

NECROPSIAS EN AVES

MVZ MC Juan Carlos Valladares de la Cruz*. 2014. Los Avicultores y su entorno, N° 86, BM Editores, México.

*Asesoría Avícola independiente Sheesley Enterprises. Consultor.

Convento de Santa Brígida N° 30, Jardines de Santa Mónica, Tlalnepantla, Edo. de Mex., México.

Tel. (55) 53-97-44-68. Móvil 55-22-71-36-40. drjvalladares@hotmail.com

www.produccion-animal.com.ar

Volver a: [Enfermedades de las aves](#)

El objetivo de esta presentación es la descripción de las técnicas y procedimientos para la realización de necropsias; la selección, colección y conservación de muestras para análisis de laboratorio; la descripción e interpretación de lesiones y la obtención de un diagnóstico morfológico postmortem en las aves domésticas y especies afines.



INTRODUCCION

El objetivo de los exámenes clínico y anatomopatológico o Necropsia es la determinación de las causas de disminución de la productividad, los signos y/o la mortalidad, mediante la examinación de las manifestaciones clínicas y las lesiones en tejidos y órganos, así como para la obtención de muestras adecuadas para realizar estudios de microbiología, serología, histopatología o pruebas de inoculación en animales.

La necropsia es la disección anatómica rápida ordenada y sistemática para la revisión de un cadáver por aparatos y sistemas con el objetivo de la detección de las lesiones macroscópicas de los tejidos. Las necropsias pueden ser realizadas en condiciones de campo o bien en un laboratorio habilitado para tal fin. Las necropsias pueden realizarse de aves específicamente seleccionadas y sacrificadas para tal fin o bien utilizar las aves de la mortalidad espontánea. En las necropsias se pueden identificar las lesiones macroscópicas en general y también se utilizan con fines más específicos como para evaluar lesiones en distintos órganos, tal es el caso de la técnica descrita por J. Johnson y W. Reid para la evaluación de las lesiones causadas por coccidiosis o la técnica descrita por Rountree para la evaluación del sistema inmunológico. Cuando la necropsia se realiza inmediatamente después del sacrificio, las aves no presentan cambios postmortem; cuando se realiza en aves procedentes de la mortalidad natural es común que los cadáveres presenten avanzados cambios postmortem que pueden impedir una observación adecuada de las lesiones.

PRECAUCIONES DE BIOSEGURIDAD

Existe la posibilidad de que las aves sometidas a una necropsia estén afectadas de una enfermedad infecto contagiosa que se transmita a otras aves o que eventualmente tenga el potencial de que se contagie a los humanos (Influenza Aviar, Clamidirosis, Encefalitis Equina) por lo que la protección del personal que realiza la necropsia es esencial. Es importante que durante el procedimiento el material analizado y probablemente contaminado no sea peligroso para la salud humana o animal, incluyendo a las aves, por lo que se deben seguir estrictamente las precauciones de bioseguridad.

En el caso de los laboratorios de diagnóstico que cuentan con una sala de necropsias, las medidas de bioseguridad pueden ser implementadas con mayor facilidad. En este caso las recomendaciones son las siguientes:

1. Las aves vivas deben ser recibidas en la puerta de la sala de necropsias y deben ser colocadas en jaulas de plástico de uso exclusivo del laboratorio.
2. Las jaulas de recepción deben prepararse colocando papel desechable en el piso inferior, para minimizar la caída de excretas y exudados al piso.
3. La realización de las necropsias y la toma de muestras correspondiente se realizará exclusivamente en la sala de necropsias por personal autorizado.
4. El acceso a la sala de necropsias estará restringido sólo al personal que procesará las muestras.
5. Todo el personal deberá portar traje para necropsias o bata abrochada, mandil y guantes de látex desechables para poder trabajar en la sala de necropsias.

6. Después de su uso, el papel del interior de las jaulas debe envolverse y eliminarse por incineración.
7. Las jaulas de recepción de aves sucias deben ser desinfectadas antes de ser lavadas y reutilizadas.

ENVÍO DE AVES VIVAS AL LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO

Cuando se envían aves vivas para su análisis de laboratorio, éstas deben de enviarse en contenedores adecuados para su transporte, que garanticen un trato humanitario, que no comprometan su viabilidad, que no les causen lesiones y que no induzcan períodos innecesarios de tensión durante el transporte. Es importante no mezclar aves que se van a enviar a estudios diferentes, por ejemplo casos clínicos y monitoreos rutinarios, ya que se corre el riesgo de contaminación cruzada durante el transporte. También es importante enviar a las aves directamente de la granja al Laboratorio, cumpliendo con las medidas de bioseguridad que eviten que las aves transportadas representen un riesgo de contaminación para otras aves. El envío de aves vivas al Laboratorio permite recolectar muestras para diversos estudios bajo condiciones controladas o de esterilidad y reduce la probabilidad de que dichas muestras se alteren antes de su procesamiento, sin embargo, puede ser complicado sobre todo cuando la distancia entre la granja y el Laboratorio es muy grande.

MATERIAL Y EQUIPO PARA LA NECROPSIA Y COLECCIÓN DE MUESTRAS

- Tijeras para necropsias.
- Equipo de disección (tijeras de disección curvas y rectas, pinzas de disección con y sin dientes de ratón).
- Espátula de metal.
- Jeringas estériles de 5 ml con agujas de 0-5 y 2 pulgadas, con calibre # 22.
- Tubos de ensayo de 10 ml con tapón de plástico.
- Cajas de Petri estériles de 10 cm y de 2.5 cm.
- Hisopos estériles.
- Mecheros de gas.
- Papel desechable.
- Algodón
- Cordel para ligar muestras de intestino.
- Jaulas contenedoras de aves vivas.
- Tinaco para desinfección de jaulas.
- Incinerador para la eliminación de desechos.

REACTIVOS

- Solución de desinfectante.
- Solución jabonosa.
- Solución conservadora de tejidos: formalina amortiguada al 10%.
- Tubos estériles con medios de transporte Stuart.
- Cajas de Petri con medios enriquecidos y selectivos.
- Solución de formalina al 10% amortiguada pH 7.0.
- Solución de dicromato de potasio al 5%.

PROCEDIMIENTOS PARA LA NECROPSIA Y LA COLECCIÓN DE MUESTRAS



a) Inspección clínica:

La Inspección Clínica debe realizarse antes de proceder a la toma de muestras y al sacrificio de las aves, registrando el tipo y la severidad de los signos observados. La actitud general de las aves vivas y todas las condiciones anormales deben ser observadas cuidadosamente. Especialmente en el pollo de engorda, se debe revisar si el

tamaño y desarrollo corporal están de acuerdo con la edad, también se debe evaluar la uniformidad en tamaño y peso. Es muy importante observar evidencias de signos respiratorios, incoordinación, tremor, parálisis, posición anormal de patas y alas, depresión y ceguera antes de que las aves sean sacrificadas. El examen debe incluir la detección de la presencia de tumores, abscesos, cambios en la piel, condición del pico, lesiones inducidas por picaje y canibalismo, lesiones cutáneas y de las mucosas, evidencia de diarrea, empastamiento de las plumas alrededor de la cloaca; descargas nasales y respiratorias, blefaroconjuntivitis, exudado conjuntival, estado de las plumas y de la cresta y barbillas, deshidratación y condición corporal general (Figuras 1, 2, 3, 4, 5 y 6).



b). Colección de muestras de sangre.

En caso de que se requieran estudios serológicos, se procede a la toma de muestras de sangre completa con o sin anti-coagulante, mediante venopunción en las venas braquial o yugular, o por punción cardíaca, de acuerdo al tamaño y a la edad de las aves.

- **Venopunción braquial:** la vena braquial está localizada en la depresión localizada entre los músculos bíceps braquial y tríceps humoral, en la superficie ventral del ala y puede localizarse desprendiendo las plumas de la región. Para facilitar la venopunción, se extienden ambas alas dorsalmente, sujetando las alas con una mano y sosteniendo la jeringa con la otra mano e introduciendo la aguja en la vena; la jeringa debe ser insertada en dirección opuesta al flujo sanguíneo (Figura 7).
- **Venopunción yugular:** la vena yugular se localiza en la parte lateral del cuello y corre paralela a la columna vertebral, puede localizarse desprendiendo las plumas del cuello. Para facilitar la venopunción, con una mano se estira el cuello y la cabeza desplazándola levemente hacia abajo, con la otra mano se localiza la vena y la aguja se introduce en dirección opuesta al flujo sanguíneo. Este método se utiliza sobre todo en aves menores a 200 g de peso (Figura 8).
- **Punción cardíaca:** la punción cardíaca se realiza anteromedialmente entre el esternón y el metaesternón y la aguja se introduce en un ángulo de 45° en dirección anteromedial entre las articulaciones de los hombros (Figura 9).



El largo y el calibre de las agujas dependen del tamaño de las aves; en aves menores a 200 g se usan agujas de 0.5 pulgadas con calibre # 22, en aves mayores a 200 g se usan agujas de 2 pulgadas con calibre # 22.

Para la mayoría de los estudios serológicos, el suero obtenido de 3 ml de sangre es suficiente.

La muestra de sangre debe ser traspasada asépticamente en la jeringa hacia un tubo de ensayo, que es colocado horizontalmente, con el tapón puesto, hasta la formación del coágulo sanguíneo, después de lo cual los tubos son colocados en una gradilla para ser trasladados al laboratorio de serología. Es frecuente que el suero de las gallinas muy gordas sea de color lechosos por el exceso de grasa y la formación del coágulo sea lenta, en estos casos se recomienda colocar las muestras en una incubadora a 37°C hasta que la formación del coágulo sea completa.

Precauciones: una muestra de sangre fresca nunca debe ser refrigerada inmediatamente después de su obtención, ya que esto interfiere el proceso de coagulación. En el caso de requerir muestras de sangre completa, la muestra de sangre debe ser colectada en tubos conteniendo 50 microlitros de EDTA y se colecta un volumen de 5 ml. Los tubos con anticoagulante son agitados suavemente de 3 a 5 veces.

C) Métodos de Eutanasia de aves para necropsia

La Eutanasia es el acto de inducir una muerte humanitaria en un animal con el mínimo dolor y estrés. El objetivo del procedimiento es sacrificar instantáneamente a las aves y que éstas no sufran durante el proceso. Entre los métodos actualmente aceptados en aves por la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) y la Asociación Americana de Médicos Veterinarios (AVMA), se incluye la inyección endovenosa de barbitúricos, la inhalación de gases que tienen un efecto anestésico como el dióxido de carbono (CO₂) y los métodos físicos como la dislocación cervical, la decapitación y la electrocución. Las aves deben ser sacrificadas con un método de eutanasia adecuado de acuerdo a su edad y al tipo de muestras y estudios que se realizarán.

- a) **Inyección intravenosa de barbitúricos:** La aplicación endovenosa de barbitúricos por su costo, está limitada a su aplicación en aves de ornato o compañía, además de que implica el uso de sustancias que pueden estar controladas en su uso.
- b) **Inhalación de dióxido de carbono (CO₂):** La eutanasia por inhalación de CO₂ es una práctica ampliamente aceptada por sus ventajas. Para realizar este procedimiento, se requiere de una fuente de CO₂ que puede estar envasado en tanques tipo cilindro. Las aves son introducidas en un recipiente que puede ser una caja o un bote plástico de cierre hermético, que está conectado a través de una manguera al tanque que contiene el CO₂. Posteriormente, el CO₂ es introducido rápidamente para alcanzar un nivel de aproximadamente 70%. Inicialmente por un corto periodo, las aves sufren de un efecto irritante en las mucosas, lo que propicia estornudos y agitación. Una vez que los niveles de CO₂ alcanzan los niveles recomendados, se produce el efecto anestésico en las aves. Posteriormente se produce una anestesia profunda que desemboca en la muerte por arresto cardíaco y respiratorio. Una vez que cesan los movimientos, se requiere que las aves permanezcan alrededor de cinco minutos en la cámara con CO₂. Si no se cuenta con cilindros de CO₂, se puede usar hielo seco como una fuente alternativa de CO₂.
- c) **Dislocación cervical:** La dislocación cervical es una técnica que se ha utilizado durante muchos años y, cuando es realizada adecuadamente por personal entrenado, es efectiva y humanitaria. Una persona fácilmente puede realizar esta práctica. El ave se debe sujetar de las patas y con la otra mano se sujeta la cabeza, posteriormente se hace un movimiento rápido y firme jalando la cabeza hacia delante y hacia arriba para desarticular la primera vértebra cervical del cráneo. El ave puede mostrar movimientos musculares bruscos que van a desaparecer tan pronto pierda la conciencia. Se menciona que ya dislocada, el ave se mantiene consciente por unos 13 segundos. Para el caso de aves de gran tamaño como los pavos y aves reproductores, se recomienda utilizar unas pinzas de Burdizzo, en este caso se requiere de dos personas para efectuar este procedimiento. La desventaja principal de la dislocación vertebral es que se induce un hematoma severo en la región cervical, que puede interferir con el examen macroscópico durante la necropsia y posiblemente en los estudios histopatológicos de tráquea y timo.
- d) **Electrocución:** La electrocución es aceptada como método eutanásico por la AVMA para su uso en rastros o en plantas de procesamiento de aves comerciales, como un método de desensibilización previa al desangrado de las aves. Una variación de este método se aplica frecuentemente en los laboratorios de diagnóstico avícola para sacrificar aves de manera individual. Para realizar este procedimiento, se utiliza un cable eléctrico tipo duplex con dos caimanes (o pinzas) en los polos. Los caimanes se sujetan en la cloaca y en la comisura del pico y se conectan directamente a una corriente eléctrica doméstica alterna de 110 volts durante 15 segundos (Figura 10). Este método requiere de extremas precauciones por parte del personal, para evitar accidentes por descargas eléctricas o cortos circuitos si se realiza sobre o cerca de mesas de metal. Aunque esta técnica individual de electrocución es ampliamente utilizada por ser práctica, fácil de realizar y económica, no se encuentra incluida entre los métodos aceptados como eutanásicos por la AVMA.
- e) **Decapitación:** El método de decapitación se utiliza en aves muy pequeñas, menores a 200 g. Para la decapitación, con unas tijeras de disección se secciona la articulación atlanto-occipital, separando la cabeza del cuello, por medio de un corte firme y rápido. Posteriormente, se introduce la superficie de corte del cuello en un tubo de ensayo o en un vial pequeño para recolectar muestras de sangre (Figura 11).



D)- Procedimiento de necropsia:

La siguiente descripción es un procedimiento de necropsias para las aves domésticas adecuado para ser realizado en un laboratorio de diagnóstico e incluye los procedimientos para la colección de muestras para estudios posteriores.

• Condiciones Ambientales:

La realización de la necropsia se llevará a cabo en la sala de necropsias, que debe contar con fuente continua de luz, agua, gas y drenaje especial, con una temperatura ambiental de 18 a 25 °C, un nivel mínimo de contaminantes y acceso restringido sólo a personal autorizado.

• Preparación de la Sala de Necropsias:

1. Desinfectar la mesa de necropsias y cubrir el área de trabajo con papel desechable y colocar dos mecheros encendidos en el área de trabajo.
2. Preparar el instrumental y material necesario para la necropsia y toma de muestras, y colocarlo en el área de trabajo: tijeras para necropsias, tijeras de disección, pinzas de disección, jeringas y agujas estériles; cajas de Petri estériles vacías, Cajas de Petri con Agar Sangre, Agar MacConkey y Agar de Sal y Manitol o tubos con medio de transporte de Stuart; 1 frasco con formol al 10%; 1 frasco con alcohol al 96%; 1 frasco con dicromato de potasio al 5%, hisopos estériles; espátula de metal.

Procedimiento:

1. Se coloca en el área de trabajo el instrumental y material necesario para la necropsia y toma de muestras. Delimitar el área de trabajo con dos mecheros de gas y encenderlos.
2. Se mojan los cadáveres con una solución jabonosa, para evitar que las plumas se desprendan y vuelen al aire pudiendo contaminar el área de trabajo. Se debe evitar que la solución jabonosa penetre por los orificios naturales de las cavidades oral y nasal.
3. Se colocan los cadáveres en posición decúbito dorsal, con los miembros inferiores hacia el extremo libre del área de trabajo donde se encuentra el prosector.
4. Se hace la inspección externa del cadáver en dirección antero posterior y dorso ventral, revisando el estado de carnes, el grado de pigmentación, la piel, las mucosas, las faneras como las crestas y las barbillas, así como los cojinetes plantares. Durante la inspección externa se puede detectar la presencia de tumores, abscesos, abrasiones, cambios de coloración de la piel, condiciones anormales del pico, úlceras en la mucosa oral, evidencias de canibalismo, diarrea, costras, descargas nasales y respiratorias, exudado conjuntival, grado de deshidratación, estado del plumaje o deformaciones corporales.
5. Se hace una incisión cortando la piel desde la parte ventral del pico hasta la punta del esternón, por la línea media y continuarla por ambos lados hasta las piernas por la parte ventral. A partir de la incisión, separar la piel del tejido subcutáneo hacia ambos lados, hasta exponer los órganos cervicales y las masas musculares de tórax, abdomen y piernas (Figura 12).



6. Se desarticula la articulación coxofemoral de ambas piernas haciendo tracción hacia arriba hasta liberar la cabeza del fémur de su acetábulo (Figura 13).
7. Se revisa por inspección y palpación el timo y la porción externa cervical de tráquea y esófago. En este momento si es necesario se puede abrir una porción de la tráquea en dirección longitudinal para colectar muestras para aislamiento microbiológico con un hisopo (Figura 14).
8. Se realiza una segunda incisión para exponer las vísceras, cortando con las tijeras de necropsias los huesos pectorales desde la punta del esternón, hacia ambos lados de la pechuga, en dirección caudo craneal hasta la articulación clavicular, desprender las articulaciones de un lado y desplazar la pechuga hacia arriba para exponer la cavidad toracoabdominal (Figura 15). El corte central se continúa desde la punta del esternón a través de la pared abdominal ventral hacia la cloaca. Observar los órganos in situ, las serosas y sacos aéreos, y la presencia de líquidos o exudados en las cavidades (Figura 16).



9. Se seleccionan y recolectan las muestras para estudios microbiológicos: Con el fin de evitar contaminación, antes de manipular los órganos y tejidos dentro de las cavidades, se deben seleccionar y recolectar las muestras para bacteriología en caso necesario, de acuerdo a los datos de la Historia Clínica y a los estudios requeridos; estas muestras deben tomarse en condiciones de esterilidad. Las muestras para aislamiento de microorganismos pueden ser tomadas por la disección de una porción del tejido, bien ser tomadas con un hisopo estéril (Figura 17). Para colectar muestras de órganos con un hisopo estéril, se debe flamear con la espátula al rojo la superficie del órgano en el caso de órganos parenquimatosos, o la pared en el caso de órganos tubulares. Cortar con tijeras la superficie o la pared del órgano, introducir el hisopo en la abertura, girándolo sobre su eje mayor. Se puede usar el mismo hisopo para muestrear hasta 10 aves, siempre y cuando la muestra proceda del mismo órgano. El hisopo con la muestra puede ser colocado en tubos con medio de transporte o puede ser sembrado mediante una estría primaria sobre la superficie del medio de cultivo contenido en cajas de Petri, según sea el caso (Figuras 18 y 19).

Para colectar porciones de órganos para aislamiento viral y/o bacteriano, se puede cortar una porción del órgano con pinzas y tijeras estériles o flameadas y colocarla en cajas de Petri estériles o en bolsas plásticas estériles con cierre hermético, tipo whirl-pak MR, que son prácticas, y permiten la recolección y transporte de las muestras de tejidos sin que sufran deshidratación (Figuras 20 y 21). Las muestras de órganos para estudios microbiológicos se pueden trabajar en mezclas de hasta 10 aves, por lo que los órganos se pueden agrupar en grupos de 10 en las cajas de Petri. Se pueden colocar en la misma caja de Petri las muestras de órganos internos donde no hay flora bacteriana normal, como tráquea, pulmón, hígado, bazo, riñón y corazón. Las muestras del tracto digestivo, como las tonsilas cecales, deben colocarse por separado, en una caja de Petri exclusiva para dichas muestras; las muestras de intestino deben ser enviadas sin abrir, ligando ambos extremos con un cordel, en una caja de Petri exclusiva para dichas muestras. Las muestras de encéfalo deben colocarse en una caja de Petri exclusiva para dichas muestras.



10. Revisión por Aparatos y Sistemas: Después de la recolección de muestras para estudios microbiológicos, se procede a la revisión macroscópica de las aves por aparatos y sistemas. Antes de separar los órganos se debe revisar el estado de las serosas y de los sacos aéreos (Figura 22).

Para la revisión por Aparatos y Sistemas, se debe exponer la cavidad oral cortando una de las comisuras del pico hasta la faringe, para revisar cavidad oral y faringe. Separar tráquea de esófago y cortar éste en su inserción con la faringe.

Separar por tracción suave el esófago junto con el buche, proventrículo, molleja, hígado, bazo e intestinos, sin cortar en la parte inferior del intestino grueso.

Sin separar, se abre longitudinalmente la laringe y la tráquea hasta la bifurcación bronquial, revisar su contenido y mucosa (Figura 23); posteriormente se corta la unión de la faringe con la laringe y extraer el aparato respiratorio junto con el corazón.

Se revisan los pulmones externamente y por medio de cortes transversales a través del parénquima, recolectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 24).



Se revisa el corazón externamente, cortar el pericardio y abriendo las cavidades cardiacas, hacer cortes transversales a través del miocardio, coleccionar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 25).

Se revisa externamente y mediante cortes transversales el hígado y el bazo, coleccionar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 26). Antes de separar el peritoneo se revisa en páncreas y se toman muestras en caso de ser necesario (Figura 27)



Posteriormente se corta la pared del tubo digestivo de forma longitudinal a todo lo largo del tracto digestivo, desde el esófago hasta el recto, para revisar el contenido y la superficie interna de cada porción. En el caso de la molleja hay que separar la capa cornea de la mucosa subyacente (Figura 28). Revisar externa e internamente el duodeno (Figura 29), el yeyuno, el íleon y los ciegos (Figura 30). Se pueden coleccionar muestras para estudios histopatológicos y parasitológicos en caso de ser necesario (Figura 31).



Hacer tracción hacia atrás al intestino grueso para exponer y revisar la bolsa de Fabricio (Figura 32); diseccionar la bolsa y abrirla con un corte transversal para revisarla internamente, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 33). El timo se revisa externamente, por medio de cortes transversales y se toman muestras en caso necesario (Figura 34).



En el caso de las gallinas en producción, separar el ovario junto con el oviducto y extraer sin cortar hasta su inserción inferior. Cortar el ovario y revisarlo, tomando muestras en caso necesario (Figura 35). Posteriormente cortar el oviducto por la luz y revisar el contenido y la mucosa; colectar muestras en caso necesario (Figura 36). En el caso de los machos reproductores, revisar los testículos externamente y por medio de cortes transversales (Figura 37).



Se revisan los riñones in situ y se extraen de la cavidad pélvica por el corte de los ligamentos centrales, extraer con tracción suave y revisar externamente y mediante cortes transversales, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 38).



Se revisa el plexo lumbo sacro después de la extracción de los riñones. Se exponen los nervios ciáticos por disección de las masas musculares femorales; revisar por inspección visual y palpación, colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 39).

Revisión de encéfalo: para revisar el encéfalo se desprende la piel de la cabeza y cuello, desarticular la articulación atlanto occipital, hacer dos cortes laterales a través de los huesos del cráneo, desde el agujero magno, hasta la comisura externa de cada ojo, hacer un corte transversal uniendo las comisuras oculares. Se levanta la tapa del cráneo y cortar y separar las meninges hacia ambos lados. El encéfalo se extrae completo cortando los nervios craneales de la base del cráneo de adelante hacia atrás, hasta desprender cerebro, cerebelo y médula oblongada.

Se revisa el encéfalo externamente; colectar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 40).

Se revisa externamente las articulaciones, principal- mente la tibiofemoral y la tibiotarsiana.

Se disecciona y se revisan los ligamentos y tendones que pasan por el tarso, se abre la articulación y se revisan las superficies articulares y el líquido articular; coleccionar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 41). Se disecciona el hueso tibiotarso y se abren las epífisis con cortes oblicuos, se revisan los cartílagos de osificación y las líneas de crecimiento óseo (Figura 42). Se disecciona el fémur y se abre longitudinalmente, se revisa médula ósea; recoleccionar muestras para estudio histopatológico en caso necesario.



Revisar externamente y por medio de cortes las masas musculares.

Finalmente se revisan los ojos, oídos y cavidad nasal por medio de cortes; coleccionar muestras para estudio histopatológico en caso necesario (Figura 43).



E) Eliminación de los desechos de la necropsia:

Después de terminar la necropsia, se deben recoleccionar los restos de los tejidos, que se pueden envolver en el papel desechable de la mesa de trabajo (Figura 44). Todos los desechos se colocan en una bolsa de plástico, la bolsa se cierra y se elimina por incineración (Figura 45). Posteriormente se debe lavar, enjuagar y desinfectar cuidadosamente los instrumentos utilizados, la mesa de necropsias y la jaula donde estuvieron las aves antes de su sacrificio (Figura 46).



f) Registro e interpretación de los hallazgos de necropsias:

1. Las observaciones de la necropsia deberán quedar registradas en una bitácora de Necropsias, incluyendo el tipo y el número de muestras coleccionadas y los análisis de laboratorio solicitados (Figura 47).

BITÁCORA DE NECROPSIAS

No. de Caso: _____

Fecha de realización de Necropsia: _____ Hora: _____

TIPO, SEXO Y EDAD DE AVES _____

AVES MUERTAS () AVES SACRIFICADAS () TIPO DE EUTANASIA _____

Impresión Externa (Pel, plumas, músculos externos, faringe, estado nutricional) _____

 Sistema Respiratorio (cantidad nasal, faringe, laringe, tráquea, pulmones, sacos aéreos) _____

 Sistema Circulatorio (cavidad, vasos, arterias y venas) _____

 Sistema Digestivo (cavidad oral, esófago, buche, proventrículo, mollejas, duodeno, íleon, ciego, hígado, páncreas) _____

 Sistema Integumentario (B Fabricas, pelo, Médula Ósea) _____

 Sistema Linfático _____

 Sistema Reproductor _____

 Sistema Músculo Esquelético (músculos, huesos, médula ósea, articulaciones) _____

 Sistema Nervioso (encefalo y médula espinal, nervios periféricos) _____

DIAGNOSTICO MORFOLOGICO POSTMORTEM _____

DIAGNOSTICO PRESUNTIVO _____

RELACION DE MUESTRAS COLECTADAS

Serología () Hematología () _____

Bacteriología (Organos: SV) (H (B (Trac (P (T () otro _____

Incubos en medio Stuart (Trac (P () otro _____

ojas Agar Sangre (MacConkey (Sal y Mandel (Sabouraud (Otro _____

Virología (Organos: Trac (P (B (T () Enz () otro _____

Histopatología (P (T (B (H (Trac (P () otro _____

Parasitología (Duodeno () Íleon () Ciego () Otro _____

Análisis Químicos _____

COMENTARIOS _____

Realizó MVZ _____

2. Se emite un Diagnóstico Morfológico Postmortem de acuerdo a los hallazgos de necropsia mencionando en forma de lista y en orden de importancia las lesiones morfológicas más importantes mencionando el tipo de lesión, distribución, curso y grado de severidad.

Las lesiones son identificadas por criterios morfológicos de acuerdo a los preceptos de la Patología Veterinaria.

Ejemplo: Aerosaculitis caseosa difusa severa.

Traqueítis mucosa difusa severa con congestión de la mucosa.

Artritis supurativa tarsal.

3. Finalmente, después de analizar los datos de la Historia Clínica y el Diagnóstico Morfológico Postmortem obtenido en la necropsia se puede emitir un Diagnóstico Presuntivo mencionando la(s) enfermedad(es) que pueden estar causando el problema.

Los Diagnósticos Presuntivos se podrán modificar de acuerdo con los resultados de las pruebas de laboratorio realizadas.

En el Ejemplo Anterior, el Diagnóstico Presuntivo sería: “Los datos de la Historia Clínica y el Diagnóstico Morfológico Postmortem son compatibles con un cuadro de Micoplasmosis Aviar con infección bacteriana secundaria”.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- 1) A Laboratory Manual for the Isolation and Identification of Avian Pathogens, Fifth Edition, 2008. Edited by L. Dufour-Zavala, Swayne D. J. Glisson, M. Jackwood, J. Pearson, W. Reed, M. Jackwood, and P. Woodcock. Published by The American Association of Avian Pathologist, University of Pennsylvania, USA.
- 2) American Veterinary Medical Association. AVMA Guidelines on Euthanasia June 2007 http://www.avma.org/issues/animal_welfare/euthanasia.pdf Consultado: Julio 15 2010.
- 3) Bermudez, A. and Stewart-Brown B.: Disease Prevention and Diagnosis, in Chapter 1, Principles of disease prevention: diagnosis and control. Diseases of Poultry, eleventh edition 2003, editor in Chief Y.M. Saif, Iowa State Press.
- 4) Johnson J.K. and W.M. Reid; Anticidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floor-pen experiments with chickens. Exp. Parasitolo. Volume 28; Issue 1; pp 30-36, August 1970.
- 5) Manual de Procedimientos Técnicos de Laboratorio, 5° Edición 2007. Editado por MVZ J.C. Valladares, 2007, Laboratorio de Control de Calidad y Patología Aviar, PAPSA, México.
- 6) OIE Manual of Diagnostic Test and and vaccines of terrestrial Animals 5TH Edition, 2004.

- 7) Rountre, L.; The technique for quantification of thymus, bursa and bone marrow and other changes. Program Consultant Avian Health and Management. Litchfield, ME, USA, 1984.

Volver a: [Enfermedades de las aves](#)