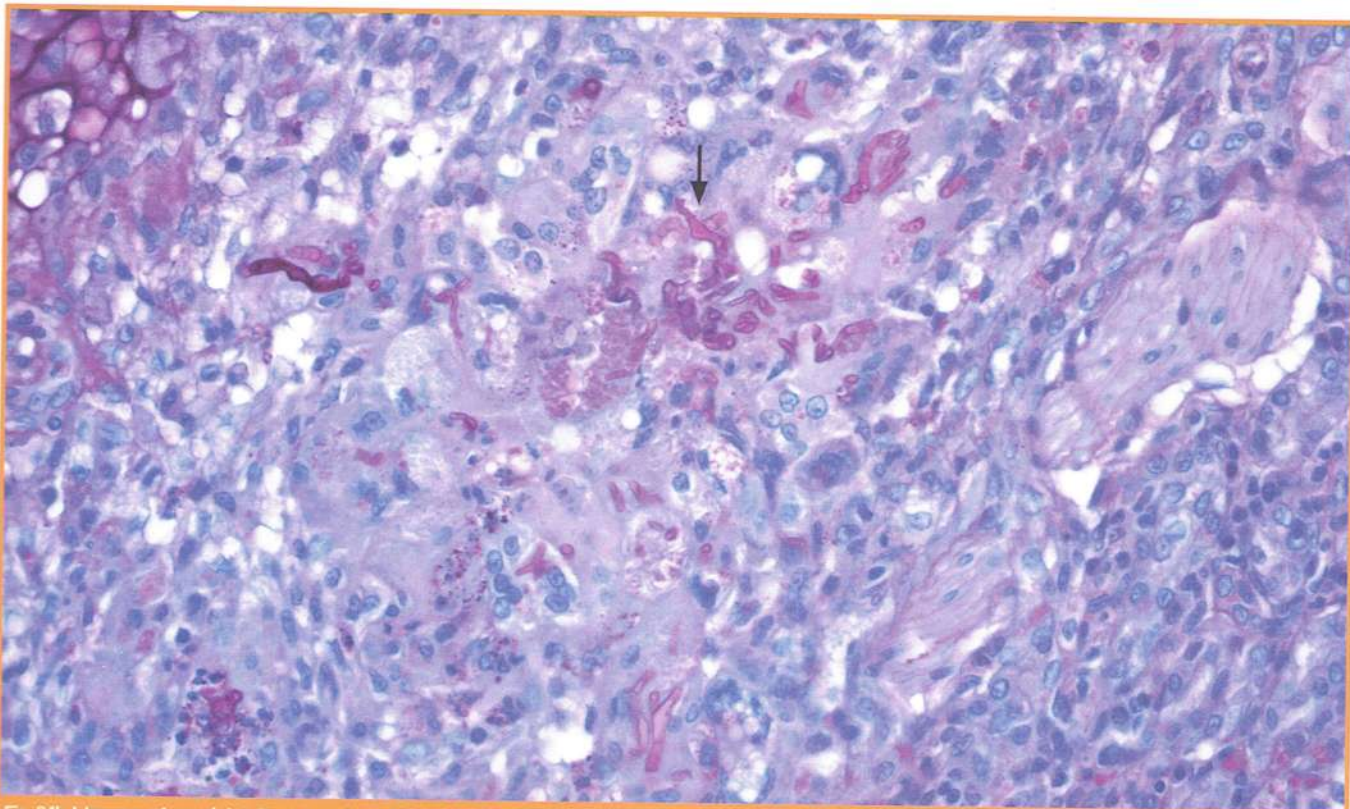


Fig. 34b Imagen microscópica de un granuloma fúngico con tinción especial que permite diferenciar las hifas de morfología compatible con zigomicetos (flecha). Tinción PAS.

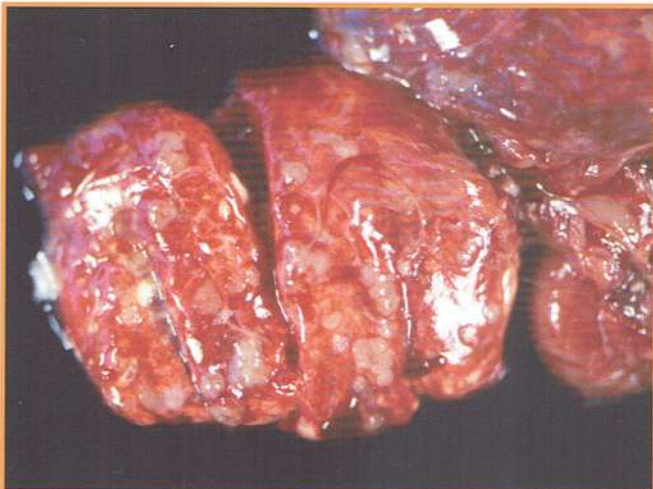


Fig. 35 | Adenocarcinoma pulmonar.

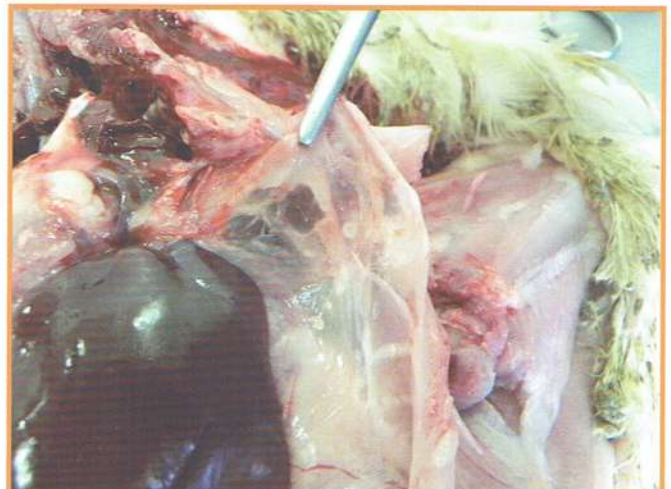


Fig. 36 | Aerosaculitis fibrinosa con turbidez del saco aéreo.

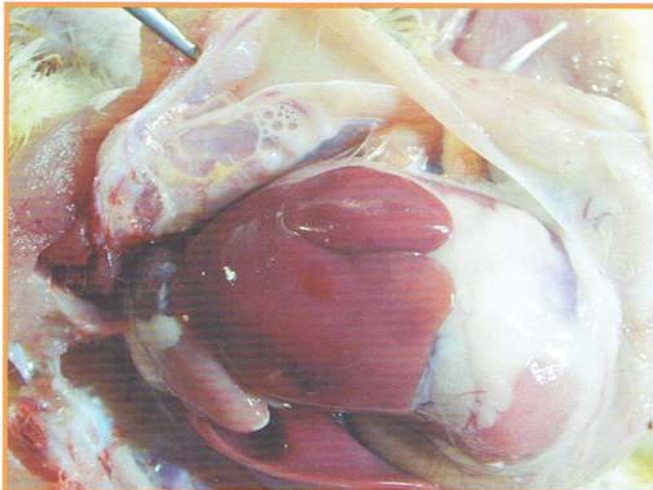


Fig. 37 | Aerosaculitis fibrinosa en un caso de micoplasmosis.

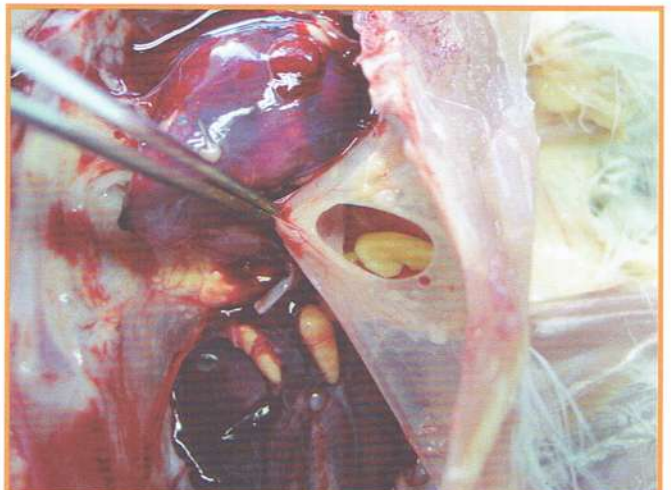


Fig. 38 | Aerosaculitis fibrinosa en un caso de micoplasmosis.

Sacos aéreos

En los sacos aéreos se evaluará la **opacidad**, así como la **presencia de exudados** en la luz o la **presencia de nódulos** en la superficie. La principal lesión es la inflamación o aerosaculitis.

- **Aerosaculitis fibrinosa:** en fases iniciales se caracteriza por la opacidad o turbidez de los sacos aéreos (fig. 36). Posteriormente se puede observar la presencia de espuma y de fibrina en el interior de los sacos (figs. 37 y 38). En todos los casos hay una bacteria involucrada, siendo las más comunes *Mycoplasma spp.*, *Escherichia coli* y *Pasteurella multocida*.
- **Aerosaculitis granulomatosa:** en este caso se observa la presencia de nódulos, granulomas o placas, en la superficie del saco aéreo (fig. 39), que se asocia principalmente a infecciones fúngicas.

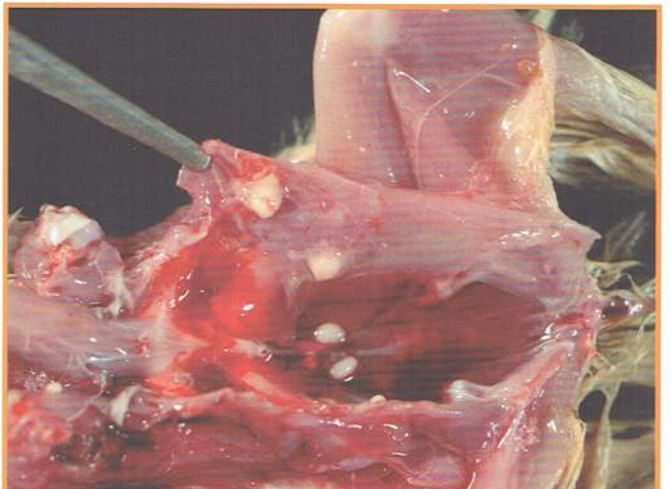


Fig. 39 | Aerosaculitis granulomatosa en un caso de aspergilosis.

Aparato digestivo

Los procesos digestivos en las aves tienen consecuencias directas (mortalidad) e indirectas (empeoramiento del índice de conversión) en la productividad del lote. Además, afectarán también a la homogeneidad del lote, produciendo una desigualdad, así como a la calidad de la canal, dado que generalmente empeoran las condiciones de la cama o yacija. A pesar de esto, las lesiones macroscópicas en el aparato digestivo de las aves, especialmente las alteraciones del contenido intestinal, no son patognomónicas o muy indicativas del agente causal en la mayoría de los casos.

En esta sección se describen las principales lesiones macroscópicas de las diferentes regiones del aparato digestivo: cavidad oral, esófago, proventrículo, molleja, intestino, páncreas e hígado.

Cavidad oral

La evaluación de la cavidad oral debe incluir la **coloración** y la **presencia de ulceraciones, de lesiones proliferativas y de exudados**. Las alteraciones patológicas más comunes en la cavidad oral son las inflamaciones o **estomatitis**:

- **Estomatitis ulcerativa o fibrinonecrotizante:** se caracteriza por la presencia de úlceras o erosiones en la mucosa oral que habitualmente están recubiertas por fibrina (fig. 40). Principalmente se asocian al contacto con productos químicos o caústicos (amonios cuaternarios o sulfato de cobre) o al efecto de micotoxinas (tricotecenos).
- **Estomatitis proliferativa:** consiste en la proliferación del epitelio oral que frecuentemente se ulcera (fig. 41). Se asocia principalmente a viruela aviar, tricomoniasis y candidiasis.

Esófago y buche

Al igual que en la cavidad oral, la evaluación del esófago y buche debe incluir la **coloración, presencia de ulceraciones y presencia de exudados**. Las alteraciones patológicas más comunes en estos órganos son:

- **Dilatación del buche:** se observa un buche aumentado de tamaño con la pared más fina (figs. 42 y 43). Generalmente es un problema esporádico y se relaciona con un exceso de consumo de agua, parálisis nerviosa o impactación del contenido.
- **Metaplasia escamosa:** se caracteriza por la presencia de áreas engrosadas en la mucosa del esófago, en las que se ha producido la sustitución del epitelio de la mucosa por epitelio escamoso queratinizado. Generalmente se asocia a la deficiencia de vitamina A.



Fig. 40 Estomatitis fibrinonecrotizante con presencia de fibrina en la superficie del paladar.

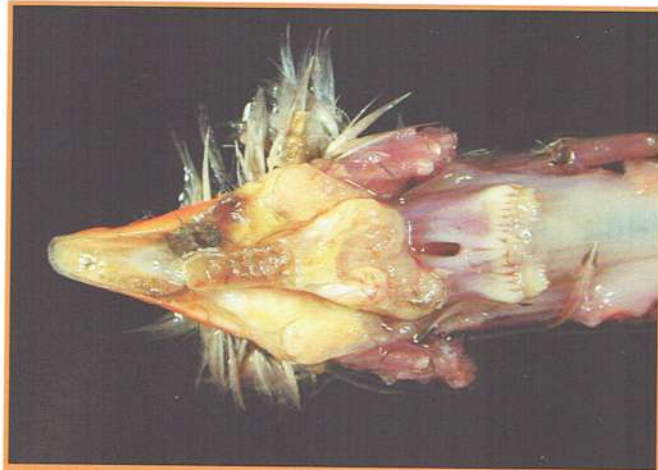


Fig. 41 Estomatitis proliferativa en una perdiz afectada por viruela aviar. Se aprecia el engrosamiento de la mucosa oral y la presencia de fibrina en su superficie.



Fig. 42 Dilatación del buche en un pollo broiler.



Fig. 43 | Dilatación del buche en un pollo broiler.



Fig. 44 | Ingluvitis proliferativa en un caso de candidiasis.

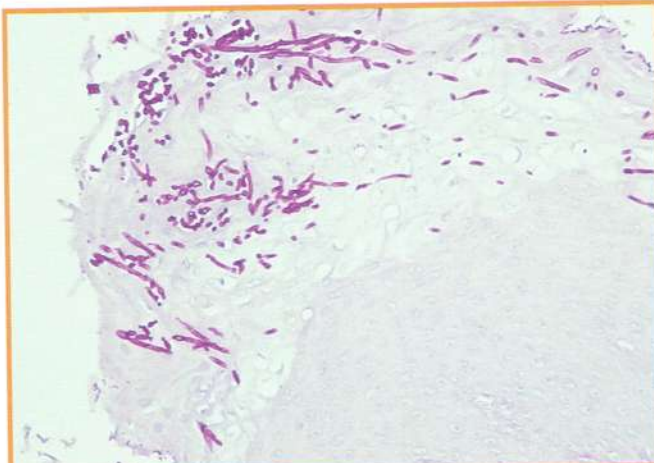


Fig. 45 | Imagen microscópica en la que se observa una proliferación de la mucosa del buche y la presencia de formas fúngicas, compatibles con *Candida albicans*, penetrando en la mucosa. Tinción PAS.

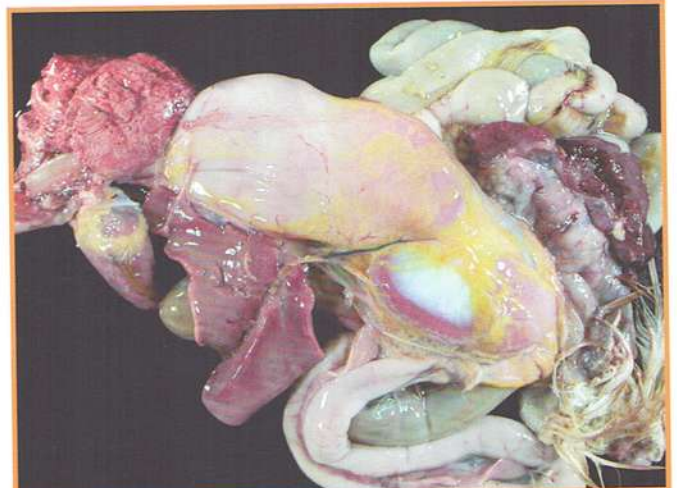


Fig. 46 | Dilatación proventricular en un broiler.

- **Inflamación:** en el caso del esófago se denomina esofagitis, y la inflamación del buche se denomina ingluvitis. Macroscópicamente se observa un engrosamiento de la pared y la presencia de áreas blanquecinas en la mucosa (fig. 44). Las causas principales son la infección por *Candida albicans* (fig. 45) o *Trichomonas gallinae*.

Proventrículo

La evaluación del proventrículo debe incluir la **coloración de la mucosa**, el **grosor de la pared del proventrículo** y el **aspecto de las glándulas**. A continuación se exponen las alteraciones patológicas más comunes en el proventrículo:



Fig. 47 | Dilatación proventricular. A la apertura se aprecia una disminución del grosor de la pared proventricular.



Fig. 48 | Hemorragias generalizadas en la mucosa del proventrículo en un broiler afectado por la enfermedad de Gumboro.



Fig. 49 | Hemorragias alrededor de las glándulas proventriculares.



Fig. 50 | Proventriculitis con marcado incremento de grosor de la pared proventricular en un caso de proventriculitis vírica transmisible.

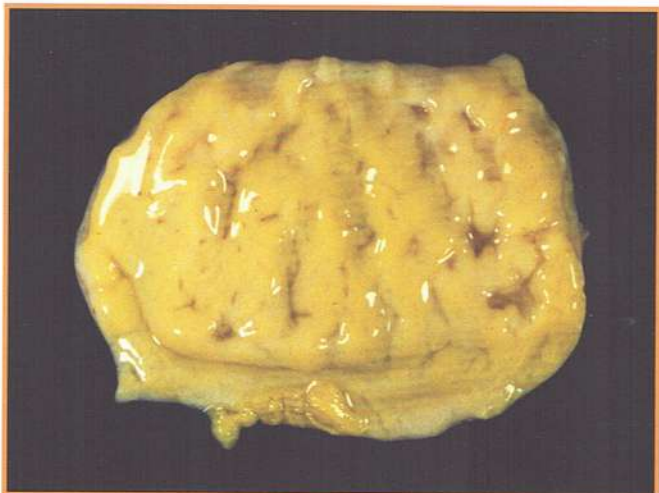


Fig. 51 | Linfoma proventricular con engrosamiento de la pared y de las glándulas proventriculares en un caso de leucosis aviar.

- **Dilatación:** se observa un proventrículo aumentado de tamaño (fig. 46) y al abrirlo se observa una reducción del grosor de la pared (fig. 47). Generalmente es un problema esporádico, aunque se ha relacionado con la infección por reovirus (síndrome de malabsorción).
- **Hemorragias:** pueden ser difusas (fig. 48) o localizadas alrededor de las glándulas (fig. 49). Pueden estar asociadas a infecciones víricas como las enfermedades de Gumboro o de Newcastle, aunque también pueden tratarse de una alteración inespecífica.
- **Proventriculitis:** consiste en la inflamación del proventrículo. Macroscópicamente el cambio más evidente sería un engrosamiento de la pared del proventrículo, en algunos casos acompañado de dilatación de las glándulas que se aprecia

en el corte transversal de la pared del proventrículo (fig. 50). Se trata de una lesión en muchos casos inespecífica. Puede estar asociada a la dieta (enzimas o tipo de dieta), a infecciones víricas (adenovirus o virus de Newcastle) o a micotoxinas.

- **Tumores:** el más común es el linfoma debido a la infección por el virus de Marek o de la leucosis aviar (fig. 51). Macroscópicamente, la imagen puede ser la misma que en las proventriculitis, con engrosamiento de la pared y dilatación de las glándulas.

Molleja

La evaluación de la molleja incluirá el **aspecto y presencia de ulceraciones** en la capa de coquina, y el **aspecto de la mucosa** una vez se separa la capa de coquina. Las lesiones macroscópicas



Fig. 52 | Ventriculitis ulcerativa focal.



Fig. 53 | Ventriculitis ulcerativa focalmente extensa en la entrada de la molleja.

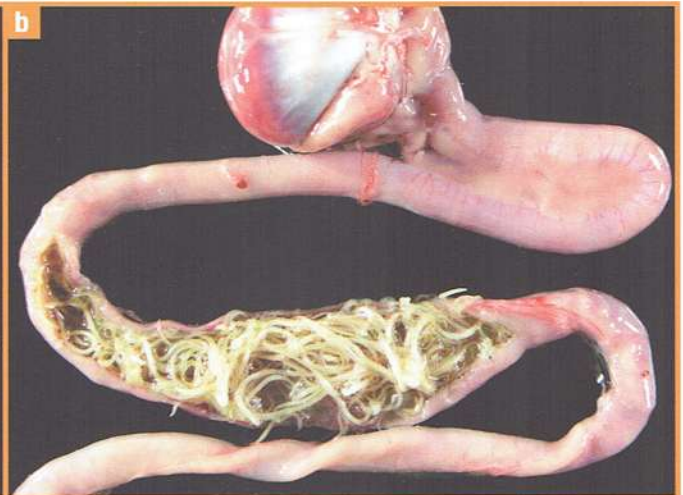


Fig. 54 | Obstrucción intestinal por parasitación masiva. Se observa un tramo de asa intestinal dilatado (a). Detalle del corte longitudinal del tramo obstruido donde se observa la presencia masiva de parásitos nematodos (b).

más frecuentes en la molleja son las **ventriculitis** o inflamación de la molleja. La más común es la **ventriculitis ulcerativa**, caracterizada por la presencia de úlceras en la mucosa de la molleja que pueden ser focales (fig. 52) o generalizadas (fig. 53). La presencia de úlceras en la molleja puede estar asociada a estados de inanición, factores de la dieta, presencia de micotoxinas o infecciones fúngicas.

Intestino

La evaluación del intestino debe incluir el **aspecto externo de la serosa intestinal**, la **coloración y aspecto de la mucosa intestinal** y el **contenido intestinal**. Las principales alteraciones intestinales son:

- **Invaginación intestinal:** se trata de la penetración de un segmento intestinal en la luz de otro, lo cual acaba causando una necrosis de la pared del intestino. La causa principal es un incremento del peristaltismo intestinal asociado en muchos casos a diarrea.
- **Obstrucción intestinal:** consiste en la obstrucción parcial o total de la luz intestinal. Puede deberse a la impactación del contenido intestinal, a una invaginación intestinal y, aunque en las aves de producción intensiva no es habitual, en aves de traspatio o de cría en extensivo también puede deberse a una parasitación masiva, generalmente por nematodos (figs. 54a y 54b).
- **Inflamación del intestino:** en las aves únicamente se diferencian la enteritis, inflamación del intestino delgado, y la tiflitis,



Fig. 55 | Enteritis catarral en yeyuno e íleon.



Fig. 56 | Enteritis catarral en yeyuno en un caso de coccidiosis por *Eimeria maxima*.

inflamación de los ciegos. Según el tipo de exudado/infiltrado inflamatorio se pueden diferenciar:

- **Enteritis catarral.** Es la terminología que define aquellas alteraciones del intestino que cursan con un contenido intestinal más líquido del habitual y de color variable (figs. 55 y 56). Externamente se pueden observar restos de diarrea acuosa en las plumas de la cloaca (fig. 57). Puede estar causada por un exceso en la secreción (toxinas bacterianas) o por una malabsorción y/o mala digestión (causas nutricionales, síndrome de malabsorción, enteritis del pavo). En las enteritis causadas por *Eimeria acervulina*, que cursan con malabsorción, es típico observar un punteado blanquecino en la mucosa del duodeno (fig. 58). Ocasionalmente, la presencia de parásitos nematodos también puede provocar una enteritis catarral (fig. 59).
- **Enteritis ulcerativa.** Se trata de la presencia de úlceras en la mucosa intestinal. Es una lesión que se observa asociada a la infección por *Clostridium colinum* en perdices.
- **Enteritis fibrinonecrotizante.** Se caracteriza por la presencia de fibrina en la mucosa y de necrosis en la pared del intestino delgado. La patología más frecuente es la enteritis necrótica causada por *Clostridium perfringens* (figs. 60 y 61).
- **Enteritis hemorrágica.** Consiste en la presencia de sangre o contenido sanguinolento en la luz del intestino delgado, generalmente por la necrosis de su pared (figs. 62 y 63). Las principales causas en las aves son las coccidiosis por *Eimeria necatrix* (fig. 64) y *Eimeria maxima*

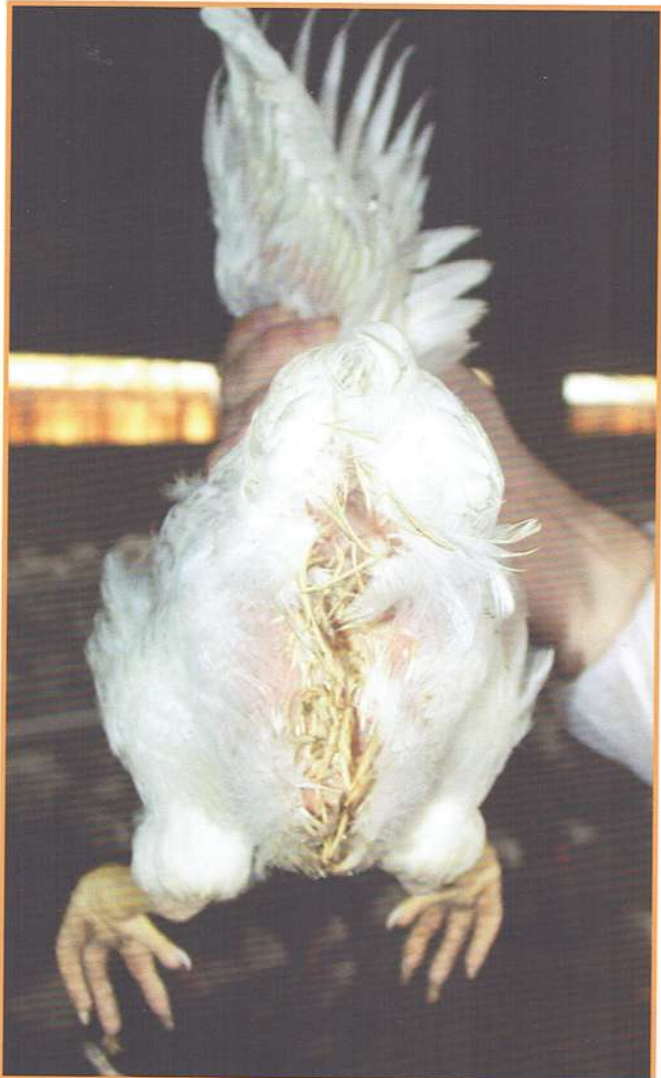


Fig. 57 | Animal con diarrea. Se aprecia la presencia de heces en las plumas alrededor de la cloaca.



Fig. 58 | Enteritis catarral con punteado blanquecino en la pared del duodeno a causa de una infección por *Eimeria acervulina*.



Fig. 59 | Enteritis catarral a causa de una parasitosis por nematodos.



Fig. 60 | Enteritis necrótica de grado moderado, en la que se observan áreas multifocales de necrosis en la mucosa intestinal.

(figs. 65 y 66), y la enteritis hemorrágica del pavo (causada por un adenovirus).

- **Enteritis granulomatosa.** Se caracteriza por la presencia de nódulos en la pared intestinal. La causa principal son las infecciones bacterianas, entre ellas la tuberculosis.
- **Tiflitis fibrinonecrotizante.** Se trata de la presencia de fibrina en la superficie de la mucosa de los ciegos. En algunos casos, la fibrina puede quedar en la luz y formar moldes que ocupen toda la luz intestinal (fig. 67). Las prin-

cipales causas de tiflitis fibrinonecrotizante son las infecciones por *Salmonella* spp. y la histomoniasis en pavos.

- **Tiflitis hemorrágica.** Se caracteriza por la presencia de sangre en la luz intestinal (figs. 68 y 69). En la granja es fácil observar heces sanguinolentas (fig. 70). La causa principal es la coccidiosis por *Eimeria tenella*.
- **Neoplasia:** la principal neoplasia que se puede observar en el intestino es el linfoma, a causa de la infección por virus de Marek o de la leucosis aviar.

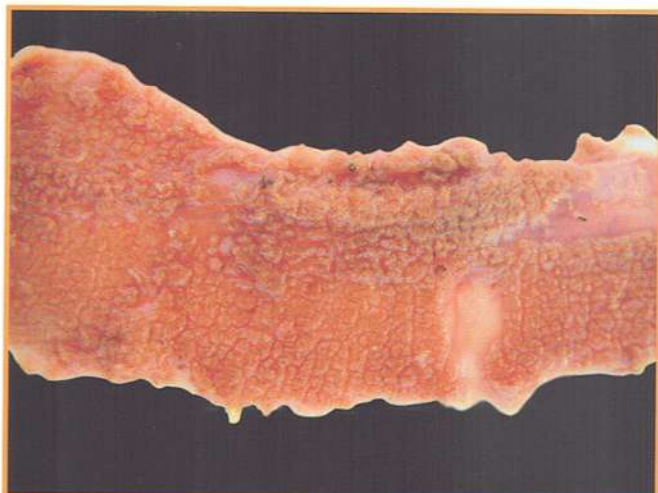


Fig. 61 | Enteritis necrótica grave en la que se observa una necrosis generalizada de la mucosa intestinal.



Fig. 62 | Enteritis hemorrágica en el duodeno.



Fig. 63 | Enteritis hemorrágica en el yeyuno de una pollita de recría a causa de una coccidiosis.



Fig. 64 | Enteritis hemorrágica en el yeyuno a causa de una coccidiosis por *Eimeria necatrix*.

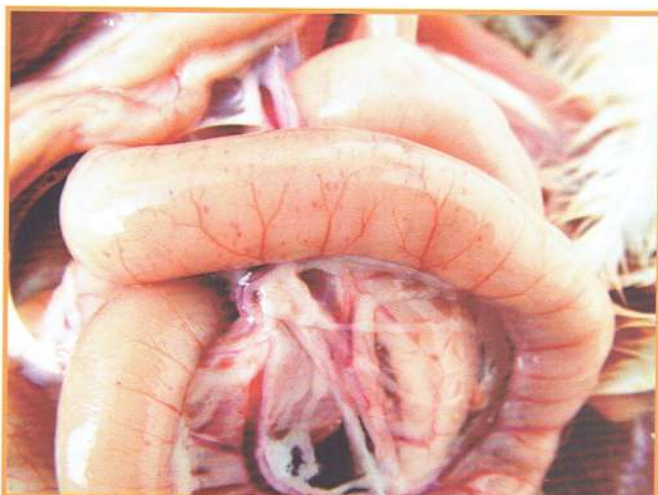


Fig. 65 | Petequias en la serosa del yeyuno en un caso de coccidiosis por *Eimeria maxima*.



Fig. 66 | Enteritis hemorrágica moderada con petequias generalizadas en toda la mucosa del yeyuno, en un caso de coccidiosis por *Eimeria maxima*.

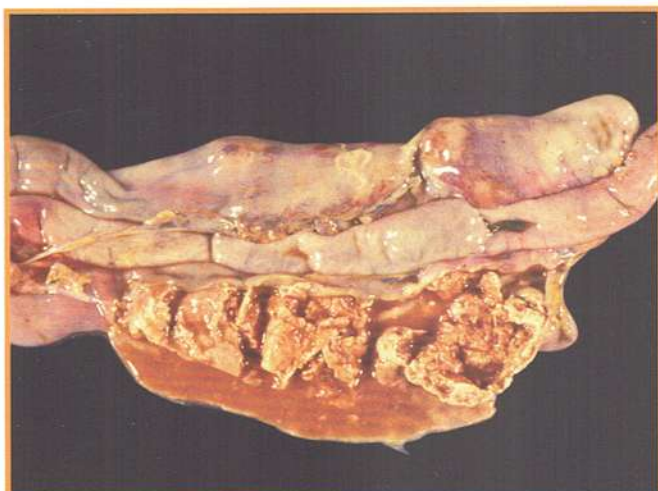


Fig. 67 | Tifitis fibrinonecrotizante con presencia de material caseoso en la luz de los ciegos en un caso de histomoniasis.

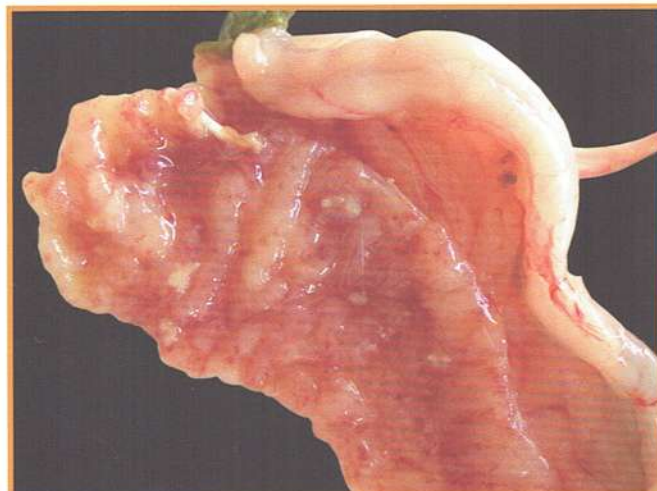


Fig. 68 | Tifitis hemorrágica moderada en un caso de coccidiosis por *Eimeria tenella*.

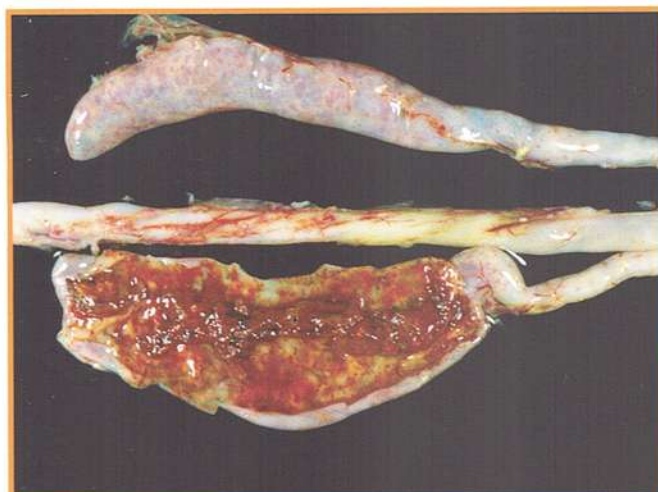


Fig. 69 | Tifitis hemorrágica grave en un caso de coccidiosis por *Eimeria tenella*.



Fig. 70 | Deyección sanguinolenta en un lote afectado por coccidiosis por *Eimeria tenella*.

Páncreas

Se trata de un órgano en el que prácticamente no se observan lesiones macroscópicas evidentes. En algunos casos es posible apreciar un punteado blanquecino generalizado en el parénquima pancreático, que habitualmente no tiene ninguna significación patológica. La principal lesión es la necrosis pancreática (fig. 71), caracterizada por la presencia de hemorragias en el parénquima pancreático y asociada principalmente a la infección por el virus de la influenza aviar o virus de Newcastle.



Fig. 71 | Necrosis pancreática caracterizada por la presencia de hemorragias en el parénquima pancreático en un animal infectado por un virus de influenza aviar de alta patogenicidad.

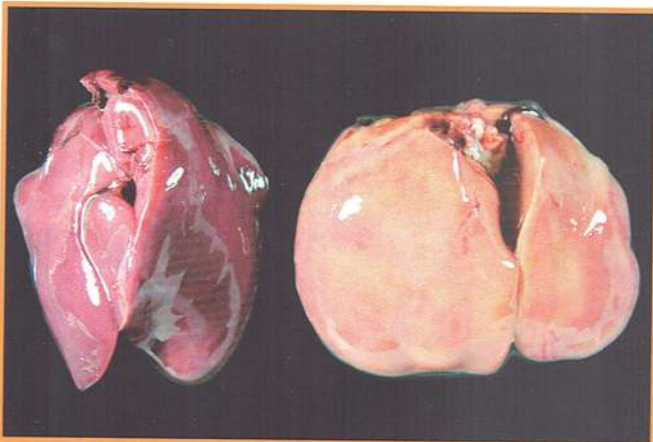


Fig. 72 | Lipidosis hepática. El hígado de la derecha presenta una lipidosis hepática caracterizada por un incremento marcado de tamaño y una coloración mucho más pálida en comparación con un hígado normal (izquierda).



Fig. 73 | Amiloidosis hepática.

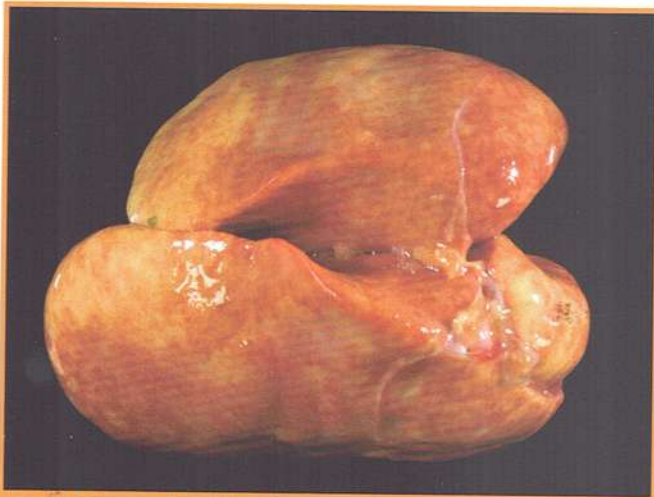


Fig. 74 | Fibrosis y lipidosis hepática en un ave afectada por ascitis. Hígado disminuido de tamaño, con la cápsula engrosada y marcadamente pálido.



Fig. 75 | Hemorragias petequiales y marcada palidez hepática en un ave afectada por hepatitis por cuerpos de inclusión.

6-

Hígado

El hígado es el órgano de mayor tamaño de la cavidad celómica y, en consecuencia, la persona que realiza la necropsia suele examinarlo cuidadosamente. Cabe remarcar que, en general, son pocos los procesos patológicos que causan lesiones macroscópicas específicas en el hígado y es necesario el examen microscópico para poder llegar a determinar la naturaleza de la lesión.

La evaluación macroscópica del hígado debe tener en cuenta **el tamaño, la coloración y la consistencia**. Los principales procesos patológicos que afectan al hígado son los siguientes:

- **Lipidosis o esteatosis:** se trata de la acumulación de lípidos en el citoplasma de los hepatocitos que, macroscó-

picamente, provoca una coloración amarillenta difusa, un incremento de tamaño y una disminución de la consistencia del hígado (fig. 72). Esta lesión se observa asociada al síndrome del hígado y riñón graso en pollos, al síndrome del hígado graso-hemorrágico en ponedoras o a micotoxicosis, pero también se puede observar en condiciones de alta demanda energética/metabólica o, incluso, en condiciones de inanición.

- **Amiloidosis:** es el depósito de material amiloide (proteína) en el parénquima hepático. Macroscópicamente, el hígado presenta un aspecto similar al de la lipidosis hepática: incremento de tamaño y coloración amarillenta, pero la consistencia es normal (fig. 73). Se suele observar en animales



Fig. 76 | Hematoma subcapsular de pequeño tamaño en un ave afectada de lipidosis hepática.



Fig. 77 | Hepatitis necrotizante multifocal asociada a una septicemia bacteriana.

afectados por infecciones sistémicas crónicas (colibacilosis, tuberculosis, etc.).

- **Fibrosis:** esta lesión provoca una disminución de tamaño del hígado, que aparece contraído, con un incremento de la consistencia y un marcado engrosamiento de la cápsula (fig. 74). Es una lesión muy inespecífica, ya que se puede asociar a procesos tan diferentes como la ascitis o las intoxicaciones crónicas.
- **Hemorragias:** esta es una lesión que se observa con relativa frecuencia. Se puede presentar en forma de múltiples petequias o equimosis que afectan a la superficie, pero también al parénquima hepático (fig. 75). Este tipo de lesión suele estar causada por infecciones víricas (hepatitis por cuerpos de inclusión en pollos o la enteritis hemorrágica de los pavos) o micotoxicosis. Otra forma de presentación son las hemorragias o hematomas subcapsulares (fig. 76) que pueden ser más o menos extensos y que se asocian a traumatismos. La disminución de la consistencia hepática debida, por ejemplo, a un proceso de lipidosis hepática puede favorecer la aparición de esta lesión.
- **Perihepatitis:** es la presencia de exudado fibrinoso en la superficie del hígado. Se observa habitualmente en casos de poliserositis fibrinosa por septicemias bacterianas.

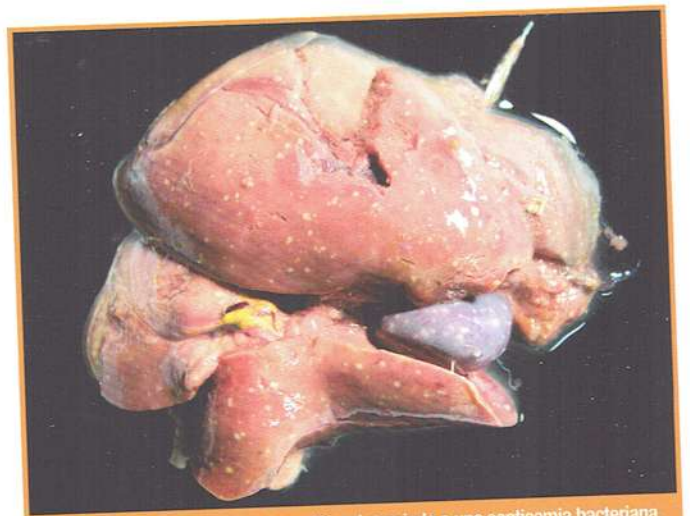


Fig. 78 | Hepatitis necrotizante multifocal asociada a una septicemia bacteriana.

- **Hepatitis:** la inflamación hepática, generalmente asociada a necrosis, presenta diferentes imágenes macroscópicas. En ocasiones, sobre todo en casos de hepatitis por cuerpos de inclusión, se observa palidez y, como ya se ha comentado, petequias o hemorragias en el parénquima hepático (fig. 75). En los casos de hepatitis causadas por septicemias bacterianas, es frecuente observar múltiples focos blanquecinos de necrosis distribuidos por todo el parénquima hepático (figs. 77 y 78).



Fig. 79 | Hepatitis necrotizante asociada a *Histomonas meleagridis* en pavo.



Fig. 80 | Linfoma hepático en un caso de enfermedad linfoproliferativa en pavo.

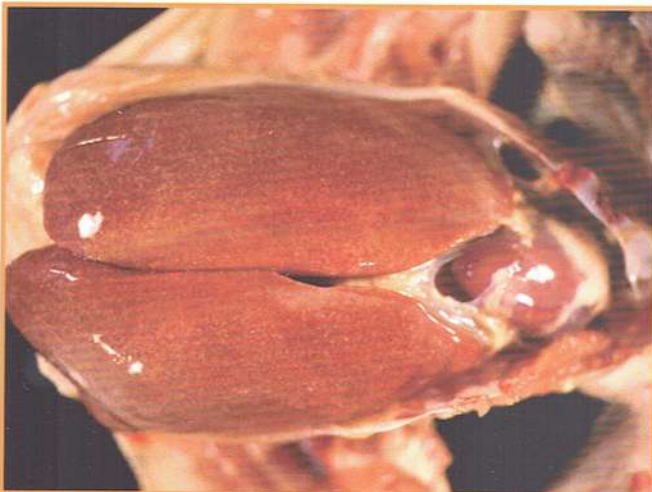


Fig. 81 | Linfoma hepático que cursa con un marcado incremento de tamaño del hígado y punteado generalizado blanquecino en un caso de leucosis aviar.

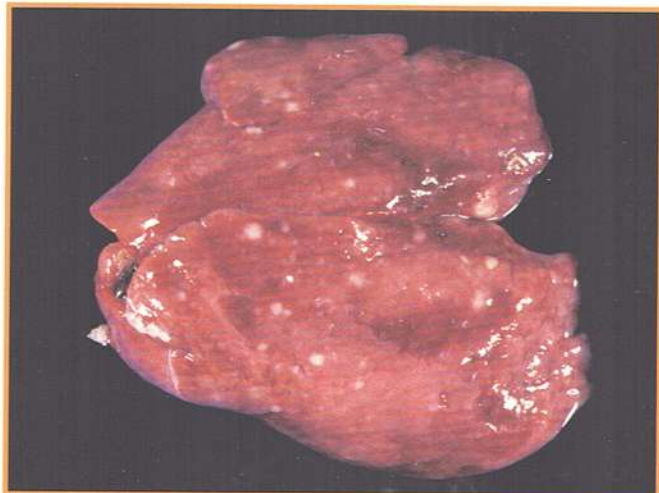


Fig. 82 | Linfoma hepático, en forma de múltiples nódulos blanquecinos, causado por el virus de Marek.

En el caso de los pavos, la histomoniasis produce lesiones de hepatitis con focos de necrosis amarillentos con un área central más oscura (fig. 79). Un tipo concreto de inflamación hepática es la colangiohepatitis, habitualmente causada por *Clostridium perfringens*. En esta lesión el aspecto macroscópico del hígado puede ser variable, pero se observa con frecuencia un engrosamiento de la pared de la vesícula biliar.

- **Neoplasia:** la neoplasia que más frecuentemente afecta al hígado es el linfoma, asociado tanto a la enfermedad de Marek como a la leucosis aviar o a la enfermedad linfoproliferativa en pavos (fig. 80). Estas enfermedades pueden causar linfomas, que se presentan como áreas blanquecinas multifocales de tamaño diverso (figs. 81 y 82) o bien como un incremento difuso del tamaño del hígado (fig. 83).

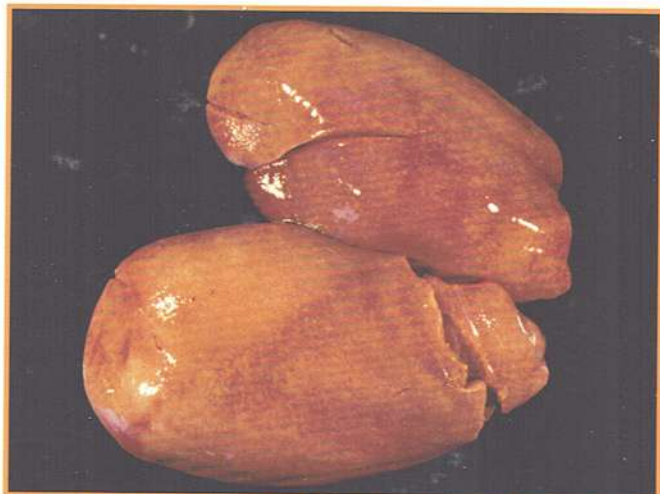


Fig. 83 | Linfoma hepático que cursa con un marcado incremento de tamaño del hígado en un caso de leucosis aviar.

Aparato cardiovascular

Se incluyen en este apartado las lesiones que afectan al corazón y grandes vasos. El corazón de las aves, a diferencia del de los mamíferos, presenta una forma más cónica y una proporción de 1:4 entre el grosor del ventrículo derecho e izquierdo. Como ya se ha comentado en el Capítulo 1, la inspección del corazón se realiza mediante un corte transversal a nivel de los ventrículos.

Algunos de los principales procesos patológicos que afectan al aparato cardiovascular son los siguientes:

- **Síndrome de hipertensión pulmonar:** la principal lesión asociada a este proceso patológico es la ascitis (fig. 84), que es consecuencia de una insuficiencia cardiaca derecha, secundaria a una hipertensión pulmonar. Este síndrome se asocia al crecimiento rápido, así como también a condiciones de engorde en altitudes elevadas o incluso, a la intoxicación por sodio. La ascitis se caracteriza por una acumulación de líquido seroso en cavidad celómica. Además, en este síndrome se puede observar una marcada dilatación e hipertrofia de la pared del ventrículo derecho (fig. 85) como respuesta a la hipertensión pulmonar y, en algunos casos, hidropericardio.



Fig. 84 | Animal con ascitis caracterizada por la presencia de abundante líquido seroso en la cavidad celómica.



Fig. 85 | Cortes transversales de corazón. El corte derecho corresponde a un animal con una marcada dilatación e hipertrofia del ventrículo derecho. El corte izquierdo corresponde a un animal sano.



Fig. 86 | Hidropericardio.

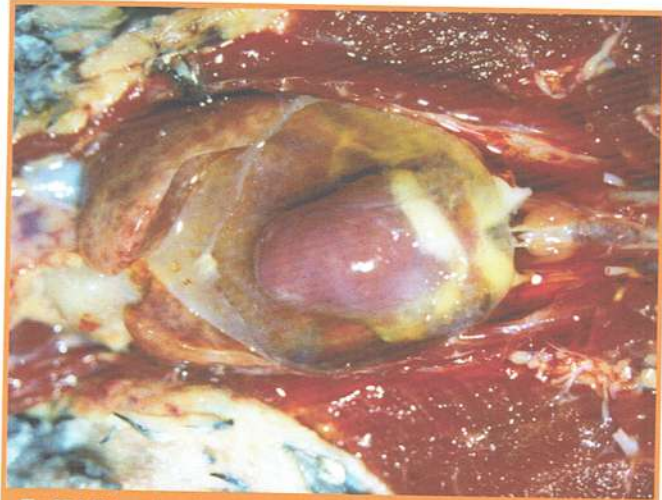


Fig. 87 | Hidropericardio.

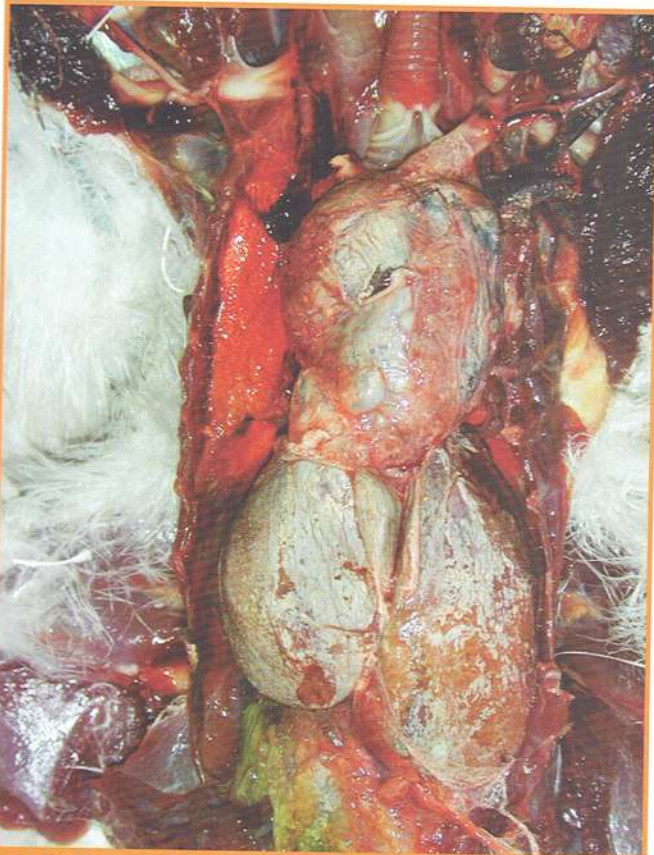


Fig. 88 | Gota visceral caracterizada por el depósito de material blanquecino (cristales de urato) en las serosas de la cavidad celómica.

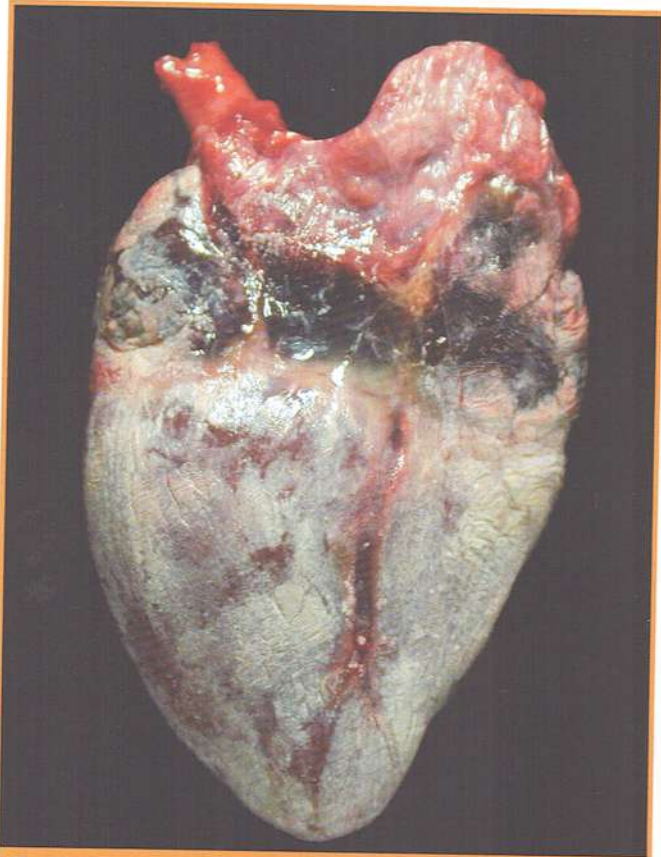


Fig. 89 | Gota visceral afectando al pericardio.

- **Hidropericardio:** esta lesión consiste en la acumulación de líquido seroso en la cavidad pericárdica (figs. 86 y 87). En la mayoría de ocasiones se asocia a ascitis y a insuficiencia cardíaca, pero también se ha descrito en la hepatitis por cuerpos de inclusión, causada por un adenovirus.
- **Gota visceral:** se produce por el depósito de cristales de ácido úrico, que macroscópicamente se identifican como material granular blanquecino, en el pericardio. Se asocia generalmente a alteración de la funcionalidad renal (figs. 88 y 89).



Fig. 90 | Pericarditis fibrinosa en la que se observa la presencia de exudado fibrinoso en la superficie pericárdica.



Fig. 91 | Poliserositis fibrinosa con exudación de fibrina en las serosas de la cavidad celómica.

- **Pericarditis:** se trata de la inflamación de las serosas que recubren el corazón y forman el saco pericárdico. Esta lesión se caracteriza por la presencia de exudado, habitualmente fibrinoso o fibrinopurulento en la cavidad pericárdica o en la superficie del pericardio visceral (fig. 90). Es una lesión frecuente en animales que padecen una septicemia, normalmente por *Escherichia coli*, en la que además de pericarditis suele observarse perihepatitis y aerosaculitis (poliserositis) (fig. 91).
- **Neoplasias en miocardio:** son relativamente raras, pero la más frecuente es el linfoma, observado en forma de áreas o nódulos blanquecinos en el miocardio (fig. 92) que se asocia a una infección por el virus de Marek.
- **Rotura de la aorta en pavos:** se trata de una lesión poco común, pero que puede llegar a provocar una mortalidad muy elevada en pavos machos. La rotura de la aorta y posterior hemorragia masiva en la cavidad celómica, suele originarse a partir de un aneurisma que se forma en la arteria aorta abdominal y provoca la muerte del ave.

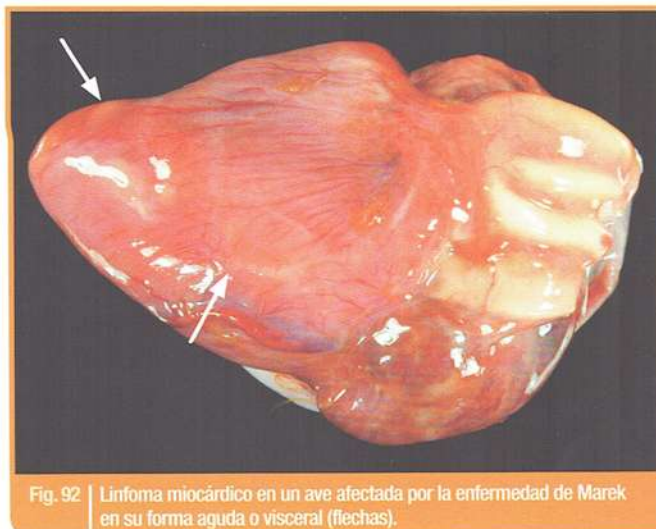


Fig. 92 | Linfoma miocárdico en un ave afectada por la enfermedad de Marek en su forma aguda o visceral (flechas).

Sistema linfohematopoyético

Se incluyen en este apartado las lesiones que afectan al timo, bazo y bolsa de Fabricio. En estos órganos las características más importantes que deben evaluarse son el **tamaño y la coloración**. Es importante remarcar que, como ya se ha comentado anteriormente, tanto el timo como la bolsa de Fabricio son órganos que involucionan con la edad, por lo que la evaluación de su tamaño, que es uno de los parámetros más importantes a evaluar macroscópicamente en estos órganos, variará considerablemente dependiendo de la edad del ave.

Timo

La principal lesión macroscópica que se puede observar en este órgano es la disminución marcada de tamaño o **atrofia tímica** (fig. 93). Esta lesión es relevante en pollos de engorde y puede tener múltiples causas, aunque la más descrita es la infección por el virus de la anemia infecciosa aviar. Esta enfermedad suele cursar también con lesiones en la médula ósea que presenta un color rosa pálido o amarillento en los animales afectados (fig. 94). Las hemorragias, normalmente en forma de **petequias**, son otro hallazgo relativamente frecuente en el timo, aunque inespecífico.

Bazo

Al igual que en el timo, la alteración macroscópica más frecuente que se puede observar en este órgano es un cambio en el tamaño. En el caso del bazo, es habitual observar un incremento de su tamaño relativo o **esplenomegalia**, básicamente como respuesta a algún antígeno circulante. Este incremento de tamaño suele ir acompañado por un punteado blanquecino miliar, que se puede observar tanto en la superficie como al corte del órgano (fig. 95). Es frecuente observar esta lesión en animales que padecen procesos septicémicos, principalmente por *Escherichia coli*.

La inflamación del bazo o **esplenitis** es una lesión relativamente rara. Se observa en casos de tuberculosis, en los que el bazo presenta múltiples nodulaciones blanquecinas que corresponden a granulomas (fig. 96).

Por último, el bazo también puede encontrarse incrementado de tamaño debido a la presencia de **linfoma**, en animales afectados por la enfermedad de Marek o por leucosis aviar (fig. 97).

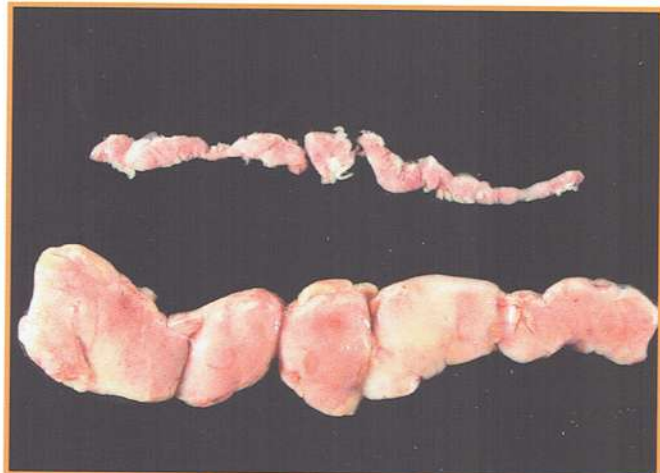


Fig. 93 | Atrofia tímica muy marcada en un ave afectada por anemia infecciosa aviar.

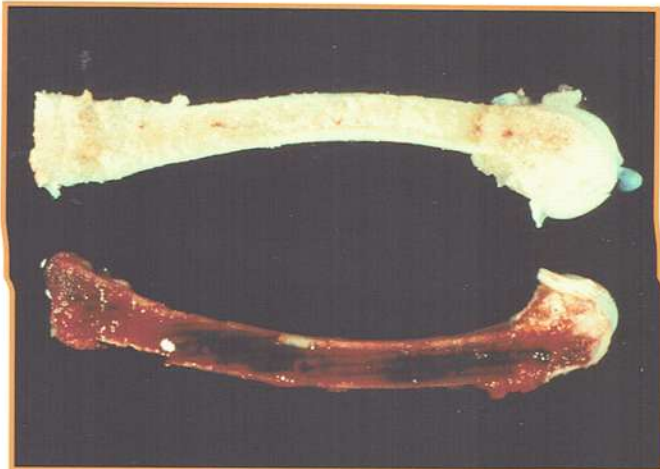


Fig. 94 | Marcada palidez de la médula ósea del fémur en un ave afectada por anemia infecciosa aviar.



Fig. 95 | Esplenomegalia en un ave afectada por colisepticemia.



Fig. 96 | Esplenitis granulomatosa en un ave con tuberculosis aviar.



Fig. 97 | Linfoma esplénico en forma de múltiples nódulos blanquecinos en un ave afectada por leucosis aviar.

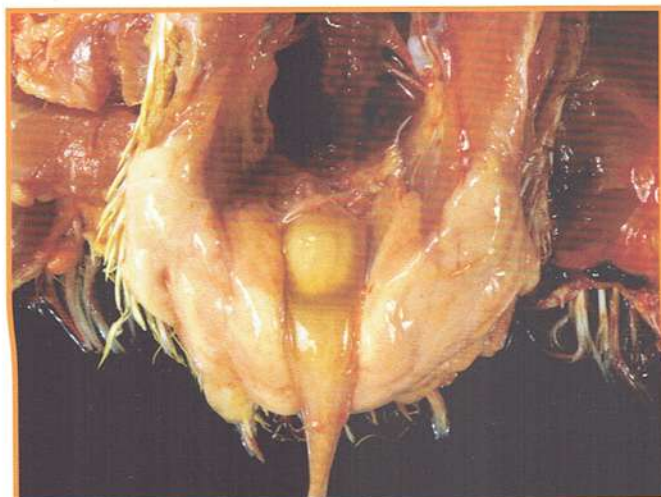


Fig. 98 | Marcado incremento de tamaño de la bolsa de Fabricio, así como edema peribursal, en un ave afectada por la enfermedad de Gumboro.

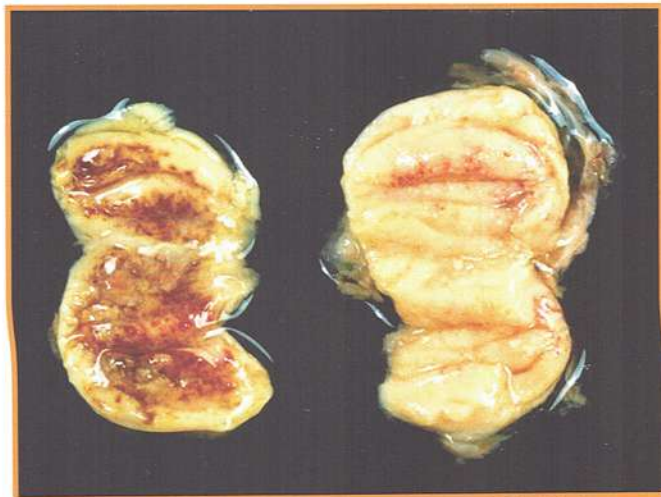


Fig. 99 | Hemorragias, de petequiales a difusas, en bolsas de Fabricio de aves afectadas por la enfermedad de Gumboro.

Bolsa de Fabricio

Como en los dos órganos anteriormente mencionados, el cambio en el tamaño de la bolsa es una de las lesiones más importantes a evaluar en este órgano, junto con los cambios en la coloración.

La disminución de tamaño de la bolsa de Fabricio o **atrofia** es una lesión bastante inespecífica. Puede estar causada por deficiencias nutricionales, ingestión de micotoxinas o incluso por infecciones víricas como la enfermedad de Marek o la reovirus aviar. También en animales que han sufrido una infección por el virus de Gumboro se observa atrofia, en ocasiones muy marcada, de la bolsa de Fabricio.

En cuanto al incremento de tamaño de la bolsa, puede ser debido, o bien a una inflamación o **bursitis**, o bien a la presencia

de una neoplasia, que suele ser un **linfoma**. En el caso de la bursitis, que se observa principalmente en animales que están en la fase aguda de la enfermedad de Gumboro, el incremento de tamaño de la bolsa va asociado a cambios inflamatorios, como edema peri e intrabursal (fig. 98), y hemorragia, que puede ser en forma de petequias o afectar de forma difusa a toda la bolsa (fig. 99). De forma esporádica, algunas bacterias también pueden causar edema y hemorragias en la bolsa que no deben confundirse con la enfermedad de Gumboro. En el caso de los linfomas que afectan a la bolsa de Fabricio, el incremento de tamaño suele ser más marcado que en la bursitis y no se observan cambios de coloración. La causa más habitual de linfoma de la bolsa es la leucosis aviar, que puede afectar también al bazo y al hígado, entre otros órganos.

Aparato genitourinario

Se incluyen en este apartado las lesiones que afectan al sistema urinario y al aparato reproductor.

Sistema urinario

El sistema urinario está formado por los riñones y los uréteres que desembocan en la cloaca. Como ya se ha comentado en el Capítulo 1, los riñones deben evaluarse in situ en la cavidad celómica. Para esta evaluación se debe tener en cuenta el **tamaño y coloración** de los riñones, la **presencia de depósitos** en la superficie o parénquima renales, así como la **retención de uratos**.

Cabe recordar que, en algunos casos, el aumento de tamaño y la palidez renal pueden no estar asociados a la presencia de lesiones histológicas. Además, la autólisis en el caso de los riñones puede dar lugar a cambios de coloración que pueden inducir a error (fig. 100).

En general, se puede decir que los cambios observados en los riñones no son muchos y que, a su vez, diferentes patologías coinciden en una misma imagen macroscópica. A continuación se resumen las principales alteraciones renales:

- **Agenesia renal:** se trata de una malformación congénita caracterizada por la ausencia de uno de los dos riñones (fig. 101). Por lo general, se considera un hallazgo de necropsia sin mayor repercusión clínica.
- **Nefritis:** se trata de la inflamación del riñón. Puede ser primaria, por infecciones víricas, que son las causas más comunes (virus de la bronquitis infecciosa, virus de la influenza aviar y virus de Newcastle, entre otros agentes), o bacterianas (erisipelas, *Streptococcus* spp. o *Pasteurella*). En fases iniciales puede observarse palidez renal (fig. 102) y nefromegalia y posteriormente puede llegar a producirse acumulación de uratos en los riñones (fig. 103). En los casos de daño tubular renal desencadenado por procesos de deshidratación, ya sea por privación de agua o por infecciones que cursan con estados febriles, el aspecto macroscópico de los riñones es prácticamente el mismo (figs. 104 y 105). Un tipo específico de nefritis son las nefritis granulomatosas, que se caracterizan por la presencia de granulomas en el parénquima renal. Macroscópicamente no pueden diferenciarse de tumores, pero histológicamente se pueden apreciar formas fúngicas en el interior de los granulomas. En su mayoría son infecciones fúngicas respiratorias, que se extienden a los riñones por contacto a través de los sacos aéreos (fig. 106).

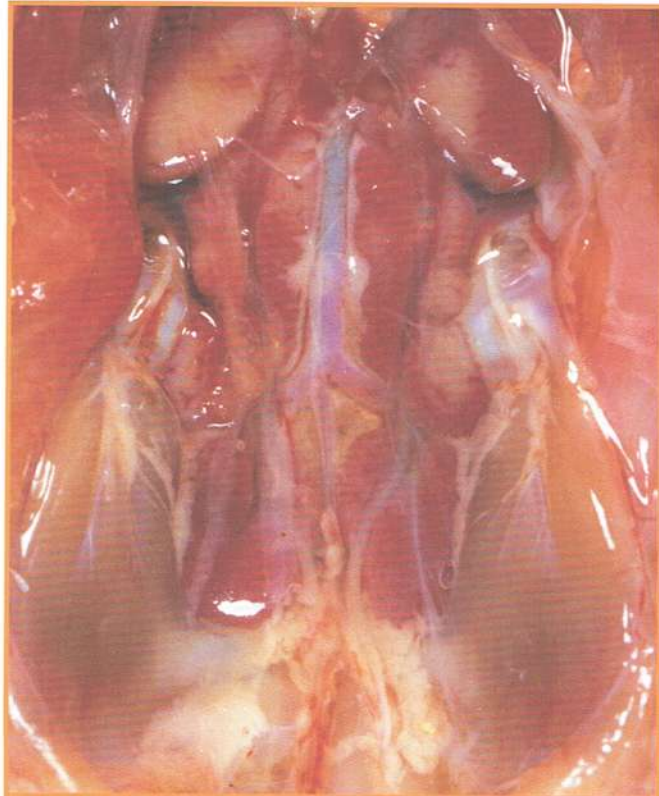


Fig. 100 | Múltiples áreas de palidez renal en un ave en avanzado estado de autólisis.

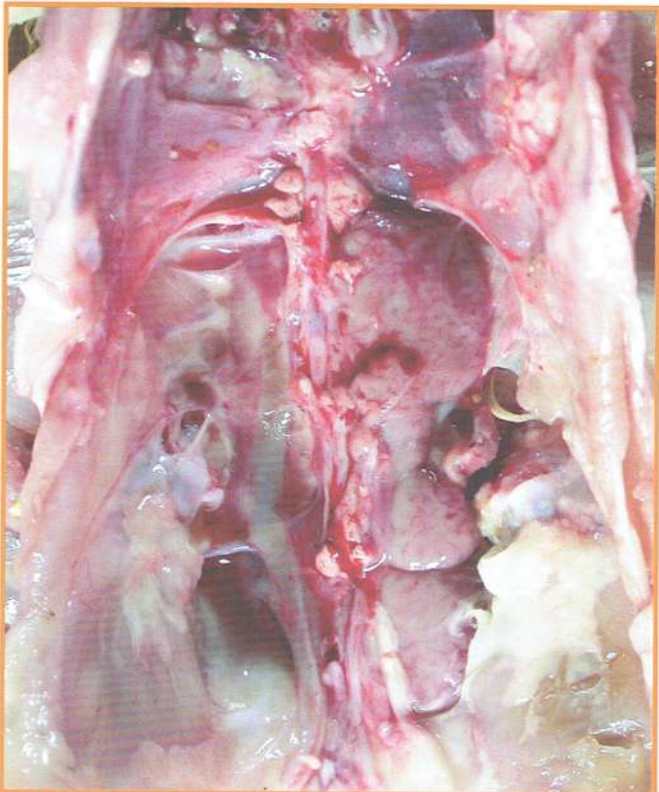


Fig. 101 | Agenesia renal. Se aprecia la ausencia del riñón derecho.

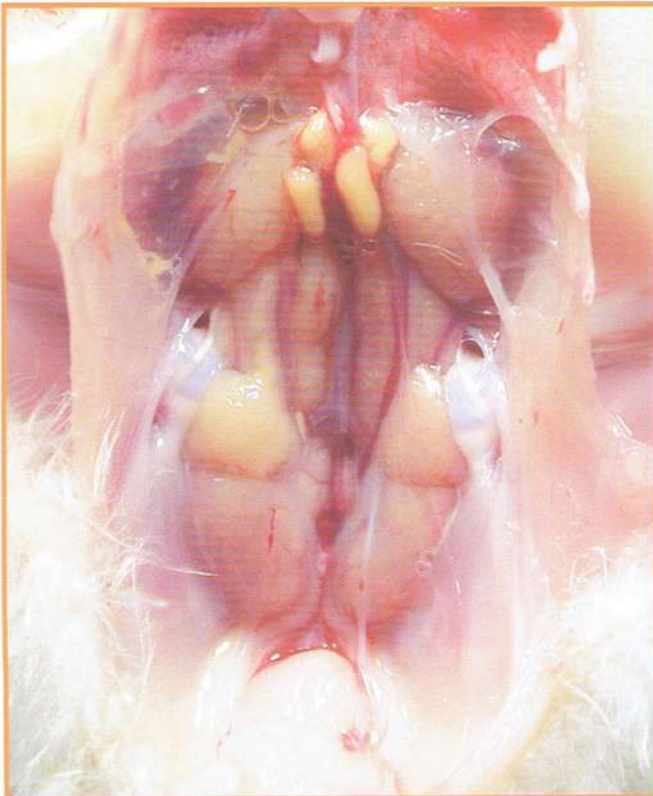


Fig. 102 Nefritis caracterizada por palidez renal en un ave infectada con el virus de la bronquitis infecciosa aviar.

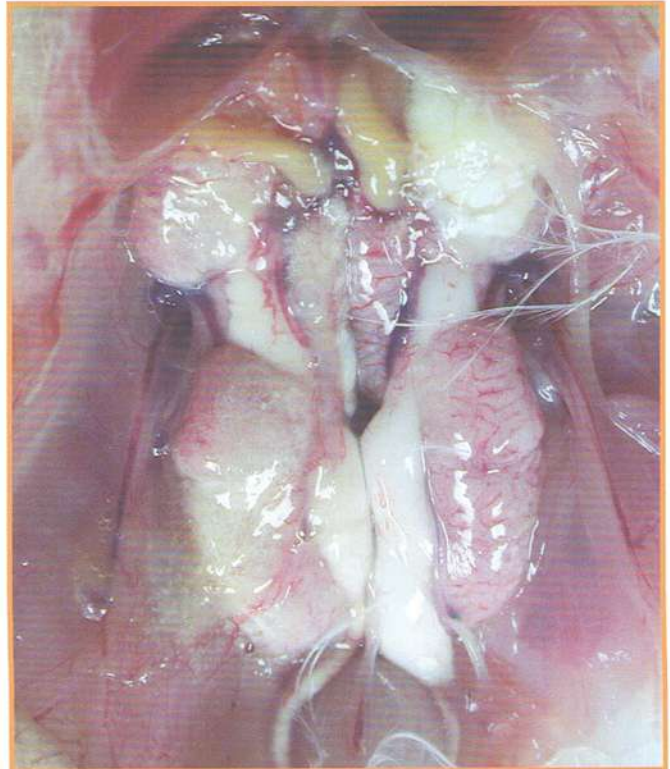


Fig. 103 Nefritis con aumento del tamaño de los riñones y acumulación de uratos en los riñones y en los uréteres en un ave infectada con el virus de la bronquitis infecciosa aviar.

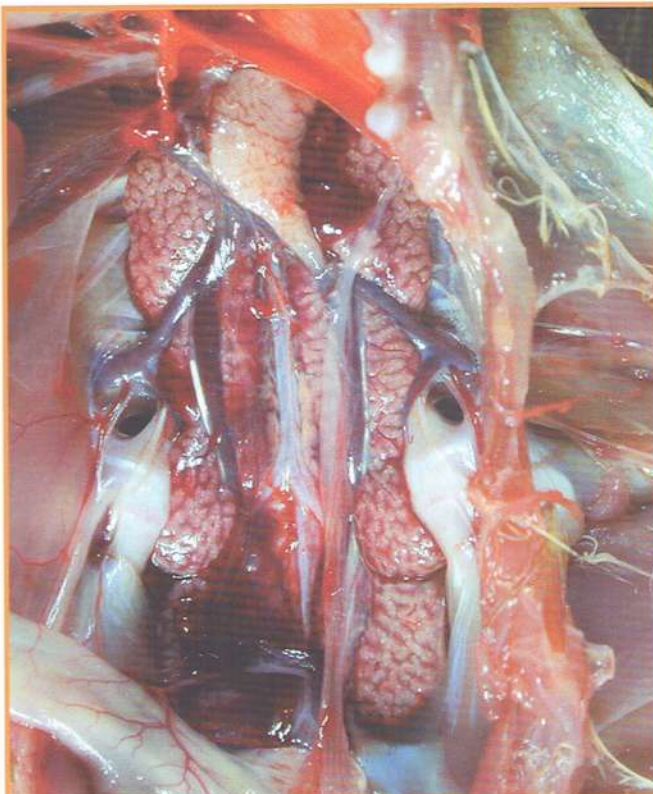


Fig. 104 Nefritis con palidez renal y acumulación de uratos en los riñones en un ave con deshidratación.

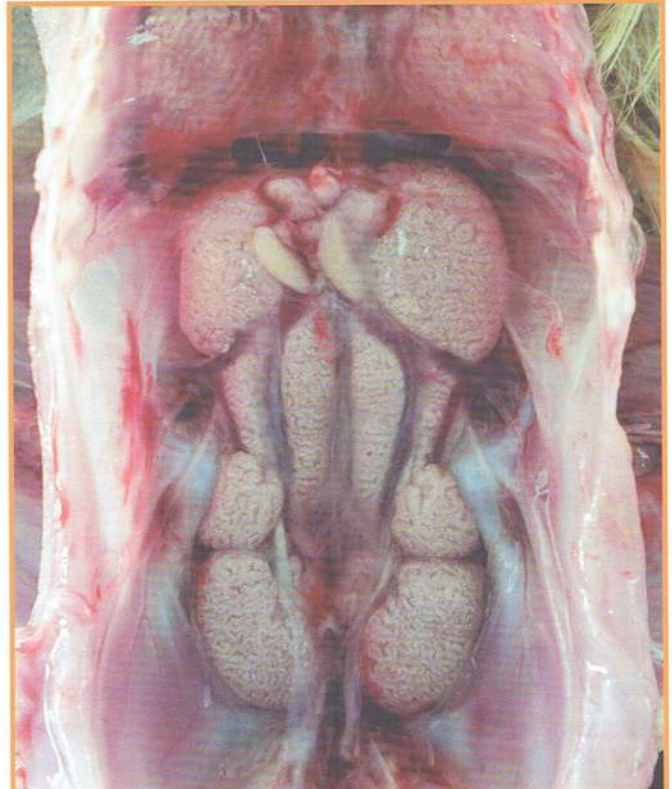


Fig. 105 Nefritis con palidez renal y acumulación de uratos en un pollo en fase aguda de la enfermedad de Gumboro.

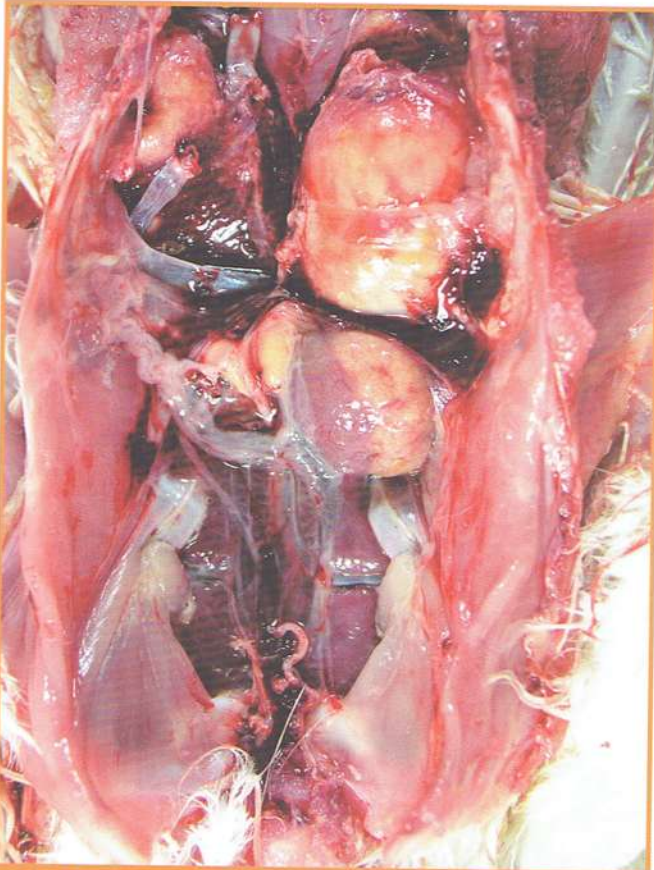


Fig. 106 | Nefritis y neumonía granulomatosa fúngica.

- **Tumores renales:** la neoplasia primaria más común es el nefroblastoma. También pueden observarse linfomas causados por infecciones víricas (virus de Marek, virus de la leucosis linfoide y mieloides, virus de la reticuloendoteliosis) (fig. 107).

Aparato reproductor

La evaluación del aparato reproductor, así como la observación de lesiones en este sistema, se realiza mayoritariamente en aves de puesta o aves reproductoras a partir de las 18-20 semanas de vida aproximadamente, momento en que este aparato se desarrolla para alcanzar su madurez. Durante estas semanas se pueden observar diferentes estadios de madurez del sistema reproductor (fig. 108). El examen del sistema reproductor de las hembras deberá incluir el **número y aspecto de los óvulos**, el **tamaño y aspecto de la mucosa** del oviducto, así como la **presencia de exudados** en la luz del oviducto.



Fig. 107 | Linfoma renal en un ave infectada con virus de la leucosis linfoide.



Fig. 108 | Ovario y oviductos de una gallina de 20 semanas de vida aproximadamente, aún en fase de desarrollo previa a la madurez sexual.

El aparato reproductor masculino es más sencillo en cuanto a su evaluación y también en la presencia de alteraciones, ya que se examina esencialmente el **tamaño y coloración de los testículos**.



Fig. 109 | Regresión ovárica. El ovario que se muestra prácticamente no tiene ningún folículo grande amarillo próximo a la ovulación, y por el contrario si tiene algún folículo atrésico.

Las principales alteraciones que pueden observarse en el aparato reproductor femenino son:

- **Regresión ovárica:** cuando la gallina llega al final del ciclo o fase de puesta, o bien asociado a distintos factores como cambios nutricionales, patologías infecciosas, tóxicos, manipulaciones hormonales o factores ambientales, se puede producir un cese de la ovulación. A este proceso se le denomina regresión o atrofia ovárica (fig. 109). En el ovario afectado no se desarrollarán nuevos folículos y los presentes sufrirán atresia folicular. La **atresia folicular ovárica** es aquel proceso por el cual un óvulo que no llega a ovular desaparece y se reabsorbe. Estos folículos pierden la forma y rigidez de los folículos en desarrollo, la yema que contienen se vuelve acuosa y menos densa y, finalmente, acaban siendo reabsorbidos por el flujo sanguíneo (fig. 110). Este proceso ocurre de forma fisiológica, ya que no todos los óvulos en desarrollo llegarán a la ovulación, y también dentro de procesos patológicos que induzcan regresión ovárica.

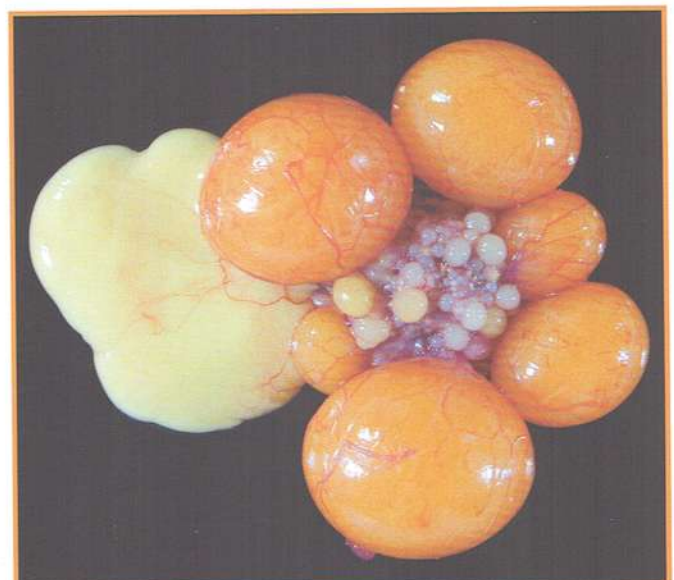


Fig. 110 | Ovario funcional de una gallina de 35 semanas. Se puede apreciar la presencia de 6 folículos grandes amarillos y de un folículo atrésico. Este pierde la turgencia y muestra una coloración más pálida.

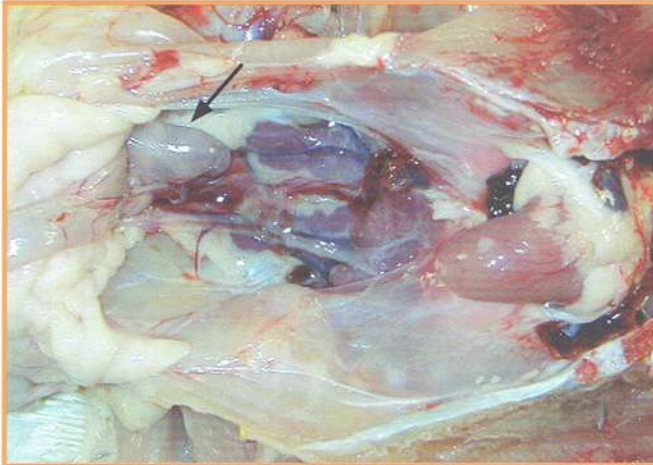


Fig. 111 | Oviducto derecho persistente en un ave (flecha). Se aprecia la presencia de un quiste con líquido transparente en la región derecha a la cloaca.

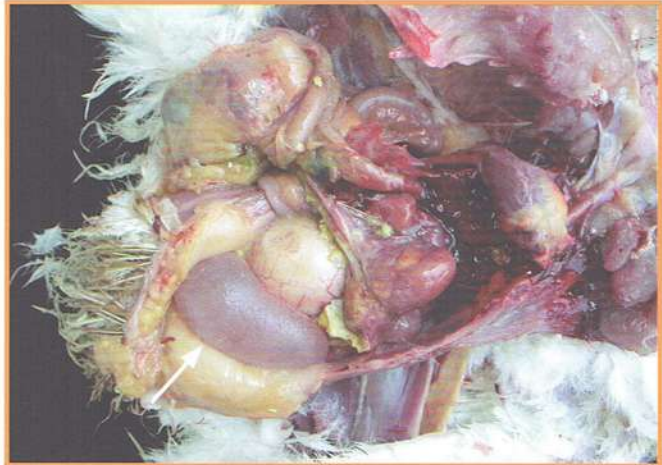


Fig. 112 | Cavity celómica de una gallina de 40 semanas de vida con el oviducto derecho persistente (flecha). En la imagen se observa la presencia de un divertículo lleno de líquido en la región caudal.



Fig. 113 | Oviducto derecho persistente y oviducto izquierdo funcional.



Fig. 114 | Oviducto hipoplásico con una oclusión en la región caudal.

- **Oviducto derecho persistente:** en algunos casos el ovario y oviducto derechos pueden no desaparecer y acumular líquido transparente formando un quiste en el lado derecho de la cloaca. Este oviducto derecho persistente o quístico puede observarse en aves que aún no han alcanzado la madurez sexual (fig. 111), así como en aves adultas (figs. 112 y 113).
- **Hipoplasia del oviducto:** se trata de una anomalía en el desarrollo del oviducto caracterizada por un desarrollo incompleto del mismo. Macroscópicamente, se observa un oviducto de menor longitud y en algunos casos con oclusión de la luz en su parte final (figs. 114 y 115). Puede deberse a causas genéticas o bien a infecciones tempranas de las aves, antes de alcanzar su madurez sexual (p. ej.: virus de la bronquitis infecciosa).

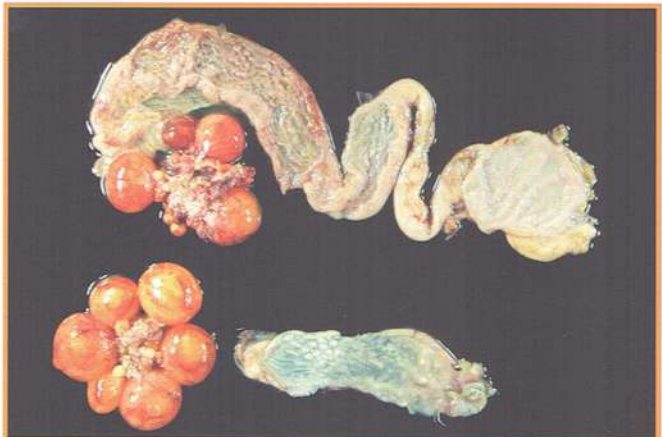


Fig. 115 | Hipoplasia del oviducto. En la parte superior de la imagen se observa un oviducto normal, mientras que en la parte inferior se observa un oviducto de menor longitud en el que no se distinguen las diferentes regiones del oviducto.



Fig. 116 | Oviducto quístico de una gallina. Se observa la acumulación de líquido transparente en la luz del oviducto, formando quistes en la región craneal del infundíbulo.

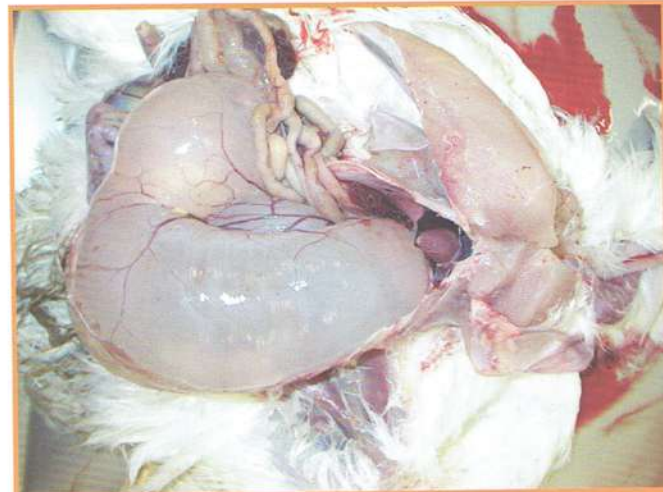


Fig. 117 | Oviducto quístico que ocupa gran parte de la cavidad celómica de la gallina.

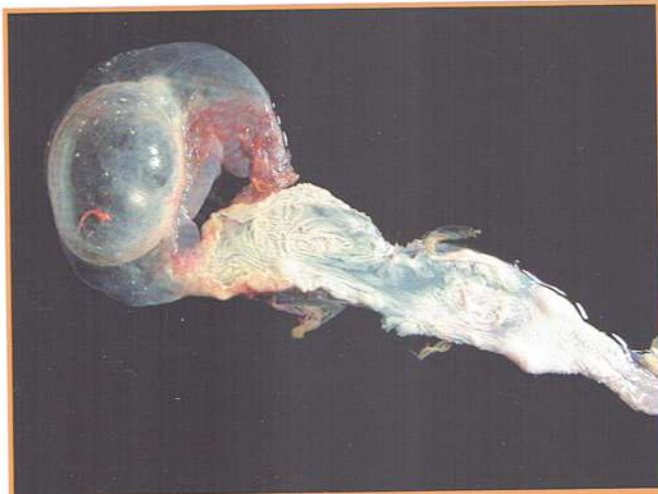


Fig. 118 | Oviducto quístico con zonas donde la pared del oviducto es mucho más fina de lo normal y prácticamente no presenta pliegues.

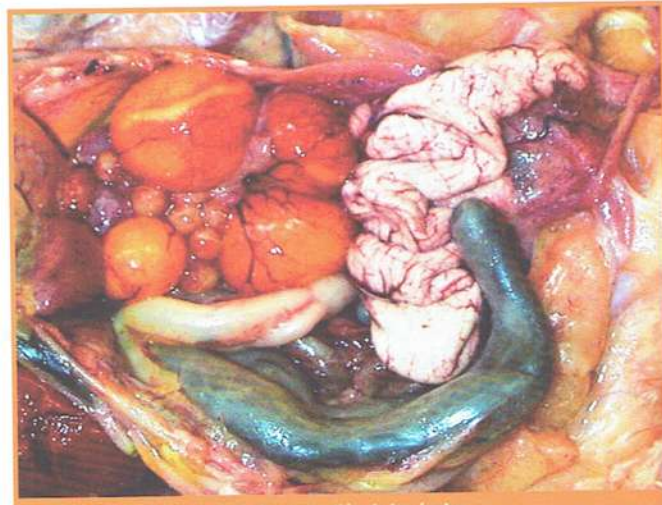


Fig. 119 | Ooforitis con marcada congestión de los óvulos.

- **Oviducto hidrópico o quístico:** en algunos casos, además de observarse un desarrollo incompleto del oviducto, éste acumula líquido en su interior dando lugar a quistes (fig. 116). Si se acumula líquido en gran cantidad, al abrir la cavidad celómica ya se puede observar la presencia de quistes con líquido transparente ocupando parte de esta cavidad (fig. 117). Al abrir los oviductos afectados también se puede apreciar que la mucosa está alterada (fig. 118). Se asocia a las mismas causas que la hipoplasia del oviducto.
- **Ooforitis (ovaritis):** se trata de la inflamación del ovario generalmente asociada a infecciones bacterianas (p. ej.: *Sal-*

monella, *E. coli*). El ovario afectado muestra congestión, y los folículos afectados pierden su forma y suelen presentar un aspecto hemorrágico (fig. 119).

- **Salpingitis:** cuando la inflamación afecta al oviducto recibe el nombre de salpingitis, y es una de las causas principales de caídas de puesta y pérdidas de la calidad del huevo. Puede estar causada por infecciones bacterianas o víricas. Generalmente, las salpingitis por infecciones bacterianas son más exudativas, de modo que en la luz del oviducto se puede observar la presencia de masas de fibrina (fig. 120) y en algunos casos restos de yema o de huevo (fig. 121). Por el contrario



Fig. 120 | Salpingitis fibrinosa con presencia de material caseoso que toma la forma tubular del oviducto.

en las salpingitis de origen vírico puede observarse edema y congestión de la mucosa del oviducto, y en algunos casos exudado turbio o gelatinoso, pero en ningún caso grandes cúmulos de fibrina. En función del virus que infecte a las aves, se afectará una región u otra del oviducto y, por lo tanto, se alterará una parte u otra del huevo en formación. Así, por ejemplo, las cepas del virus de la bronquitis infecciosa que son capaces de replicarse en el oviducto lo hacen en el magno, región donde se forma la albúmina. Por lo tanto, los huevos se formarán con la albúmina alterada e irregular, y al depositarse después la cáscara lo hará de forma irregular produciendo



Fig. 121 | Salpingitis fibrinosa con presencia de restos de un huevo en formación, exudado turbio blanquecino y material caseoso en la luz del istmo y útero.



Fig. 122 | Huevos en fárfara. Huevos en los que la deposición de la cáscara no se ha producido correctamente y por lo tanto presentan una cáscara mucho más fina.

huevos rugosos. En cambio, los adenovirus de la caída de la puesta se replican en el útero, alterando la deposición de la cáscara y dando lugar a huevos en fárfara (fig. 122).

- Peritonitis por ovulación o puesta intrabdominal:** se trata de la inflamación de la cavidad celómica provocada por la caída de los folículos ovulados en ella en lugar del oviducto. Macroscópicamente, se observa la presencia de exudado fibrinoso en las serosas de la cavidad celómica junto con la presencia de restos de yema o huevo (fig. 123). Puede deberse a diversas causas como, por ejemplo, malformaciones del oviducto (oviductos hipoplásicos con la entrada ocluida) o movilidad del oviducto. También se ha descrito la presencia de huevos en la cavidad celómica a la cual llegan desde el oviducto a través de movimientos retroperistálticos. Al igual que en la ovulación intrabdominal pueden acabar causando una peritonitis.
- Tumores:** se pueden observar diferentes tipos de tumores en el aparato reproductor femenino. Los linfomas de origen vírico (virus de Marek, virus de la leucosis linfoide y mieloide, virus de la reticuloendoteliosis) afectan, generalmente, sólo al ovario. Además, podemos encontrar tumores de las gónadas (células de la granulosa), tumores de las células germinales (seminomas en machos y disgerminomas en hembras), tumores de las células epiteliales (adenomas y adenocarcinomas) y tumores del mesénquima (leiomioma). Los leiomiomas son la neoplasia más frecuente en el tracto reproductor

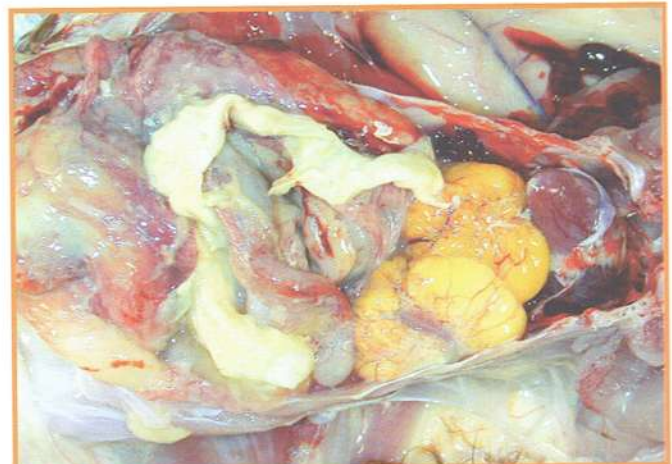


Fig. 123 | Peritonitis en la que se observa gran cantidad de exudado fibrinoso en la cavidad celómica y sobre las serosas de los órganos de la cavidad celómica y restos de yema.

de la gallina, junto con los adenomas y adenocarcinomas, fáciles de observar en gallinas viejas.

- Orquitis:** se trata de la inflamación de los testículos generalmente acompañada de la inflamación del epidídimo (epidídimo-orquitis). Se asocia generalmente a infecciones de origen bacteriano (*E. coli*, *Pasteurella*, *Salmonella*), y los testículos aparecen aumentados de tamaño, irregulares, con la vascularización marcada y con áreas de decoloración.

Aparato locomotor

Se incluyen en este apartado las lesiones que afectan a los huesos, a los músculos y a las articulaciones. Un aspecto importante por comentar en primer lugar es que la sintomatología clínica asociada a una lesión del aparato locomotor en aves es, en ocasiones, similar a la que se puede observar en animales afectados por algún proceso del sistema nervioso central o periférico (fig. 124). Por lo tanto, en estos casos clínicos, es muy recomendable evaluar conjuntamente, tanto macroscópicamente como microscópicamente, todos los órganos que pueden estar involucrados (músculos, huesos, articulaciones, sistema nervioso central y periférico) para poder llegar a determinar el origen de la sintomatología.

Hueso

Como ya hemos comentado, en toda necropsia sería conveniente inspeccionar el estado de los huesos. Es recomendable realizar una evaluación externa, sobre todo de los huesos de las patas, para detectar posibles deformaciones y también determinar el grado de calcificación del hueso. Normalmente el **grado de calcificación** se evalúa extrayendo el fémur o el tibiotarso y ejerciendo presión para intentar romperlo por la mitad. Si el hueso se dobla, pero no se llega a romper, es muy indicativo de que puede existir un problema de calcificación. En este caso, sería necesario tomar muestras de la metáfisis o cartílago de crecimiento para su evaluación microscópica. Alguno de los principales procesos patológicos que afectan al hueso son:

- **Espondilolistesis:** se trata de un defecto en el desarrollo de la sexta vértebra torácica, que presenta una rotación del cuerpo vertebral, ocasionando presión sobre la médula espinal y parálisis de las patas. Las aves afectadas se disponen en posición "sentada" sobre sus propias patas (fig. 125). En la necropsia se observa un engrosamiento de la región ventral de la columna vertebral a nivel de la vértebra afectada (fig. 126).
- **Deformaciones óseas de las extremidades:** hay múltiples procesos que cursan con cojera y alteraciones macroscópicas de los huesos de las extremidades, como reducción en la longitud de los huesos (p. ej.: perosis o condrodistrofia), rotación de las diáfisis (p. ej.: rotación de tibia) o de las epífisis de los huesos (p. ej.: deformación varo-valgo). En general, son procesos poco frecuentes y de etiología poco definida, en los cuales probablemente intervienen factores nutricionales (deficiencias de vitaminas o minerales), metabólicos o incluso genéticos (figs. 127 y 128).



Fig. 124 Ave postrada y con parálisis de las patas. Se trata de un animal con una miopatía tóxica por exceso de monensina en el pienso, pero esta sintomatología podría observarse en otros procesos que afectan al sistema nervioso o incluso a los huesos.



Fig. 125 Ave afectada por espondilolistesis y que se encuentra "sentada" sobre sus propias patas.

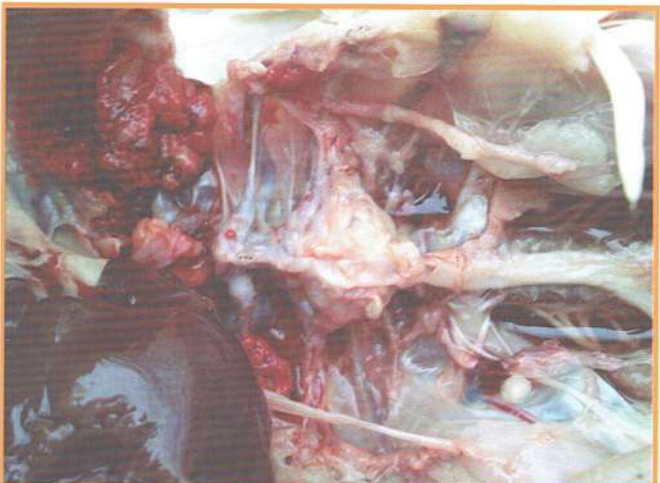


Fig. 126 Espondilolistesis. Vista de la parte ventral de la columna vertebral en la que se observa un engrosamiento focal en la región ventral de la columna vertebral a nivel de la sexta vértebra torácica.



Fig. 127 | Deformación varo-valgo y rotación de la epifisis distal del tibiotarso derecho.



Fig. 128 | Deformación varo-valgo en los tibiotarsos con rotación de la epifisis distal del tibiotarso derecho.

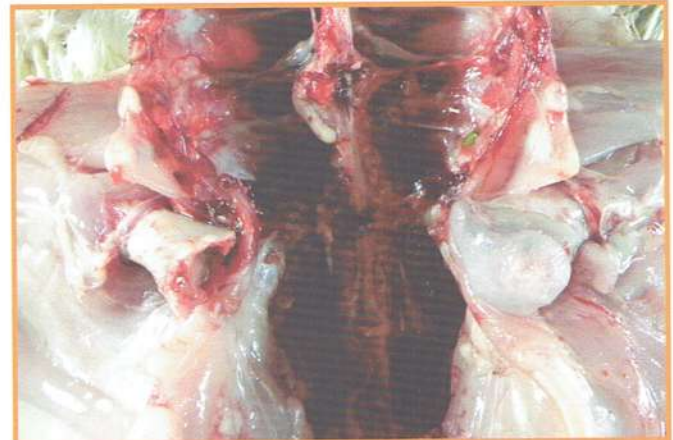


Fig. 129 | Cabezas de fémur. El fémur de la izquierda presenta necrosis y osteomielitis con marcada pérdida de tejido óseo, mientras que el de la derecha únicamente presenta pérdida del cartilago articular, posiblemente artefactual.

- Necrosis de la cabeza del fémur:** se trata de una lesión relativamente frecuente, pero cuyo diagnóstico clínico requiere de una evaluación cuidadosa del hueso afectado. Existen alteraciones, como la separación del cartilago articular de la cabeza del fémur provocada por la fuerza de tracción realizada durante la necropsia al desarticular la articulación coxofemoral, que no deben considerarse una lesión como tal (fig. 129). Por ello, es recomendable evaluar la cabeza del fémur en varios animales de un lote y tener en cuenta los signos clínicos observados. La principal lesión que se observa es la ruptura de la cabeza del fémur que, en ocasiones, puede ir acompañada de una pérdida importante de tejido óseo (figs. 129 y 130). En aves, esta lesión puede asociarse a infecciones bacterianas, normalmente sistémicas.

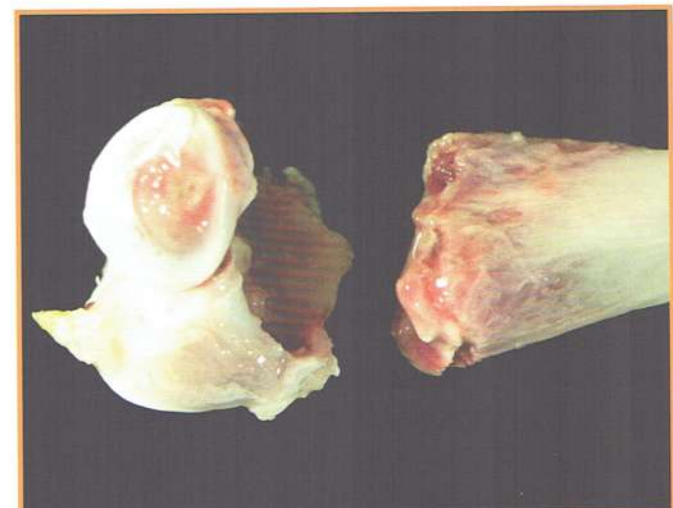


Fig. 130 | Rotura (epifisiolisis) de la cabeza del fémur.



Fig. 131 | Raquitismo con deformación de la quilla y atrofia de la musculatura pectoral en una ponedora.



Fig. 132 | Miopatía nutricional caracterizada por la presencia de bandas de coloración más pálida en la musculatura pectoral.

- **Raquitismo:** los déficits de calcio, fósforo o vitamina D pueden causar alteración del hueso. Suele observarse en pollitos o en gallinas ponedoras y cursa con debilidad general y postración. En la necropsia se detecta disminución de la consistencia ósea, que permite doblar los huesos o el pico sin llegar a romperlos. En casos graves puede llegar a verse deformación de la quilla (fig. 131) y el rosario raquítico (engrosamiento de las uniones costocondrales).
- **Discondroplasia tibial:** este proceso cursa con la presencia de una masa anormal de cartílago de color blanquecino en la epífisis proximal de la tibia y es causa de cojeras, sobre todo en pollo broiler, pavo y pato.

Músculo

El examen de la musculatura del animal se centra principalmente en la evaluación del **volumen** y la **coloración** del músculo. Aún así, hay pocos procesos patológicos que cursen con lesiones visibles macroscópicamente en el músculo. Los principales procesos patológicos que afectan a este tejido son:

- **Atrofia muscular:** es una disminución del volumen normal de un músculo y se examina básicamente en los músculos

pectorales. Se asocia a cualquier proceso crónico que conlleve anorexia y pérdida progresiva de peso del animal. Cabe remarcar que cuando se evalúa el volumen muscular de un animal, debe tenerse en cuenta la edad y la estirpe.

- **Miopatía nutricional o tóxica:** se trata de dos procesos que, a pesar de tener una etiología muy distinta, cursan con una lesión macroscópica y microscópica similar. Macroscópicamente se observan bandas de coloración más pálida, incluso amarillenta, en la musculatura (fig. 132), que se corresponden con áreas de necrosis segmental de las fibras musculares (fig. 133). Cabe destacar que no siempre se observan lesiones macroscópicas en los animales afectados, aunque sí existan lesiones microscópicas. Por ello, ante la sospecha de uno de estos dos procesos, se recomienda tomar muestras de músculo para su análisis histológico. La principal etiología de la miopatía nutricional es la deficiencia de agentes antioxidantes (vitamina E y selenio), mientras que la miopatía tóxica suele estar causada por un exceso de antibióticos ionóforos en el pienso.
- **Enfermedad del músculo verde:** se trata de una coloración verdosa del músculo pectoral profundo, debido a una necrosis isquémica (fig. 134). Se observa en estirpes pesadas, principalmente broiler y pavo.

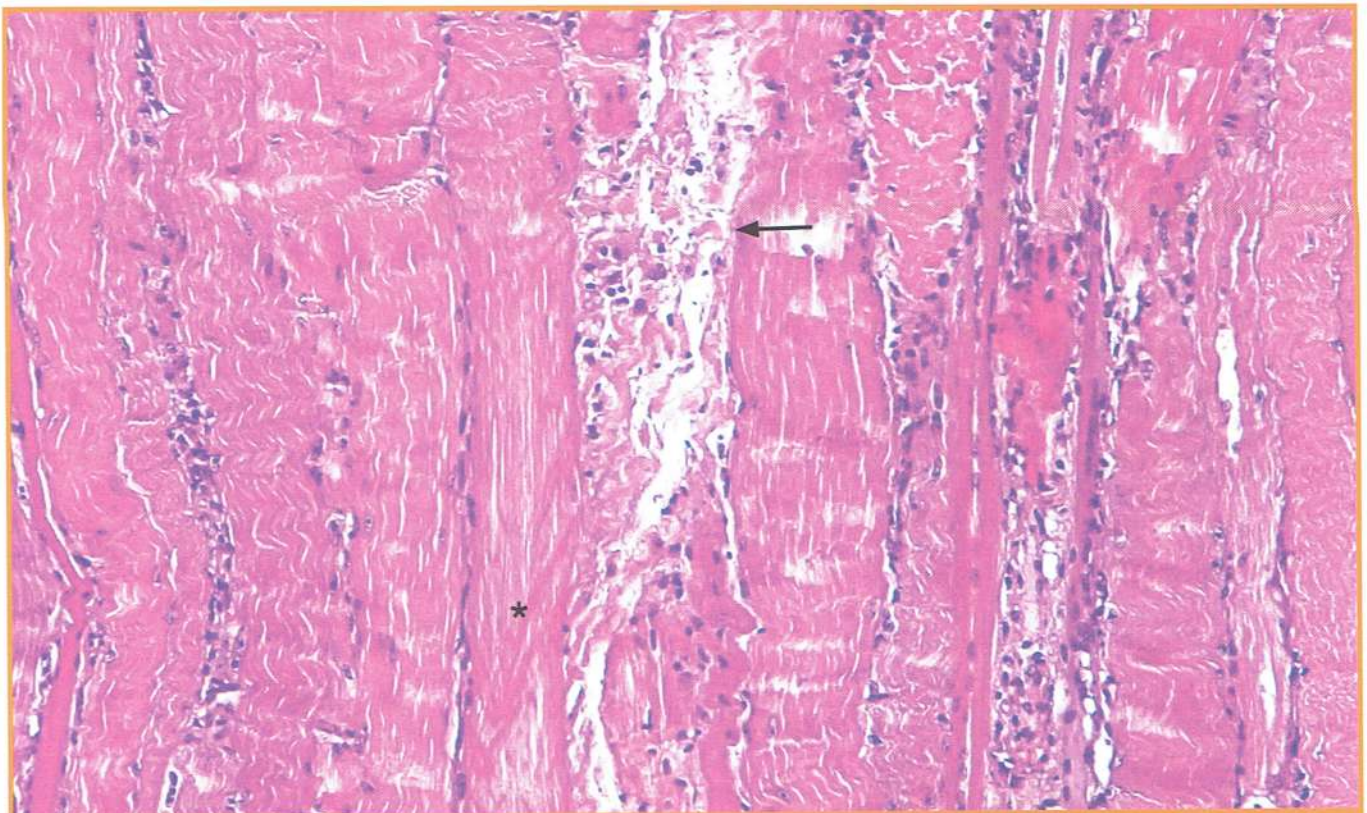


Fig. 133 Imagen microscópica de la musculatura de un animal afectado por una miopatía tóxica, en la que se observa hialinización y fragmentación de las fibras musculares (flecha). El asterisco muestra una fibra muscular no afectada.



Fig. 134 Enfermedad del músculo verde.



Fig. 135 Necrosis muscular en el punto de inyección con acumulación delimitada de material amarillento de consistencia semisólida.

- **Necrosis muscular en el punto de inyección:** la inyección de antibióticos o de vacunas con adyuvantes puede causar necrosis e inflamación de tipo granulomatoso en el punto de inyección, que se observa macroscópicamente como un cúmulo delimitado de material blanquecino o amarillento de consistencia semisólida (fig. 135), o bien como un área más o menos extensa de decoloración muscular (fig. 136).
- **Hemorragias musculares:** se trata de una lesión muy poco específica pero que se puede observar asociada a traumatismos o bien en algunas infecciones, como en la enfermedad de Gumboro (fig. 137).



Fig. 136 | Necrosis muscular en el punto de inyección. Área extensa de decoloración muscular.



Fig. 137 | Hemorragias en la musculatura del muslo en un ave afectada por la enfermedad de Gumboro.

Articulaciones y tendones

El proceso más relevante que puede observarse en las articulaciones y en los tendones es la inflamación o artritis. Ésta suele cursar con tumefacción de la articulación afectada que se ve ya externamente (fig. 138) y, a la sección, se observa la presencia de exudado, generalmente purulento, en la cavidad articular. También se pueden observar erosiones en la superficie del cartílago articular y, cuando el proceso es crónico, engrosamiento de la parte interna de la cápsula articular. Los principales procesos articulares son:

- **Artritis fibrinopurulenta:** se caracteriza por la presencia de abundante exudado fibrinopurulento en la cavidad articular (fig. 139). Suele asociarse a procesos bacterianos septicémicos (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella* spp., etc.) o bien a infecciones por *Mycoplasma synoviae*.
- **Tenosinovitis:** consiste en una inflamación extensa, con edema y hemorragias localizadas en la región del tendón gastrocnemio, por encima de la articulación tarsometatarsal (fig. 140), y que puede afectar a los tendones flexores y extensores digitales. Puede llegar a producir la rotura de los tendones afectados (fig. 141). En el corte transversal de los tendones se aprecia que la lesión se localiza básicamente



Fig. 138 | Tumefacción articular unilateral de la articulación tibiometatarsal en un animal afectado por artritis.

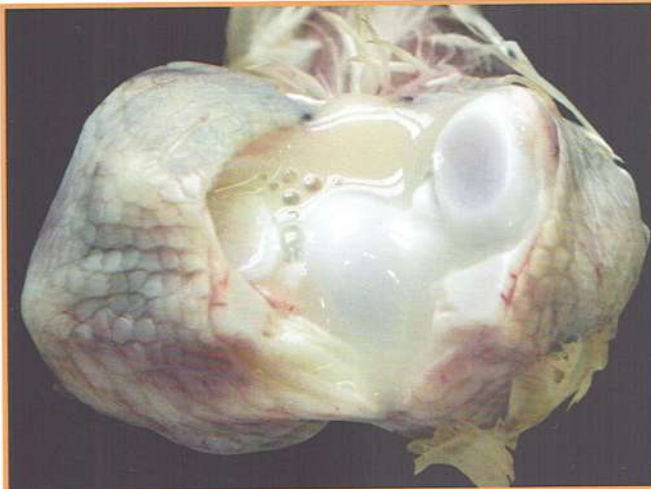


Fig. 139 | Artritis purulenta por *S. aureus*. La cavidad articular presenta abundante exudado purulento.

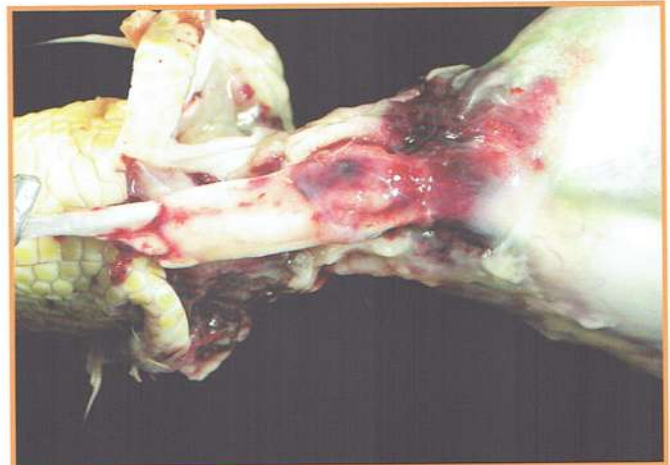


Fig. 140 | Tenosinovitis vírica caracterizada por edema y hemorragias intensas en la vaina tendinosa del tendón gastrocnemio, por encima de la articulación tarsometatarsal.



Fig. 141 | Rotura del tendón gastrocnemio en un caso de tenosinovitis vírica.



Fig. 142 | Artropatía amiloide con acumulación de material anaranjado (amiloide) en la cara interna de la cápsula articular y erosiones del cartilago articular.

a nivel de la vaina tendinosa. En casos crónicos, puede llegar a observarse fibrosis del tendón. En general, la lesión del tendón no se asocia a alteraciones evidentes en la cavidad articular. Se trata de un proceso causado por una infección por reovirus aviar.

- **Artropatía amiloide:** se caracteriza por un marcado engrosamiento de la parte interna de la cápsula articular con cúmulos de color anaranjado que corresponden a material amiloide (fig. 142). El amiloide está compuesto por proteínas séricas que, en el curso de una infección crónica, se deposi-

tan en diferentes órganos, entre ellos las articulaciones. Esta lesión se ha asociado a infecciones bacterianas crónicas, la más frecuente por *Enterococcus faecalis*, aunque también puede estar causada por otros agentes bacterianos como *Salmonella* spp., *Mycoplasma* spp., etc. Es un proceso patológico que se observa con mayor frecuencia en ponedoras.

- **Gota articular:** se trata del depósito de cristales de ácido úrico, que macroscópicamente se identifican como material granular blanquecino, en la articulación. Se asocia generalmente a una alteración de la funcionalidad renal.

Sistema nervioso

Se incluyen en este apartado las lesiones que afectan al sistema nervioso. La evaluación del sistema nervioso debe incluir el examen de los nervios periféricos, como el nervio ciático, y del sistema nervioso central, que incluye el encéfalo y la médula espinal. A diferencia de otros sistemas o aparatos, las alteraciones del sistema nervioso suelen inducir signos clínicos bastante indicativos como incoordinación, pedaleo, parálisis u opistótonos (fig. 143). A pesar de ello, es necesario recordar que en los momentos previos a la muerte o bien en casos de patologías que afectan al sistema musculoesquelético los animales pueden mostrar signos clínicos similares.

En la mayoría de casos, pese a observar un cuadro clínico nervioso evidente, la evaluación macroscópica tanto de los nervios periféricos como del sistema nervioso central suele ser improductiva, ya que difícilmente se observan lesiones macroscópicas claras. Aun así, si se sospecha de alteraciones en el sistema nervioso, es necesario realizar un estudio histopatológico que probablemente nos mostrará la presencia de lesiones histológicas en estos tejidos. Por esta razón, la mayoría de imágenes incluidas en este capítulo muestran las lesiones histológicas observadas en cada caso.

Sistema nervioso central

Las principales lesiones que podemos encontrar en el sistema nervioso central se detallan a continuación:

- **Hemorragias:** las hemorragias cerebrales son poco frecuentes y pueden ser primarias a causa de traumatismos craneoencefálicos o secundarias a procesos infecciosos o de necrosis.
- **Encefalomalacia:** se trata de la **necrosis** del tejido nervioso del encéfalo. Esta lesión es de difícil observación macroscópica y únicamente en casos muy graves es posible apreciar áreas blanquecinas y hemorragias en la superficie del encéfalo. Por el contrario, microscópicamente se observan lesiones muy evidentes que consisten en áreas extensas de espongirosis (fig. 144), presencia de trombos en los vasos sanguíneos (fig. 145) y hemorragias. Esta lesión se asocia principalmente a deficiencia de vitamina E y selenio en aves jóvenes o a intoxicación por sal. Cuando la lesión se encuentra ubicada en los lóbulos ópticos se puede asociar a una septicemia por *Enterococcus hirae*. Cuando la necrosis se produce en el tejido nervioso de la médula espinal la lesión recibe el nombre de **mielomalacia**.



Fig. 143 | Animal con incoordinación y pedaleo.

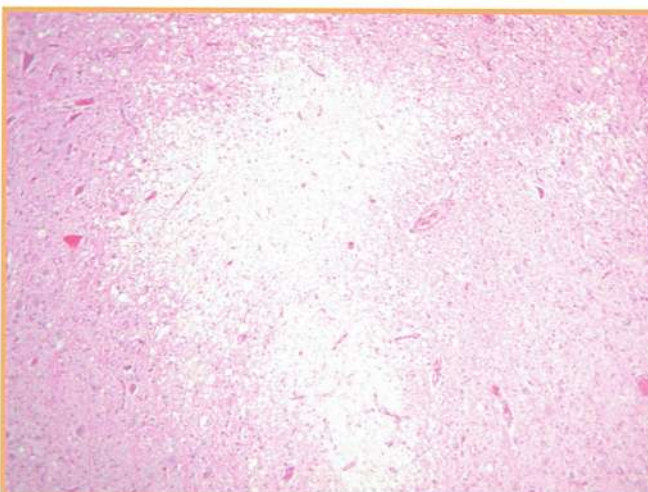


Fig. 144 | Imagen microscópica de un caso de encefalomalacia en la que se observa un área extensa de malacia. Tinción de H-E.

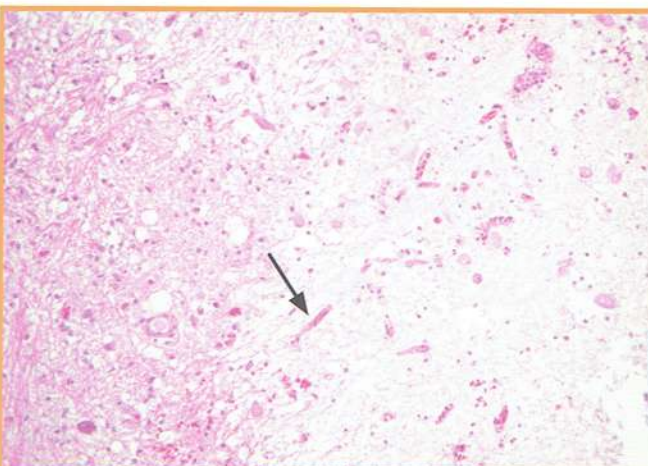


Fig. 145 | Imagen microscópica de un caso de encefalomalacia en la que se observan trombos (flecha) en los vasos localizados en el área de malacia. Tinción de H-E.

- **Inflamación del sistema nervioso:** la nomenclatura de la inflamación en el sistema nervioso depende de las regiones que afecta, así la inflamación puede afectar al encéfalo (encefalitis), a las meninges (meningitis) o a la médula espinal (mielitis). Si la inflamación se observa en más de una región, esta terminología puede combinarse dando lugar a encefalomielitis, meningoencefalitis o meningoencefalomielitis. Además, en función del carácter del infiltrado inflamatorio, estas inflamaciones pueden describirse como no supurativas (infiltrado básicamente de células mononucleares), supurativas (infiltrado heterofílico) o granulomatosas. La inflamación del sistema nervioso en aves se asocia mayoritariamente a causas infecciosas:

- **Virus.** Aunque generalmente no se observan lesiones, algunas infecciones víricas pueden causar cierta congestión del encéfalo (fig. 146). Microscópicamente producen una encefalitis no purulenta con presencia de gliosis, degeneración neuronal y manguitos perivasculars (fig. 147). Los virus que principalmente causan lesiones en el encéfalo son el **virus de la influenza aviar de alta patogenicidad** y los **virus de Newcastle velogénicos neurotrópicos**. En cuadros nerviosos en pollitos menores de 6 semanas debe descartarse el **virus de la encefalomielitis aviar**. Aunque este virus puede infectar a aves adultas, en estos casos la infección suele ser subclínica. Microscópicamente se considera patognomónica la presencia de manguitos perivasculars, cromatolisis neuronal (fig. 148) y microgliosis multifocal en la capa de las células de Purkinje, que recibe el nombre de gliosis en llama. Finalmente, la infección por cepas del **virus de Marek** muy virulentas (wMDV; *very virulent*) o mucho más virulentas (w+MDV; *very virulent plus*) puede inducir un cuadro clínico de parálisis transitoria aguda o síndrome del cuello flácido. Los signos clínicos son muy indicativos, ya que el animal sufre una parálisis flácida del cuello que le impide mantenerlo erguido (fig. 149). Esta parálisis es transitoria, a diferencia de lo que ocurre en casos de botulismo, y las aves se recuperan en 48-72 horas si tienen acceso a agua y pienso. La confirmación diagnóstica de este síndrome se obtiene mediante histopatología del encéfalo donde se observa vasculitis.
- **Bacterias.** La infección bacteriana del encéfalo es poco frecuente y cursa con encefalitis supurativas o granulomatosas. Se origina bien sea en procesos septicémicos en los cuales la bacteria llega también al sistema nervioso central (p. ej.: *Salmonella* spp., *E. coli*, *Staphylococcus* spp.,

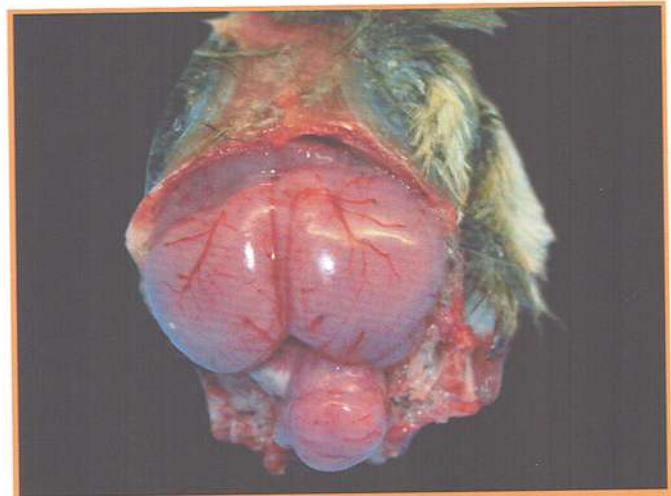


Fig. 146 | Congestión del encéfalo en una perdiz afectada por influenza aviar de alta patogenicidad.

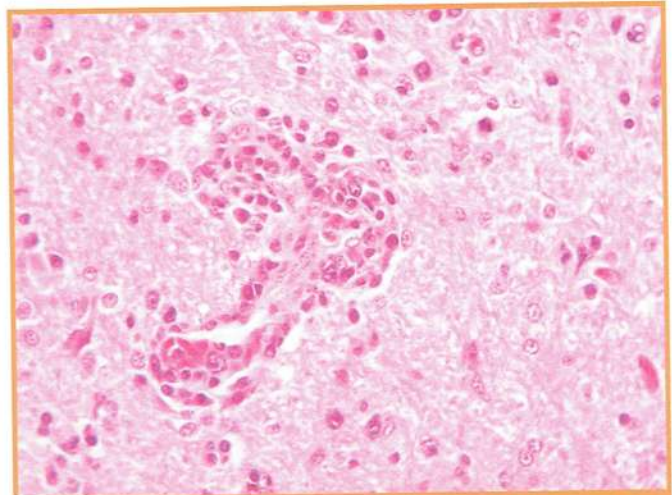


Fig. 147 | Imagen microscópica de un caso de encefalomielitis aviar en la que se observa un manguito perivascular. Tinción de H-E.

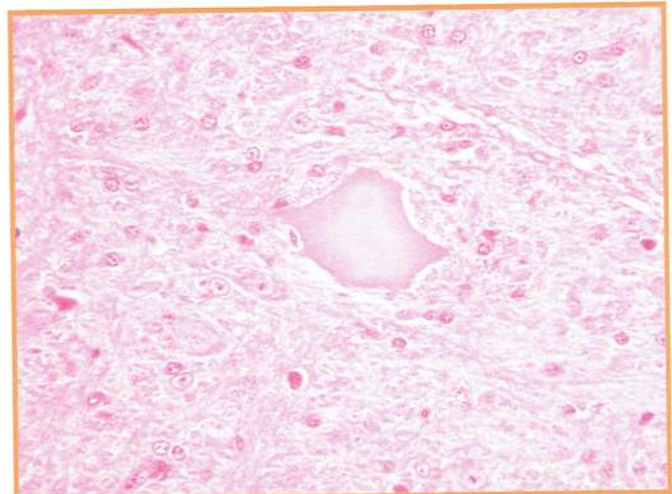


Fig. 148 | Imagen microscópica en un caso de encefalomielitis aviar en la que se observa cromatolisis neuronal central. Tinción de H-E.



Fig. 149 | Ave con parálisis flácida transitoria del cuello por una infección por el virus de Marek.



Fig. 150 | Ave con opistótonos a causa de una otitis y osteomielitis bacteriana.

Streptococcus spp., *Pseudomonas* spp. o *Pasteurella* spp.) o bien en procesos de otitis media/interna en los que la infección se extiende hasta el encéfalo (p. ej.: *Pasteurella* spp., *Ornithobacterium rhinotracheale* o *Staphylococcus hyicus*). En este segundo caso, los animales presentan habitualmente opistótonos o tortícolis (fig. 150) y macroscópicamente se evidencia la presencia de material fibrinoso o caseoso en los huesos alrededor del oído interno y sobre el encéfalo (fig. 151).

- **Hongos.** Al igual que las infecciones bacterianas, las infecciones fúngicas son poco frecuentes y cursan con la formación de granulomas en el encéfalo (encefalitis granulomatosa). Pueden ser secundarias a infecciones pulmonares fúngicas (*Aspergillus* spp.) o bien primarias (*Ochroconis gallopavum*). Las encefalitis granulomatosas también pueden observarse en infecciones por *Mycobacterium avium*.

Sistema nervioso periférico

Aunque se pueden examinar otros nervios, el nervio ciático es el que se evalúa habitualmente. La principal lesión macroscópica que se observa es engrosamiento de los nervios (fig. 152) y pérdida de la estriación debido a la **enfermedad de Marek**.

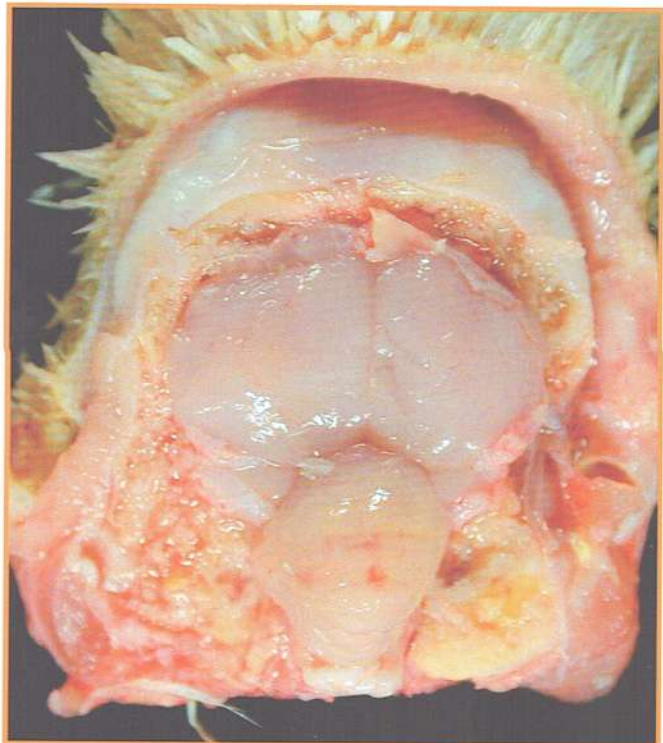


Fig. 151 | Otitis interna, osteomielitis y encefalitis granulomatosa a causa de una infección bacteriana del oído interno que se extiende al cerebelo. La inflamación se aprecia por la presencia de material amarillento (fibrina y material necrótico) en los huesos que rodean el oído interno.



Fig. 152 | Linfoma en nervio ciático derecho en un ave afectada por la enfermedad de Marek.



Fig. 153 | Parálisis unilateral de pata y ala en dos animales afectados por la enfermedad de Marek.

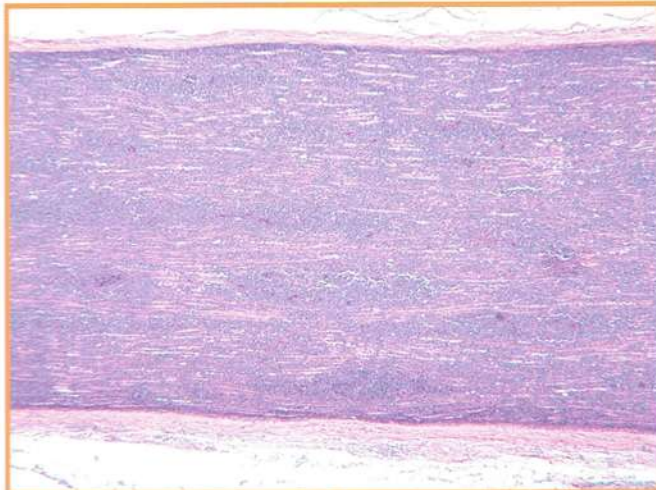


Fig. 154 | Imagen microscópica de un linfoma en nervio ciático por infección con el virus de Marek. Tinción de H-E.

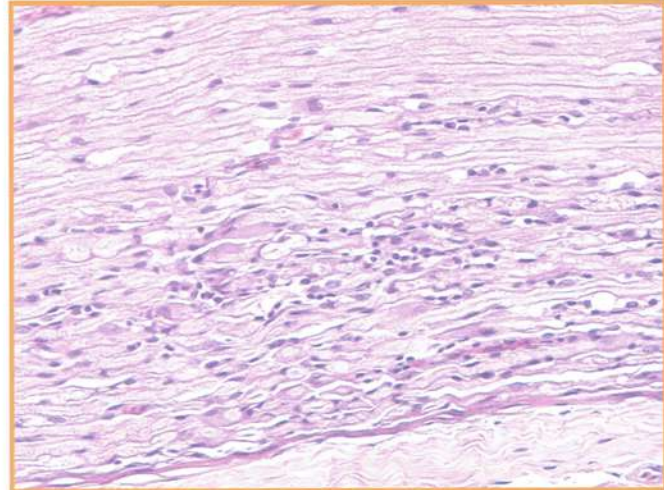


Fig. 155 | Neuritis con infiltrado inflamatorio focal linfoplasmocitario y degeneración walleriana de los axones. Tinción de H-E.

Las aves afectadas presentan parálisis de las patas y cojera (fig. 153) y microscópicamente se caracteriza por causar lesiones neoplásicas, **linfomas**, con infiltrados intensos y difusos de células linfoides tumorales (fig. 154). Cabe recordar que la **enfermedad linfoproliferativa** en pavos, o la **reticuloendoteliosis** en pavos y pollos, ambas causadas por retrovirus, también pueden cursar con linfomas en los nervios periféricos.

A pesar de que macroscópicamente no se observen lesiones en los nervios ciáticos, no es posible descartar la ausencia de lesiones microscópicas. Así, en algunos casos, generalmente en animales que han desarrollado la enfermedad de Marek de forma crónica, también es posible observar edema

y separación de las fibras nerviosas, desmielinización y degeneración walleriana, junto con infiltrado inflamatorio mononuclear (fig. 155). Este tipo de lesión, en ausencia de lesiones tumorales en otros tejidos, también puede ser compatible con el **síndrome de la neuropatía periférica**. Este síndrome se ha descrito en pollitas ligeras de recría de 6 a 11 semanas de vida, y cursa con signos similares a la enfermedad de Marek. Aunque no está claro su origen, los últimos estudios apuntan hacia un proceso inmunomediado. Además, este tipo de lesión también se observa en cuadros de **déficit de riboflavina**, aunque en este caso afecta a animales de menos de 3 semanas de vida.

CAPÍTULO 3

**TOMA DE
MUESTRAS Y OTRAS
CONSIDERACIONES
GENERALES**

Aspectos prácticos a tener en cuenta

Como ya se ha comentado en el Capítulo 1, un segundo objetivo de la necropsia es la toma de muestras, bien sea para complementar el diagnóstico con una confirmación laboratorial, bien sea para controles rutinarios de vacunación, cálculos de prevalencias, etc.

Para que los resultados laboratoriales sean útiles es necesaria una toma de muestras adecuada, y para ello se deberá pensar previamente en los siguientes aspectos:

- **El tejido u órgano** del cual se tomará la muestra. Se deberán seleccionar aquellos tejidos que puedan aportar una información más representativa. En algunos casos, serán los tejidos que presenten lesiones macroscópicas, en otros casos serán aquéllos que por la bibliografía existente puedan presentar lesiones características.
- **El tipo de muestra** que se tomará. Una vez decidido el tejido u órgano para la muestra, se deberá decidir qué tipo de muestra se recogerá, pudiendo tomarse por ejemplo una porción del órgano, un hisopo, una impronta o una impronta en tarjetas FTA® (Flinders Technology Associates, Whatman).
- **El método de conservación.** Finalmente, una vez tomada la muestra se deberá decidir cómo se conservará hasta su llegada al laboratorio (p. ej.: sumergida en formol, fresca en refrigeración, congelada o a temperatura ambiente).

Estos aspectos dependerán esencialmente de:

- **El estudio laboratorial** que se quiera realizar. El tipo de análisis que se solicite determinará en gran medida el tipo de muestra y el método de conservación. A su vez, el estudio laboratorial también dependerá de la patología que se quiera confirmar o descartar.
- **La patología que se sospecha.** Es esencial conocer los aspectos básicos de aquellas patologías que se quieran confirmar o descartar, por ejemplo, qué órganos son los más afectados y si se producen lesiones patognomónicas en alguno de ellos, o durante cuánto tiempo se puede detectar el agente causal en caso de que se trate de un proceso infeccioso. Toda esta información será la que permitirá determinar qué estudio laboratorial es más adecuado y, a su vez, qué muestras son las más apropiadas.

Siempre se debe recordar que el laboratorio puede ayudarnos ante cualquier duda y nos puede orientar acerca de las técnicas disponibles para cada patología o del estudio laboratorial más apropiado en cada caso.

Envío de muestras al laboratorio

Se debe tener en cuenta que el laboratorio que recibe las muestras no conoce tanta información del caso como el clínico, por lo tanto es recomendable:

1. Adjuntar con las muestras una hoja de petición de análisis, que incluya un listado de las referencias o muestras remitidas e historia clínica (tipo de ave, edad, vacunaciones, zona geográfica, cuadro clínico observado y lesiones observadas en la necropsia). Es necesario incluir también los datos de la persona de contacto (teléfono y correo electrónico).
2. Rotular correctamente los contenedores de las muestras con la identificación de la granja/nave o la referencia especificada en la historia clínica.
3. Identificar externamente el paquete con el remitente y la dirección del laboratorio de destino.
4. Remitir por transporte urgente las muestras. Sobre todo, hay que tener en cuenta los fines de semana y los días festivos en otras comunidades para evitar que las muestras estén durante más de 24 horas en transporte.

En cualquier caso, siempre es recomendable avisar previamente al laboratorio del envío de muestras, especialmente si éstas son perecederas o urgentes.

Histopatología

Los estudios histopatológicos son especialmente útiles para:

1. Confirmar la causa en aquellas enfermedades o patologías en las que se producen lesiones microscópicas características. Por ejemplo, en el caso de la laringotraqueitis infecciosa, la presencia de cuerpos de inclusión intranucleares y sincitios en el epitelio traqueal es característico de esta enfermedad.
2. Relacionar la presencia de un agente infeccioso y la existencia de lesiones asociadas. No siempre la presencia de un agente supone que éste sea la causa de la problemática clínica. Por ejemplo, la detección de virus de Gumboro mediante técnicas moleculares no siempre va asociada a un cuadro clinicopatológico de enfermedad de Gumboro, ya que puede tratarse de la detección de una cepa vacunal.
3. Orientar procesos patológicos de difícil caracterización clínica.

Tipo de muestra

En este caso las muestras serán porciones de los órganos o tejidos. Pueden tomarse porciones de tejido más o menos cuadradas de entre 0,5 y 1 cm de lado. El encéfalo se fijará siempre entero sin retirarlo del cráneo.

Tejidos u órganos para la muestra

Se tomarán muestras de los órganos en los que se observe lesión, o bien en los que se sepa que se produce una lesión característica.

Conservación de la muestra

Los tejidos deben fijarse por inmersión en formol tamponado y diluido un 10% respecto a la presentación comercial en recipientes de plástico con cierre hermético (fig. 1). Hay que recordar que el formol en su presentación comercial tiene una concentración máxima del 40%, por lo tanto, si se diluye 10 veces la concentración final correcta es del 4%. Es importante que la relación del volumen del tejido respecto al del formol sea de 1:10 para una correcta fijación de la muestra (fig. 2).

**PATOLOGÍAS DE ELECCIÓN PARA
UN ESTUDIO HISTOPATOLÓGICO**

- Enfermedad de Marek/leucosis aviar.
- Infección por adenovirus.
- Tuberculosis.
- Laringotraqueítis infecciosa/viruela aviar.
- Encefalomielitís/encefalomalacia.
- Aspergilosis.
- Deficiencias nutricionales.
- Parasitosis (coccidiosis).
- Tenosinovitis vírica.
- Miopatías tóxicas o nutricionales.



Fig. 1 | Ejemplos de recipientes de plástico con cierre hermético.



Fig. 2 | Para una correcta fijación de la muestra, la relación entre el volumen del tejido y el del formol debe ser 1:10.



Fig. 3 Tubos para la recogida de muestras mediante hisopo con medio de transporte.



Fig. 4 Frasco estéril para la recogida de porciones de órganos.

Microbiología/bacteriología

Los estudios bacteriológicos son especialmente útiles para:

1. El aislamiento del agente causal bacteriano o fúngico del cuadro clínico.
2. La realización de un antibiograma que permita determinar los tratamientos antibióticos que potencialmente deberían ser de mayor eficacia.

Tipo de muestra

La recogida de muestras para estudios microbiológicos se puede realizar mediante la toma de un hisopo preferiblemente con medio de transporte (fig. 3) o mediante la extracción, en condiciones de máxima esterilidad posible, de una porción de un órgano, que se introduce en un frasco estéril (fig. 4).

Tejidos u órganos para la muestra

- Generalmente, el órgano o tejido de elección es aquél en el que se observan lesiones macroscópicas indicativas de infección bacteriana.
- En aquellos casos en que se sospeche de septicemia, es aconsejable muestrear, aunque no se observen lesiones, al menos dos o tres de tejidos de cada ave, para así poder confirmar la presencia de la bacteria en diversos tejidos.

- En el caso de bacterias intestinales o de recuentos bacterianos intestinales, la muestra de elección es el contenido intestinal de los tramos de los cuales se quiera realizar el recuento. Una opción para la toma de muestras intestinales en máxima esterilidad es realizar dos ligaduras al inicio y final del tramo de interés y cortar antes y después de las ligaduras.

En todos los casos, el clínico debe orientar al laboratorio sobre cuál o cuáles son los agentes microbiológicos de los que sospecha, para que el laboratorio utilice los medios más adecuados para aislarlos. Por ejemplo, la detección de *Salmonella* debe solicitarse específicamente dado que es una bacteria que debe aislarse en medios de cultivo específicos.

Conservación de la muestra

Dado que algunas bacterias no soportan bien la congelación, lo más recomendable es conservar estas muestras en refrigeración. En el caso de la toma de hisopos, se recomienda el uso de hisopos con medio de transporte general, que permite conservar la viabilidad de las bacterias para su posterior identificación.

Patologías de elección

En todos los procesos de etiología bacteriana o fúngica en los que el microorganismo sea de fácil aislamiento.

Virología

Los estudios virológicos tienen como objetivo el aislamiento de virus. A diferencia de la mayoría de bacterias u hongos, el aislamiento vírico es muy costoso tanto desde el punto de vista económico como sobre todo desde el punto de vista del tiempo, dado que en muchos casos es necesario realizar varios pases para lograr aislar el virus. Por todo ello, son pocos los laboratorios que realizan esta técnica de forma rutinaria. Estos aspectos son los que, además, han hecho que en estos últimos años se hayan desarrollado técnicas de diagnóstico molecular que permiten la detección más rápida de virus.

A pesar de ello, en aquellos casos en los que se requiere la realización de estudios de serotipado o protectotipado, es necesario aislar el virus.

Tipo de muestra

Al igual que en los estudios bacteriológicos, la recogida de muestras para aislamiento vírico se puede realizar a partir de un hisopo o de una porción de tejido.

Tejidos u órganos para la muestra

Se tomarán muestras de aquellos tejidos en los que se replica el virus y que generalmente coincide con los tejidos en los que se producen lesiones. En el caso de virus intestinales, se puede realizar el aislamiento a partir de heces o contenido intestinal.

Conservación de la muestra

La mejor manera de conservar la viabilidad de los virus es mediante la congelación. A pesar de ello, en algunos casos la congelación estándar a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ no es suficiente. Por esta razón, lo más recomendable es remitir las muestras en refrigeración y por transporte urgente.

PATOLOGÍAS DE ELECCIÓN PARA UN ESTUDIO VIROLÓGICO

- Bronquitis infecciosa aviar.
- Laringotraqueítis infecciosa aviar.
- Viruela aviar.
- Infección por adenovirus.
- Influenza aviar.
- Enfermedad de Newcastle.

Biología molecular

Los estudios moleculares son especialmente útiles para:

1. La detección de agentes causales, bacterianos, víricos o parasitarios, generalmente de aislamiento costoso, como por ejemplo *Mycoplasma synoviae*.
2. Genotipado de estos agentes. Las técnicas moleculares permiten en muchos casos no solamente detectar la presencia de un agente, sino también caracterizar mejor estos agentes, diferenciando distintos tipos de cepas o entre cepas campo y cepas vacunales. Como ya se ha mencionado anteriormente, la caracterización molecular del virus de Gumboro permite detectar y diferenciar las cepas de virus vacunal de las de campo.
3. Cuantificación de agentes causales. Algunas técnicas permiten determinar exactamente el número de copias de genoma presentes en una muestra. Aunque actualmente estas técnicas son utilizadas mayoritariamente a nivel experimental, en un futuro puede ser que resulten útiles en el diagnóstico de determinadas patologías.

Tipo de muestra

La recogida de muestras para estudios moleculares se puede realizar mediante la obtención de un hisopo o de una porción de tejido. Cabe recordar que, en el caso de tomar hisopos, éstos deben ser secos, sin medio de transporte (fig. 5). También en algunos agentes es útil la obtención de improntas en tarjetas FTA (por ejemplo, en el caso del virus de Gumboro). Se ha demostrado que estas tarjetas permiten inactivar el agente infeccioso pero preservar su material genético, permitiendo su uso en este tipo de técnicas. Sin embargo, es necesario recordar que a partir de estas tarjetas no es posible aislar posteriormente el microorganismo.

Tejidos u órganos para la muestra

Dependerá de cada agente, siendo de elección aquellos tejidos en los que éste se replique o quede acantonado.



Fig. 5 Tubos para la recogida de muestras mediante hisopo sin medio de transporte.

Conservación de la muestra

Al igual que en los estudios virológicos, lo más recomendable es remitir las muestras en refrigeración y por transporte urgente. Finalmente, las improntas en tarjetas FTA pueden remitirse por correo postal ordinario a temperatura ambiente.

PATOLOGÍAS DE ELECCIÓN PARA UN ESTUDIO MOLECULAR

- Micoplasmosis.
- Bronquitis infecciosa aviar.
- Enfermedad de Gumboro.
- Neumovirus aviar.
- Laringotraqueítis infecciosa aviar.
- Influenza aviar.
- Enfermedad de Newcastle.
- Clostridiosis.
- Coriza infeccioso.
- Síndrome de caída de la puesta.

Serología

La serología engloba un conjunto de técnicas laboratoriales que permiten determinar la presencia y, en algunos casos, cuantificar los niveles de anticuerpos frente a un determinado agente infeccioso. Probablemente las más utilizadas son el ELISA y la inhibición de la hemoaglutinación (IHA), aunque también se realizan la aglutinación rápida en placa (RPA) o las neutralizaciones víricas (VN).

Las técnicas serológicas son especialmente útiles en:

- Cuadros clínicos crónicos. Cuando los síntomas ya han empezado hace más de dos semanas, y por lo tanto, la detección del agente infeccioso es más improbable.
- En aquellas patologías en las que no existen técnicas para la detección directa del agente infeccioso.
- Monitorización de respuestas vacunales.

Tipo de muestra

La muestra en todos los casos es sangre. Como se ha comentado en el Capítulo 1, en las aves la localización más frecuente para obtener sangre es la vena del ala. En caso de aves muy jóvenes la vena yugular sería de elección.

Conservación de la muestra

En las aves son recomendables tubos de plástico de polipropileno, mejor que tubos de cristal o de otros plásticos, dado que facilitan la separación del suero del resto de componentes de la sangre (fig. 6). Deben ser tubos sin anticoagulante, puesto que lo que se quiere es justamente que la sangre coagule. Además, hay que tener en cuenta otros aspectos como:

1. No llenar nunca el tubo en su totalidad, a no ser que se utilicen tubos especiales para desuerear como los que contienen gel o esferas plásticas.
2. Tras obtener la sangre, colocar el tubo horizontalmente, aumentando la superficie del coágulo.
3. Si las muestras se remiten por transporte rápido, pueden enviarse a temperatura ambiente. Si deben conservarse antes de enviarlas al laboratorio, se aconseja mantenerlas a 4 °C.
4. No debe congelarse en ningún caso.
5. El suero debe separarse lo antes posible del coágulo para evitar que haya hemólisis. Por lo tanto, en caso de que se tarde más de dos días en enviar las muestras, lo mejor es separar el suero en tubos nuevos.

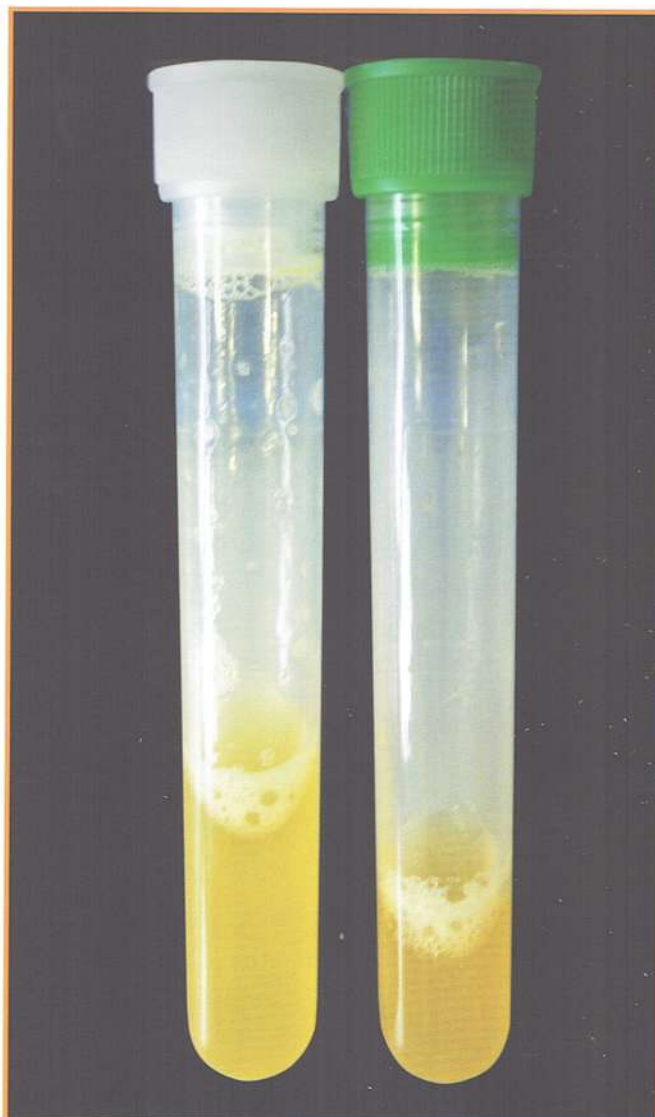


Fig. 6 | Aspecto de dos muestras de suero en buen estado.

Tamaño muestral

Las técnicas serológicas son relativamente poco costosas desde el punto de vista económico, por ello permiten analizar un número elevado de muestras. Además, para obtener un resultado significativo es necesario un número representativo de muestras, así, a mayor tamaño del lote mayor es el número de muestras que se deben tomar. De forma práctica, se recomienda un mínimo de 20 muestras en lotes de pollos broiler y de 30 en lotes de reproductoras o ponedoras. En ningún caso se debería tomar un número menor de 10 muestras.

Momento del muestreo

Se debe tener en cuenta que los anticuerpos aparecen tras la infección con el agente y que, aproximadamente, los primeros anticuerpos a nivel sistémico los podemos encontrar a partir de una semana posinfección. Por lo tanto, para una seroconversión más o menos completa, deberíamos muestrear las aves a las dos semanas de observar los signos clínicos o de la vacunación. En caso de querer demostrar seroconversión se debería realizar un muestreo al inicio del cuadro clínico y 2-3 semanas después.

Interpretación de resultados

Especialmente en las técnicas de ELISA, es necesario tener en cuenta que existen varios kits comerciales para una misma enfermedad, que pueden presentar diferencias de sensibilidad y especificidad. Por este motivo, es aconsejable no comparar directamente resultados de diferentes kits.

PATOLOGÍAS DE ELECCIÓN PARA UN ESTUDIO SEROLÓGICO

- Enfermedad de Gumboro.
- Bronquitis infecciosa.
- Laringotraqueítis infecciosa aviar.
- Micoplasmosis.
- Anemia infecciosa aviar.
- Neumovirus aviar.
- Enfermedad de Newcastle.

Parasitología

Los estudios parasitológicos son especialmente útiles para:

1. La clasificación de parásitos.
2. Los recuentos rutinarios de ooquistes para el control de la coccidiosis.

Tipo de muestra

En el caso de los recuentos de ooquistes la muestra de elección son mezclas (*pools*) de heces. En el caso de la toma de muestras de ectoparásitos o endoparásitos para determinar la clase o especie, la muestra de elección serían los propios parásitos.

Conservación de la muestra

Las heces pueden conservarse a temperatura ambiente debido a la resistencia de los ooquistes. En el caso de la remisión de parásitos para su clasificación, éstos deben conservarse en etanol al 96%.

Toxicología

Los estudios toxicológicos son especialmente útiles para:

1. La detección de los niveles de tóxicos externos.
2. La determinación de la presencia de toxinas biológicas, como la toxina botulínica o micotoxinas.

El principal inconveniente de los estudios toxicológicos es que el clínico debe decidir qué tóxicos quiere determinar. Existen tóxicos que provocan lesiones macroscópicas o microscópicas específicas, como la oosporeína en el riñón, pero en la mayoría de tóxicos las lesiones asociadas son muy inespecíficas o incluso inexistentes y este hecho dificulta en gran manera la orientación del diagnóstico. Además, en muchos casos no existen técnicas para la detección de determinados tóxicos, y las que existen únicamente se realizan en laboratorios especializados y no de forma rutinaria. Por ello, generalmente, no son técnicas de aplicación al diagnóstico clínico rutinario.

Tipo de muestra

Para la detección de tóxicos externos o micotoxinas la muestra de elección es aquella en la que se sospeche la presencia del tóxico (agua, pienso, yacija). Para la detección de la toxina botulínica la muestra de elección es el suero de las aves afectadas.

Conservación de la muestra

La conservación de la muestra dependerá de la propia naturaleza de la muestra. Por ejemplo, muestras de pienso o yacija pueden conservarse a temperatura ambiente, mientras que las muestras de tejidos u órganos, incluyendo suero, deberían congelarse.