



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



MANUAL DE PRÁCTICAS
DE ANATOMOPATOLOGÍA

Junio 2024

ÍNDICE

Introducción	3
Objetivo general	3
Práctica 1. Métodos de muerte en animales	5
Práctica 2. Técnica de necropsia en perros y gatos	23
Práctica 3. Cambios <i>post mortem</i>	34
Práctica 4. Toma y envío de muestras	42
Práctica 5. Descripción de lesiones macroscópicas y microscópicas	61
Práctica 6. Técnica de necropsia en aves	92
Práctica 7. Técnica de necropsia en conejos	104
Práctica 8. Técnica de necropsias en peces	111
Práctica 9. Técnica de necropsia en bovinos	122
Práctica 10. Técnica de necropsia en pequeños rumiantes domésticos .	155
Práctica 11. Diagnóstico citopatológico	169
Práctica 12. Integración de un caso clínico patológico	188
Anexo: Bioseguridad en Laboratorio de Necropsias	190

INTRODUCCIÓN

El estudio de la anatomopatología veterinaria es fundamental para el entendimiento de las enfermedades que afectan a las diferentes especies animales. Este campo no solo permite identificar las causas de muerte, sino que también contribuye a mejorar las prácticas de manejo y tratamiento en la clínica veterinaria. El presente manual de prácticas de anatomopatología ha sido diseñado como una guía exhaustiva para estudiantes del área veterinaria, proporcionando una base sólida en la técnica de necropsias, la toma de muestras, y la descripción de lesiones.

A lo largo de este manual, se abordarán diferentes aspectos esenciales para la realización de necropsias en diversas especies animales, incluyendo métodos adecuados para la toma de muestras destinadas a diferentes tipos de análisis laboratoriales, así como una comprensión detallada de los cambios *post mortem*. Además, se incluirán pautas claras sobre bioseguridad, fundamentales para garantizar la protección tanto del personal involucrado como del entorno.

Objetivo General

El objetivo general de este manual es proporcionar a los estudiantes y profesionales de la veterinaria una herramienta práctica y detallada que les permita desarrollar habilidades competentes en la realización de necropsias y en la evaluación anatomopatológica de las lesiones en animales. Con este fin, el manual se centra en:

- Instruir en las técnicas correctas de necropsias para diversas especies animales.
- Guiar en la adecuada toma y manejo de muestras para diferentes laboratorios (histopatología, microbiología, toxicología, entre otros).
- Describir los métodos de muerte utilizados en estudios anatomopatológicos.
- Explicar los cambios *post mortem* y su relevancia en la interpretación de hallazgos patológicos.
- Proporcionar criterios estandarizados para la descripción de lesiones.

- Establecer normas de bioseguridad que deben seguirse durante las prácticas de necropsia.

Con este enfoque integral, se espera que los usuarios del manual adquieran los conocimientos y habilidades necesarios para realizar investigaciones y diagnósticos precisos, contribuyendo así al avance del conocimiento en la patología veterinaria y al mejoramiento de la salud animal.

Práctica 1. Métodos de muerte en animales

Irma Eugenia Candanosa Aranda

Beatriz Vanda Cantón

1.1 INTRODUCCIÓN

Los médicos veterinarios nos hemos tomado la atribución de tomar las vidas de los otros animales, pero debemos estar conscientes de la gran responsabilidad que esto conlleva. Hay que aclarar que no siempre que se mata a un animal se trata de eutanasia, son pocos los casos que pueden considerarse así. Hemos creído que podemos quitarles la vida en cualquier momento, sin restricciones, no importando si están sanos, enfermos o si padecen alguna condición incurable en etapa terminal, sin cuestionarnos si matarlos es correcto o no. Pero ¿por qué lo vemos así? ¿Acaso sus vidas son menos valiosas que las nuestras y por ello, pensamos que matarlos no tiene importancia?

1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Definir los diferentes términos que se emplean para referirse a la muerte de los animales medicamente y éticamente aceptables, empleando ejemplos de casos.
- b) Emplear los términos correctos: eutanasia, aturdimiento, inconsciencia, eutanasia subrogada, matanza, entre otros, y explicar por qué el término “sacrificio” es incorrecto.

1.3 ACTIVIDADES

Explicar los diferentes términos que se emplean para referirse a las diferentes formas de matar a los animales a través de la exposición y preguntas de casos clínico patológicos en varias especies de animales domésticas y silvestres en las que hayan requerido emplear métodos de muerte.

1.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Reconocer y emplear correctamente la terminología relacionada con la muerte de los animales, aplicando conocimientos de anatomía, fisiología y farmacología, y comprenderá la importancia de tener una actitud respetuosa hacia los responsables, los tutores y a los animales.

NOMENCLATURA

Existen muchas formas de nombrar al acto de quitarles la vida a los animales, algunos términos son eufemismos (como “poner a dormir” o sacrificar) y, por lo tanto, son imprecisos e incorrectos, por lo que no deben utilizarse.

a. Sacrificio

La palabra sacrificio (viene del latín sacro oficio = oficio sagrado) que se refiere a una ofrenda hecha a algún dios con carácter de expiación o petición; o bien, cuando alguien se ofrece voluntariamente por el bien de los demás, como los héroes o los mártires; lo que no es el caso cuando se mata a los animales. El uso del verbo “dormir” también es incorrecto, ya que indica una acción reversible y temporal del estado de despierto, mientras que la muerte es un proceso irreversible y definitivo.

“Muerte con misericordia” sería una forma más adecuada para el acto de interrumpir la vida de un animal a través de un método rápido y de la manera menos dolorosa para él, siempre y cuando éste se encuentre sufriendo sin remedio. Matar a un animal de una forma compasiva, implicaría también la responsabilidad de decidir el momento y la mejor forma de su muerte.

b. Eutanasia

Del griego *eu* =bueno, y *thanatos* =muerte,) quiere decir “buena muerte”. En el contexto de la medicina veterinaria esta palabra ha sido empleada para designar el acto de matar a un animal de una forma tranquila, con el mínimo estrés y dolor. Médicamente la eutanasia es considerada como “la interrupción de la vida por un

método indoloro, que produzca primero una rápida inconsciencia, seguida de la muerte”. El Colegio Holandés de Médicos, la define como: “la administración médica de un agente letal con el propósito de aliviar al paciente de un sufrimiento intolerable e incurable, cuando éste lo solicita reiteradamente”. En nuestro medio debería emplearse en el mismo sentido, es decir no sólo cuando se le quita la vida a un animal de una forma cuidadosa, siguiendo un protocolo anestésico, sino cuando se hace por el bien del propio animal que va a morir; es decir, cuando padece dolor crónico no controlable con analgésicos convencionales, lesiones graves y extensas, enfermedad incurable en etapa terminal o limitaciones y deterioro en sus funciones que le provoquen sufrimiento y repercutan negativamente en su bienestar.

Otro aspecto por el cual resulta complicado hablar de eutanasia en los animales no humanos, es que no la pueden solicitar ellos mismos, ni dar su consentimiento, lo que cambia totalmente el panorama con respecto al concepto de eutanasia que se tiene en humanos, en donde ésta (en los países que es legalmente permitida), sólo puede realizarse a petición del propio paciente y que cumpla ciertos requisitos diagnósticos.

A continuación, se propone una nomenclatura más científica que contribuya a aclarar los diferentes tipos y situaciones en que se les quita la vida a los animales.

EUTANASIA

No todas las formas ni motivos para matar a un animal pueden llamarse “eutanasia”. Para considerarla como tal, debemos hacernos dos preguntas: ¿para qué se le va a matar? y ¿cómo se le matará?; pues como ya se explicó, sólo puede llamarse eutanasia cuando el fin que se busca es terminar con una enfermedad incurable en etapa avanzada o que comprometa su bienestar, un dolor incontrolable, o una condición limitante o amenazante para su vida con mal pronóstico vital y funcional a corto plazo.

Dado que los animales no pueden pedir la asistencia médica para morir como lo hacen los pacientes humanos en los países que está permitida, es un tercero (el humano responsable o tutor del animal) quien la solicita al médico veterinario, o bien

éste puede recomendarla cuando sea el momento adecuado, por eso la debemos llamar **eutanasia subrogada** (por ser otros quienes la deciden y la solicitan, y no el paciente).

El objetivo de la eutanasia es pues evitar la agonía y poner fin a un sufrimiento continuo e incontrolable. En este sentido, se convierte en un acto médico-terapéutico que se realiza por el bien del animal que va a morir; pero cuando se les mata sólo para beneficio o intereses de otros, no se puede considerar eutanasia, aunque se realice usando anestésicos.

La segunda condición que se debe cumplir para llamarle eutanasia, es que el procedimiento debe causarle el menor dolor, miedo o ansiedad al animal; es decir, que no se dé cuenta que va a morir, esto generalmente se consigue siguiendo protocolos de sedación y sobredosis de agentes anestésicos, -ya sea inyectados o por vía inhalatoria-.

El médico veterinario tiene el derecho a rehusarse a matar a un animal -cuando considere que el caso no lo amerita-, ejerciendo su autonomía y apelando a su objeción por conciencia, sin que nadie pueda obligarlo a hacer algo en contra de sus principios y de su ética profesional.

MATANZA

Cuando los motivos para matar a los animales no son los ya descritos, no debe llamársele eutanasia, sino **matanza**, zoocidio o exterminio, como cuando se les mata por intereses humanos como por ejemplo, aquellos destinados a la alimentación, investigación, enseñanza, aquellos que nadie quiere o carecen de un “dueño” responsable, o los que son considerados como una “amenaza” real o potencial para otras poblaciones animales, incluyendo la nuestra.

La diferencia entre los tres términos antes mencionados, radica en que la matanza debe implicar el uso de un método que primero cause que el animal pierda la consciencia y no se dé cuenta ni sienta la muerte. Dado que generalmente la matanza se lleva a cabo en animales que van a ser consumidos y en los que no se puede usar anestesia ni sedantes, la inconsciencia se induce mediante mediante noqueo (con pistola de perno oculto), con tenazas para electroaturdimiento o por

inhalación de CO₂ en cámaras especialmente diseñadas para ese fin. Y después de no más de 30 segundos deben ser matados, generalmente mediante desangrado - por corte de carótidas y yugulares-, para que entren en choque hipovolémico y caigan en paro cardiorrespiratorio irreversible.

ZOOCIDIO Y EXTERMINIO

Zoocidio se refiere a matar a un animal -generalmente sano-, por intereses humanos o para beneficiar o proteger a otros, sin que esté relacionado con su estado de salud, y casi nunca se realiza usando métodos aceptados, por lo que no se asegura la pérdida de la conciencia ni se suprime el dolor ni la ansiedad que los animales experimentan antes de morir. Cuando el zoocidio se lleva a cabo contra varios animales o grandes grupos de ellos, se le debe considerar un exterminio (como en las matanzas por motivos zoonosanitarios).

CARACTERÍSTICAS PARA QUE UN MÉTODO DE MUERTE SE CONSIDERE ACEPTABLE

- i. Que primero induzca depresión profunda del sistema nervioso central y pérdida de la consciencia, para que el animal **no se dé cuenta, ni sienta dolor**, seguido de paro cardiorrespiratorio irreversible.
- ii. Que sea confiable y seguro, provocando mínimo dolor y ansiedad al animal.
- iii. Que se realice en un sitio apartado de otros animales.
- iv. Que no cause daño físico, ni emocional a quien lo lleva a cabo.

Muchos de los procedimientos que tradicionalmente se han empleado para matar animales son incorrectos, ya que no les provocan inconsciencia previa ni eliminan su capacidad de sentir dolor o ansiedad. Por desconocimiento muchos métodos de muerte que aún se usan, resultan inaceptables. En otros casos, sólo se les induce aturdimiento sin que lleguen a la muerte; por lo que es muy importante establecer la diferencia entre los métodos que inducen pérdida de la conciencia y los que causan la muerte en forma directa.

Técnicas para producir inconsciencia o aturdimiento

La **pérdida de la conciencia** y disminución de la percepción sensorial, pueden inducirse mediante el uso de fármacos como anestésicos, agentes hipnóticos, disociativos, opioides o combinaciones de éstos con sedantes (cuadro 1).

Pero cuando a los animales que van a morir no se les debe aplicar fármacos (como aquellos que serán destinados a la alimentación), entonces la inconsciencia se puede inducir empleando gases como dióxido de carbono (de cilindros comerciales especiales) o mezcla de otros gases, o bien, a través de métodos físicos o mecánicos, lo que se le conoce como **aturdimiento o noqueo**.

Cuadro 1. Métodos recomendados para inducir sedación o aturdimiento en animales domésticos

FÁRMACOS	ANIMALES EN QUE SE RECOMIENDA
Xilacina + Ketamina	Todos los mamíferos y aves.
Tiletamina + zolazepam o midazolam	Perros, gatos, cerdos y otros mamíferos.
Acepromacina + midazolam o butorfanol	Mamíferos y aves
Opioides: morfina, fentanilo, metadona	Mamíferos, aves y reptiles
MÉTODOS FÍSICOS	
Pistola de perno cautivo o émbolo oculto penetrante	Rumiantes grandes y pequeños, équidos, cerdos menores de 4 meses, y algunas especies de reptiles.
Electroaturdimiento (corriente a través del encéfalo)	Cerdos, borregos, cabras, aves.
GASES	
Dióxido de carbono* + oxígeno (*cuestionado por ser molesto para los animales)	Perros, gatos, conejos, cobayos, roedores y aves.

El aturdimiento se puede llevar a cabo por medio de:

- Trauma craneo-encefálico (concusión), con pistolas o pistoletas de émbolo oculto o perno cautivo penetrante.

Este método además de noquear al individuo, también pueden llegar a provocarle la muerte mediante choque neurogénico o bien, por la hemorragia que produce al perforar el cráneo y destruir el cuerpo calloso que une a los dos hemisferios cerebrales. Para ello es necesario colocar el pistoleta sobre la frente del animal, como se muestran en los esquemas de la NOM-033-SAG/ZOO-2014 y en la presentación que acompaña a este documento (generalmente se coloca en el punto donde se interceptan o unen dos líneas imaginarias que suelen ir de la comisura interna del ojo a la oreja o al cuerno contralateral). Se emplea en rumiantes grandes y pequeños, y en équidos, pero no se recomienda en cerdos que pesen más de 30 Kg, debido a que el perno no alcanza a llegar hasta el encéfalo.

- Electroaturdimiento pasando corriente eléctrica a través del encéfalo, es decir, con los electrodos a ambos lados de la cabeza, también se le conoce como electronarcosis.

Para esto se usan tenazas especiales que se ajustan a la cabeza; se suelen usar en cerdos, pequeños rumiantes, avestruces y gallináceas. Y se deben cumplir los siguientes requisitos:

- a) **Jamás usar corriente eléctrica de las tomas domésticas**, que ni mata a los animales ni los deja inconscientes, ya que es crucial el amperaje de la corriente y no el voltaje; el amperaje se refiere a la intensidad de la misma, por eso se requiere de una toma especial o de un transformador, para que la intensidad de la corriente sea de entre 1.2 y 2 amperes y 240 voltios. Pero si el animal pesa entre 90 y 130 Kg se requieren 4 amperes y 400 voltios, y si pesa más de 130 Kg 6 amperes y 600 voltios.
- b) Nunca colocar los electrodos o pinzas en otros sitios del cuerpo que no sean las sienes o en los lugares especificados en las normas y en las

recomendaciones internacionales actuales. No se deben colocar en boca y ano, ni en boca y región sacra, o en labios o extremidades.

- c) No se deberá mojar al animal, simplemente basta con humedecer las regiones temporales de la cabeza en donde se van a colocar los electrodos.

También se puede inducir inconsciencia por inhalación de dióxido de carbono (CO₂) comercial o de uso hospitalario, envasado en cilindros especiales a una concentración entre el 80 y 90%. Nunca se deberá usar el CO₂ proveniente de motores de combustión interna, porque está quemado, caliente y mezclado con otros gases tóxicos, que produce quemaduras y asfixia. Los animales se colocan en una cámara cerrada –para que el gas no escape–, con dos entradas: una para el CO₂ y otra para que entre aire con oxígeno.

En cerdos la concentración de CO₂ para el aturdimiento debe ser entre 80 y 90%. Una vez introducidos en la cámara de aturdimiento, los animales serán mantenidos allí hasta que queden inconscientes y sean matados por exanguinación (desangrado). El tiempo de exposición a esta concentración de CO₂ es de 3 minutos. La densidad de animales (ya sean cerdos, roedores o lagomorfos) en la cámara deberá permitirles tener distancia razonable unos de otros, evitando amontonarlos. La cámara deberá contar con iluminación suficiente para que los animales puedan ver su entorno, así como pared o techo transparente para que los operarios puedan observar lo que ocurre con los animales y tener acceso a ellos en caso de emergencia. La cámara deberá estar provista de un medidor que indique permanentemente la concentración de CO₂ y el tiempo de exposición, y que emita una señal de alerta si la concentración de CO₂ disminuye y se sitúa por debajo del nivel mínimo requerido.

Sin embargo, en investigaciones recientes se ha visto que la exposición a altas concentraciones de CO₂ resulta repulsiva y dolorosa para los animales. Por esta razón se están desarrollando nuevas mezclas de gases que no les causen angustia, dolor ni sean repulsivos, como diferentes concentraciones de argón, nitrógeno u otros gases inertes con un 2% por volumen de oxígeno.

El tiempo de exposición a la mezcla de gases deberá ser suficiente para que los animales no puedan recobrar el conocimiento antes de morir por desangrado o por paro cardíaco.

Signos de que un animal está aturdido o inconsciente

En todos los casos los signos que demuestran que el individuo se encuentra inconsciente o aturdido, son:

- a) Se desploma inmediatamente y no trata de levantarse
- b) Baja su frecuencia respiratoria y no emite vocalizaciones
- c) Sus extremidades pueden estar extendidas o relajadas,
- d) Los párpados permanecen abiertos, las pupilas fijas, sin desviación y ausencia del reflejo palpebral.

Independientemente del método de noqueo, aturdimiento o narcosis que se use, el animal inconsciente debe ser matado inmediatamente, antes de que pasen 30 segundos antes de que pudiera recuperar la conciencia.

Técnicas y procedimientos que provocan la muerte de los animales

Ya sean de tipo físico o químico se aplican en animales previamente inconscientes. Los métodos químicos se refieren a fármacos anestésicos y son los de **primera elección**, ya sea por vía parenterales o inhalables, también se usan combinados con opioides y sedantes. Los barbitúricos deben aplicarse vía IV mediante un catéter, o en su defecto usar la vía IP, siguiendo las indicaciones del laboratorio fabricante. Las vías intracardiaca o intratorácica producen mucho dolor por lo que no están aceptadas.

Cuando se va a matar a los animales con métodos físicos (desangrado por corte de carótidas, subclavia, plexo braquial, o decapitación), es necesario que los animales estén previamente aturdidos o inconscientes.

Si no se cuenta con anestésico suficiente para matar al animal, que generalmente es tres veces la dosis anestésica. Se le puede anestesiarse y después desangrarlo o matarlo con un método físico.

Si se les va a matar con electricidad es más complejo, pues primero como ya se explicó la corriente debe pasar a través del cerebro para inducir pérdida de la consciencia e inmediatamente después provocar fibrilación ventricular, paro cardíaco e hipoxia; por lo tanto, se requieren tres electrodos: dos en ambos lados de la cabeza, a la altura de los temporales, y el tercero sobre el dorso, o en la región torácica a nivel del corazón, nunca en otros sitios.

NOTA:

Los métodos físicos sólo se usarán cuando por causas de fuerza mayor, no se pueda utilizar ninguno de los métodos químicos (por ejemplo, si los cadáveres de los animales van a ser consumidos), pero siempre deberán estar inconscientes o anestesiados previamente.

Cuadro 2. Métodos químicos recomendados para matar animales domésticos

Método	Especies en las que puede aplicarse
Pentobarbital sódico (<i>i.v</i>) sólo o combinado <i>(Previa sedación)</i>	En todos los mamíferos, aves, anfibios y reptiles.
Opioides en combinación con sedantes o anestésicos	En todos los mamíferos
Anestésicos inhalables (enflurano, isoflurano, sevoflurano)	Perros, gatos, lagomorfos, roedores y aves.

Métodos condicionados a usarse sólo bajo anestesia:

- I. La dislocación cervical manual es un método de muerte poco recomendado, ya que no causa pérdida de la conciencia, de hecho, las gallinas pueden permanecer conscientes hasta por 40 segundos después del procedimiento, mientras su cabeza siga recibiendo aporte sanguíneo, por lo que la literatura refiere que sólo puede emplearse en roedores que pesen máximo 250 g y en aves y conejos que pesen máximo 1 kg. Además, debe ser efectuado por personal bien entrenado, para evitar provocar dolor y sufrimiento a los animales.
- II. Desangrado por corte de carótidas y yugulares. O si es durante una cirugía, se puede cortar uno de los grandes vasos.
- III. La inyección I.V. de cloruro de potasio (KCl) produce paro cardíaco en diástole, no mata en forma rápida y causa dolor intenso y prolongado; por lo que sólo debe administrarse cuando el animal esté en plano anestésico profundo, por vía endovenosa.
- IV. La decapitación tampoco induce inconsciencia rápida, pues se ha visto mediante potenciales evocados por electroencefalografía, que, en las cabezas separadas de los cuerpos, el cerebro responde a estímulos luminosos, auditivos, olfatorios y gustativos; y las cabezas “boquean” porque les falta oxígeno. Por lo que sólo suele aceptarse en animales neonatos.

Métodos inaceptables y prohibidos para dar muerte a los animales

La Asociación Americana de Médicos Veterinarios en su publicación del 2020 sobre este tema, señala como inaceptables las formas para matar a los animales que se presentan en el cuadro 3.

Cuadro 3. Métodos inaceptables para matar animales

Métodos físicos inaceptables	Métodos químicos inaceptables
Ahogamiento	Cianuro
Ahorcamiento	Cloroformo y éter

Cámara de descompresión	Cloruro de potasio
Congelamiento o hipotermia	Estricnina, curare, succinil colina, pancuronio o cualquier paralizante
Degüello (Corte de tráquea y vasos del cuello)	Insulina
Golpes	Solventes
Horno de microondas	Sulfato de magnesio
Inyección endovenosa de gas (embolia gaseosa)	
“Puntilla” o sección medular cervical.	

EUTANASIA SUBROGADA

Lo que define a un animal de compañía no es su especie, sino que puede ser cualquier animal que convive estrechamente con el humano, sin ser utilizado para consumo, aprovechamiento u otro fin lucrativo, y en donde ambas partes obtienen satisfacción de la mutua convivencia. Es decir, un perico, un ratón o un caballo. Por lo que cuando se decide su muerte, generalmente es por motivos de salud (enfermedad o traumatismo graves e incurables u otra situación que provoque que sus condiciones de vida no sean compatibles con un nivel de bienestar aceptable), en estos casos sí aplica el término de **eutanasia subrogada**.

Antes de realizar la eutanasia, el médico veterinario debe hacer una valoración cuidadosa y completa del paciente y contar con un diagnóstico que sustente que ayudarlo a morir esa es la mejor alternativa que puede ofrecerle al paciente. Así mismo debe contar con una carta de solicitud de eutanasia firmada por el tutor o el responsable del animal.

La eutanasia es un acto médico, por lo que sólo debe ser llevado a cabo por un médico veterinario capacitado y que conozca la condición clínica del paciente. Consiste en aplicar por vía endovenosa o inhalada una sobredosis de anestésicos (generalmente se emplean barbitúricos, combinaciones de éstos, u opioides combinados o precedidos de algún tranquilizante o sedante), los cuales provocarán

que el individuo se relaje, pierda la consciencia y disminuya su ansiedad. También se pueden usar anestésicos inhalables como los que se presentan en el cuadro 2. La muerte se produce en breves instantes, ya que el anestésico deprime los centros nerviosos que controlan la respiración y el ritmo cardíaco, hasta que se ocurre el paro cardiorrespiratorio irreversible, mismo que el médico deberá constatar con un estetoscopio.

Muerte de animales usados en enseñanza e investigación

Se aplica cuando el experimento ha terminado o bien, cuando los animales presentan dolor o deterioro físico y/o emocional derivado de los procedimientos a los que han sido sometidos. Con ellos se deben seguir los mismos criterios que con los animales de compañía, no importando su especie, es decir, se debe privilegiar el uso de anestésicos para matarlos, o anestesiarlos antes de que se les aplique el método de muerte. No se justifican los métodos físicos si los cadáveres no van a ser consumidos.

Para mayor información sobre los métodos de muerte en estos animales, también se puede consultar el numeral 9 de la Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999.

MUERTE EN AVES DOMÉSTICAS

En este punto sólo se abordarán las formas de muerte aceptadas en aves domésticas destinadas al consumo, como gallinas, pollos, pavos, patos, codornices y avestruces. Aquellas que no van a ser consumidas, ya sea porque son de compañía, se usan en cetrería, forman parte de colecciones, aviarios, o se usan en investigación o enseñanza, deben morir mediante **sobredosis de anestésicos**, con los fármacos y las vías de administración autorizadas por la normatividad.

Cuando los cuerpos de las aves serán consumidos, no se les puede inducir inconsciencia ni muerte con fármacos, por lo que como en los mamíferos, pueden ser aturdidos mediante pinzas de electroaturdimiento que se colocan bilateralmente en la zona entre el ojo y el orificio auditivo, o en cámaras o mascarillas con una mezcla de CO₂ y otros gases, o bien, con una pequeña pistola de émbolo oculto.

Aturdimiento mediante corriente eléctrica y matanza por desangrado en aves destinadas al consumo

Hay tres formas comunes para aturdir a estos animales: el sistema de conos con placas eléctricas, tanques de agua electrificados (que es el que se emplea en los mataderos de México) y las tenazas eléctricas para pequeñas producciones.

Una vez inconscientes, se les cortan los vasos sanguíneos del cuello para causarles la muerte por desangrado.

- Método del tanque de agua electrificado

Presenta varios inconvenientes para el bienestar de los animales, debido a la posición en que son colocados y no se asegura su inconsciencia antes de ser desangrados.

Se realiza en tanques especiales llenos de agua con un electrodo sumergido en el fondo, el cual debe tener la misma longitud del tanque. La altura del tanque debe ser ajustable para garantizar la inmersión de la cabeza de cada ave. Los animales deberán estar sujetos de sus piernas en ganchos especiales de manera que su cabeza quede hacia abajo, y deberán ser sumergidas en el tanque por unos segundos hasta la base de las alas.

Dicho tanque tiene un amperímetro para indicar la intensidad de corriente total que reciben los animales. Las gallináceas deberán recibir la corriente durante al menos 4 segundos. Para mejorar la conductividad eléctrica del agua, se recomienda añadir un poco de sal al tanque.

Otra de las desventajas que presenta este método es que no considera que muchos de los animales tienen tamaños diferentes y no todos llegan al agua del tanque, por lo que no se garantiza su inconsciencia.

Siempre es mejor aplicar una corriente que, sin quemar a las aves, asegure la pérdida de conocimiento inmediata y que dure hasta su muerte por paro cardíaco o por desangramiento. Se debe hacer todo lo posible para evitar que pasen al estanque de escaldado estando conscientes o vivas.

En caso de que se utilicen sistemas automáticos y mientras no se disponga de sistemas de aturdimiento o de sangrado totalmente seguros, se recomienda contar con un sistema manual complementario para que aquellos animales que salgan conscientes del tanque de agua o del sistema de desangrado automático, sean matados inmediatamente antes de pasar al estanque de escaldado. Se debe procurar que los individuos de tamaño pequeño no se mezclen con los más grandes, para que sean aturdidos por separado.

Aturdimiento con tenazas eléctricas

Cuando se trata de pocos animales que van a ser consumidos, se pueden usar unas tenazas similares a las usadas en cerdos o en pequeños rumiantes, pero más pequeñas y manejan otros amperajes, por ejemplo, para pollos 300-400mA y en pavos y gallinas 400mA.

Aturdimiento de las aves de corral mediante gases inhalados

El objetivo de este método es evitar el dolor y el sufrimiento que conllevan los sistemas de aturdimiento y matanza en donde las aves están colgadas y son sumergidas en tanques de agua. Se puede utilizar en animales que estén en jaulas o en contenedores. La mezcla de gas utilizada no deberá ser repulsiva para los animales.

El aturdimiento por gas de las aves en los contenedores en que son transportadas evita tener que manipularlas en la planta de matanza, por lo que deberán ser conducidas a la cámara de gas en jaulas de transporte.

Las mezclas de gases utilizadas para el aturdimiento las de aves de corral son las siguientes:

Exposición mínima de 2 minutos a una mezcla compuesta de dióxido de carbono (40%), oxígeno (30%) y nitrógeno (30%), seguida de la exposición durante un minuto al dióxido de carbono (concentración del 80%).

Aturdimiento mediante pistola de émbolo oculto

Se realiza con una pistola más pequeña que la usada en mamíferos, es útil cuando se tienen que matar pocas aves. Una de sus ventajas es que, en muchas ocasiones, no sólo las noquea o aturde, sino también les provoca la muerte. La desventaja es que se requiere de una buena inmovilización para que el método sea seguro tanto para el animal como para el operador.

Muerte por desangrado

Cuando los animales que hayan sido aturdidos, deberán ser desangrados inmediatamente. El procedimiento se realiza por corte de las dos arterias carótidas. El personal deberá observar y poder tener acceso a los animales durante el proceso ya que si muestran señales de recobrar el conocimiento deberán ser aturdidos de nuevo.

Después del corte de dichas arterias se esperará que transcurran 30 segundos por lo menos, antes de proceder al escaldado o al desplumado, hasta estar seguros que hayan cesado todos los reflejos.

En el caso de los avestruces, el método recomendado es aturdimiento mediante pinzas o tenazas eléctricas colocadas entre el ojo y el oído de cada lado de su cabeza, y posteriormente desangrado inmediato.

Con las aves de compañía o aves rapaces, y las que son alojadas en zoológicos, aviarios, así como todas aquellas que no serán consumidas, como las usadas en investigación o enseñanza, los métodos para quitarles la vida deben ser los mismos indicados para los animales de compañía; privilegiando siempre la **sobredosis de anestésicos**. La sedación generalmente es por vía IM en los músculos pectorales, y posteriormente administrar barbitúricos IV en la vena radial del ala o yugular, u otros anestésicos como los descritos en el cuadro 2. Obviamente, no se les deben quitar las plumas por arrancamiento hasta que no estén sedadas o aturdidas.

1.5 BIBLIOGRAFÍA

1. Álvarez del Río, A. (2011). Decidir por otros: Ética de la toma de decisiones subrogada. *Diánoia*, 56 (67): 198-202. Disponible en:

[http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0185-24502011000200015&lng=es&tling=es.](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0185-24502011000200015&lng=es&tling=es)

2. Close B, Banister K, Baumans V, Bernoth EM, Bromage N, Bunyan J, *et al.* (1996). Recomendaciones para la Eutanasia de los Animales de Experimentación. Parte 2. *Laboratory Animals*, 30: 293-316. Disponible en:
https://fmvz.unam.mx/fmvz/principal/archivos/cicuae/Metodos_eutanasia.pdf
3. Knesl O., Hart BL, Fine AH., Cooper L., *et al.*, (2017). Veterinarians and humane endings: When is it the right time to euthanize a companion animal? *Frontiers in Veterinary Science, Open Access*, vol. 4, art. 45. Disponible en:
<https://doi.org/10.3389/fvets.2017.00045>
4. Lambooi, E. Reimert, H., Verhoeven, M. Hindle, V. (2014). Cone restraining and head-only electrical stunning in broilers: Effects on physiological responses and meat quality. *Poultry science*, 93: 512-8. Doi:10.3382/ps.2013-03318
5. Leary S, Underwood W, Anthony R, Cartner S, Corey D, *et al.* (2020). Guidelines for the Euthanasia of Animals. 2020, Ed. *American Veterinary Medical Association (AVMA)*. Disponible en: https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020_Euthanasia_Final_1-15-20.pdf
6. Low, P. Panksepp, J., Reiss, D., Edelman, D., *et al.*, (eds.) (2012), *The Cambridge Declaration on Consciousness* [Declaración de consciencia de Cambridge]. Cambridge, U.K.: Francis Crick Memorial Conference. Disponible en:
<https://www.animal-ethics.org/declaracion-consciencia-cambridge/>
7. Nielsen, SS, Alvarez, J, Bicot, DJ, Calistri, P, *et al.*, (European Food Safety Authority. Panel on Animal Health and Welfare). 2019. Scientific Opinion on the killing for purposes other than slaughter: poultry. *EFSA Journal*, 17(11): 5850, 83 pp. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2019.5850>
8. Organización Mundial de la Salud (OMS). 2007. Cuidados paliativos. Disponible en <https://www.who.int/cancer/palliative/es/>
9. Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA), 2023. Sacrificio de animales. *Código Sanitario para los Animales Terrestres*, Cap. 7.5 Disponible en:

<https://www.woah.org/es/que-hacemos/normas/codigos-y-manuales/acceso-en-linea-al-codigo-terrestre/> [consultado el 19/04/2024]

10. Real Academia Española: *Diccionario de la lengua española*, 23ª ed., [versión 23.4 en línea]. Disponible en: <https://dle.rae.es/sacrificio> [Consulta el 16 de noviembre de 2020]
11. Real Colegio de Médicos Holandés (KNMG). (2017). Euthanasia in the Netherlands, agosto 2017. Disponible en: <https://www.knmg.nl/actualiteit-opinie/nieuws/nieuwsbericht/euthanasia-in-the-netherlands.htm>
12. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). Norma Oficial Mexicana, NOM-033-SAG/ZOO-2014, Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres. Disponible en: http://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5405210&fecha=26/08/2015.
13. Sneddon, L., Elwood, R., Adamo, S., y Leach, M. (2014). Defining and assessing animal pain. *Animal Behaviour*, 97: 201-212. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2014.09.007>
14. Vanda B. (2014) Muerte y eutanasia en los animales de compañía *Reflexiones Marginales*, 4 (4). #24 Bioética, Dossier. ISSN: 2007-8501. Disponible en: <https://reflexionemarginales.com.mx/blog/2014/11/30/muerte-y-eutanasia-en-los-animales-de-compania/>

Práctica 2. Técnica de necropsia en perros y gatos

Gerardo Salas Garrido

2.1 INTRODUCCIÓN

La necropsia o autopsia se define como la disección sistemática de un cadáver con el fin de identificar y caracterizar los cambios tisulares presentes en el organismo examinado; así como la toma de muestras de los tejidos afectados para la realización de análisis histopatológico o para otros estudios complementarios que permitan establecer en su conjunto la causa de enfermedad y/o muerte del organismo. La técnica de necropsia debe seguir los pasos de manera puntual, con la finalidad de que no existan omisiones o errores en su ejecución y que permitan de manera continua optimizar este ejercicio científico diagnóstico.

2.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Conocer y realizar la disección y examinación macroscópica de los diferentes órganos y sistemas en un cadáver de perro o gato, para la identificación de lesiones tisulares.

2.3 ACTIVIDADES

Realizar la técnica de necropsia e identificar alteraciones macroscópicas en los órganos del cadáver.

2.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Extraer, disecar y examinar los órganos y sistemas en un cadáver.

Identificar las alteraciones morfológicas en los tejidos.

Tomar muestras representativas de las lesiones encontradas.

2.5 MATERIAL

Equipo de protección (figura 2.1)

- botas de hule antiderrapantes

- overol o bata
- mandil de plástico
- guantes de hule
- cubrebocas
- lentes de protección
- cofia desechable (en caso de tener cabello largo no recogido)

EQUIPO DE PROTECCIÓN PARA LA REALIZACIÓN DE NECROPSIAS



Figura 2.1

Equipo de disección y de toma de muestras (figura 2.2)

- cuchillo afilado
- pinzas de disección con y sin dientes de ratón
- tijeras rectas y curvas
- estilete
- costotomo (pinzas para cortar unión costo-condral)
- maza o martillo (para la obtención de medula ósea)
- arco y segueta o serrucho
- frascos de plástico o vidrio para colectar las muestras

MATERIAL PARA LA DISECCIÓN DEL CADÁVER



Figura 2.2

2.6 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

1.- Se debe examinar el cadáver externamente, donde se valorará la calidad de la piel, (limpieza de la capa de pelo, continuidad, ausencia de ectoparásitos). También se deben revisar las mucosas oral, ocular, genital y rectal donde se deben descartar, lesiones, cicatrices etc.

2.- El cadáver debe ser lavado con agua y colocado en decúbito supino (dorsal). Con el cuchillo, se hará una incisión longitudinal que abarque los planos cutáneo y subcutáneo, desde la sínfisis mandibular, hasta la sínfisis púbica y se separará la piel de las fascias musculares toraco-abdominales (figura 2.3).

INCISIÓN INICIAL

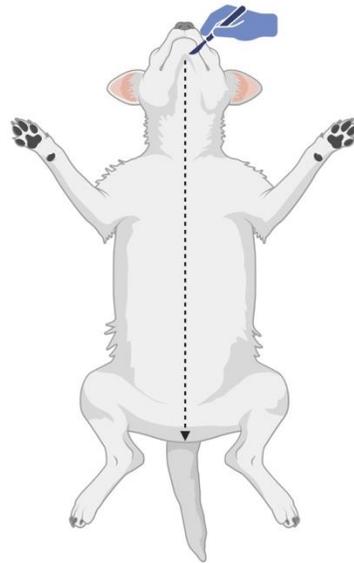


Figura 2.3

3.- Se cortarán los músculos miohioideos, paralelos a la cara interna de cada rama mandibular; y se hará tracción para proyectar la lengua y laringe por la base del mentón, donde se hará un corte con tijeras en la articulación del hueso hioides.

4.- Se disejarán los músculos largos de la cabeza y recto torácico (situados en el cuello ventral), haciendo tracción hacia ventral hasta el inicio de la caja torácica. En este punto es recomendable coleccionar las tiroides y paratiroides.

5.-Con el cuchillo se cortarán los músculos pectorales a nivel de cada miembro torácico, profundizando el corte hasta el plano axilar (desmembrando así ambos miembros torácicos) y dejando al cadáver en posición de cruz (figura 2.4).

6.- A nivel de las articulaciones coxofemorales, se hará un corte en diagonal en cada extremidad; exponiendo la cabeza femoral (figura 2.4). Por otra parte, se deberán cortar longitudinalmente los músculos torácicos en ambos costados de la caja torácica y cortar las costillas con ayuda de un costotomo, ya sea a nivel costocostal o a la mitad de cada costilla.

DESMEMBRAMIENTO TORÁCICO, CORTE
COSTO-CONDRAL Y DESARTICULACIÓN
COXOFEMORAL

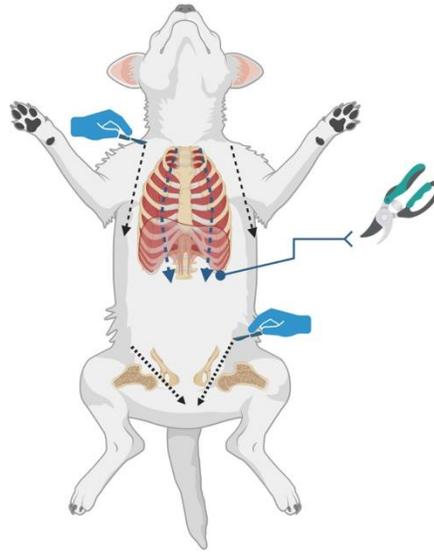


Figura 2.4

6.-Se hará tracción de la caja torácica cortada, hacia ventral y caudal, y se continuarán cortando los músculos abdominales hasta la zona pélvica. De esta manera se expondrán las vísceras torácicas, abdominales y pelvianas *in situ* (figura 2.5).

EXPOSICIÓN VISCERAL
TÓRACO-ABDOMINAL

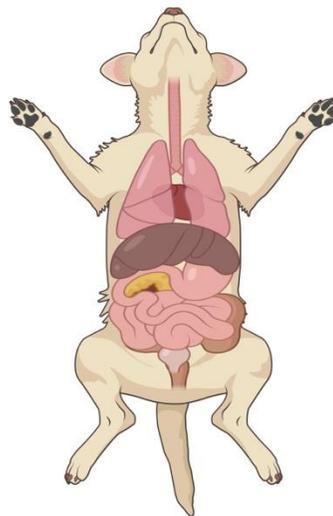


Figura 2.5

7.-Se sujetará el esófago y tráquea, realizando una ligera tracción hacia ventrocaudal y con las tijeras se diseccionará el bloque cardio-respiratorio. Posteriormente se apartará el esófago de la tráquea y se cortará tanto el paquete frénico (vena, arteria y nervio), como la vena cava caudal y la aorta (ambas a nivel de su salida diafragmática). De esta manera se extraerán los pulmones junto con el corazón.

8.- Para examinar el sistema respiratorio se deberá cortar con la tijera, la glotis y la tráquea dorsal hacia los bronquios intrapulmonares, de este modo, se expondrá y examinará el lumen traqueobronquial. En lóbulos de ambos pulmones se harán cortes transversales donde se evaluará el parénquima, tomando las muestras adecuadas (figura 2.6).

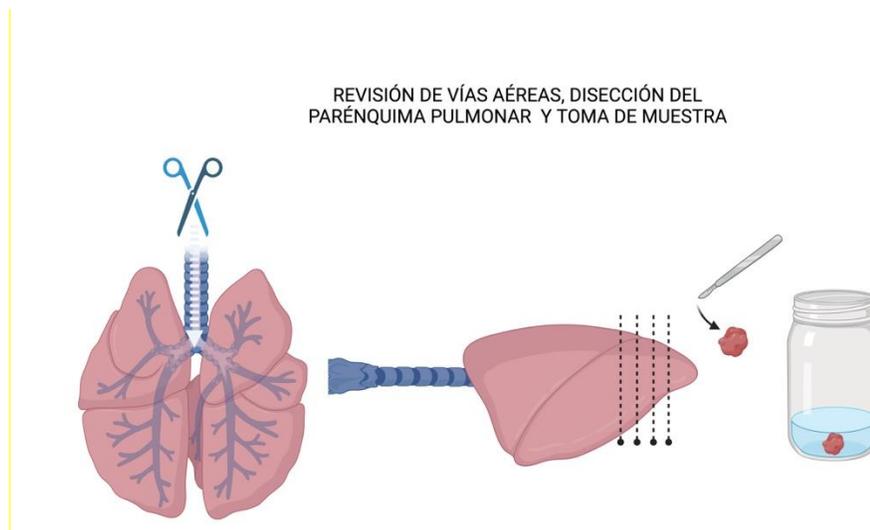


Figura 2.6

9.-Para la disección cardiaca, se retirará el saco pericárdico, cortando con tijera el pericardio en forma de “V” desde la zona apical de la silueta cardiaca, hacia la zona basal del corazón. Se evaluará la superficie epicárdica; y para valorar el miocardio, endocardio y sistema valvular atrioventricular y semilunar, deberán hacerse cortes, siguiendo la circulación sanguínea; esto es:

a) Cortar la vena cava caudal hacia la punta del atrio derecho, exponiendo la cámara auricular derecha.

- b) Cortar la pared ventricular derecha, realizando un corte que se origine cerca del seno venoso coronario hacia el ventrículo derecho, paralelo al septo interventricular, de esta forma se observará la válvula tricúspide. El corte se continuará en forma de “U” paralelo al septo interventricular, hasta salir por la arteria pulmonar, donde se evaluará la válvula semilunar pulmonar.
- c) La disección continuará en el hemicardio izquierdo donde se cortará la vena pulmonar y se accederá a la cámara atrial izquierda y con el cuchillo se cortará en medio del ventrículo izquierdo hacia el ápice del corazón, donde se expondrá la válvula bicúspide.
- d) Haciendo un corte entre la válvula tricúspide dirigido hacia la base del corazón, se accederá a la aorta, donde se revisará la válvula semilunar aortica y la salida de las coronarias.
- e) Se tomarán las muestras necesarias de las lesiones identificadas (figura 2.7).

DISECCIÓN Y TOMA DE MUESTRA
CARDIOVASCULAR

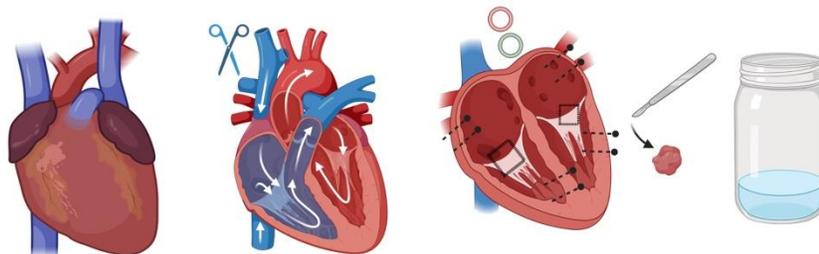


Figura 2.7

10.- Se extraerán las vísceras abdominales desde el esófago, hasta el recto, inicialmente separando el esófago del diafragma. Sujetando el esófago se hará tracción y cortarán los ligamentos gastrofrénico, gastrohepático y las inserciones mesentéricas lumbosacras y las ramificaciones aórticas, extrayendo la totalidad del tubo digestivo hasta recto (el cual será ligado), junto con el hígado, páncreas y mesenterio. En la cavidad abdominal y pélvica se quedarán las adrenales, el sistema urinario y el sistema reproductor.

Se deberá separar el hígado, el páncreas y el tubo digestivo de su inserción mesentérica. Tanto en el hígado como como en el páncreas y linfonodos mesentéricos, se deberán hacer cortes transversales a todo lo largo de los órganos, mientras que en el tubo digestivo se hará un corte longitudinal desde el esófago, a través de la curvatura mayor estomacal pared intestinal; donde se expondrá la mucosa digestiva, hasta llegar al recto (figura 2.8).

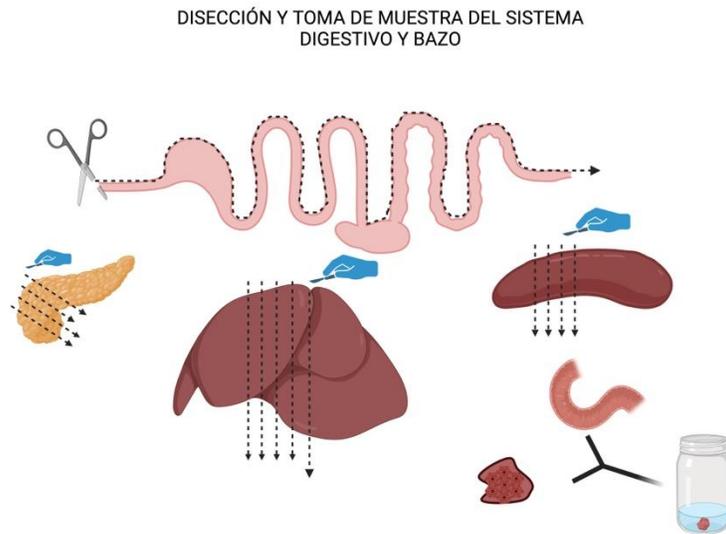


Figura 2.8

11.- A nivel retroperitoneal se colectarán ambas adrenales, posteriormente se extraerán los riñones junto con los uréteres, vejiga y uretra. En el caso de las hembras se disecarán los ovarios, oviductos y útero. En machos se disecarán los testículos junto con el epidídimo y ductos deferentes. Ambos riñones serán cortados sobre su eje longitudinal, evaluando en la superficie de corte la corteza, médula y pelvis renal. El tejido gonadal será cortado longitudinalmente exponiendo su superficie; por otra parte, todas las estructuras tubulares serán cortadas longitudinalmente para exponer su mucosa (figura 2.9).

DISECCIÓN Y TOMA DE MUESTRA DE SISTEMA
URINARIO Y REPRODUCTOR

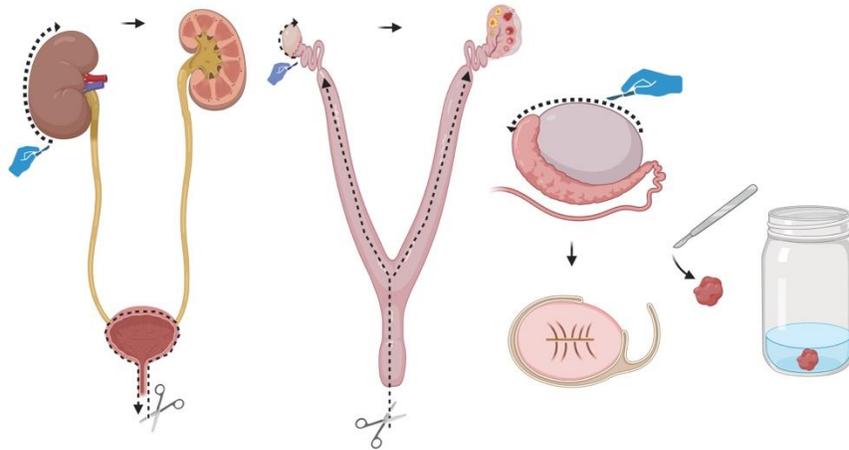


Figura 2.9

12.- Para extraer el encéfalo, se decapitará el animal haciendo un corte en la articulación atlanto-occipital y se retirará la piel y tejido blando de la cabeza (figura 2.10). Con la ayuda de una següeta o serrucho se deberán cortar los huesos del cráneo de la siguiente manera:

- a) Se hará un corte transversal sobre los huesos frontales a nivel supraorbitario (cercano a la porción terminal del arco cigomático).
- b) En cada costado del cráneo se realizará un corte longitudinal que se origine del cóndilo occipital y llegue o se interseque con el corte transversal frontal previamente hecho.

Posteriormente se levantarán los huesos occipitales parietales cortados, exponiendo el encéfalo, donde se retirarán las paquimeninges y se extraerá el encéfalo. El cual deberá ser fijado en formalina para su fijación.

Con la finalidad de evaluar el cerebro y cerebelo, se harán cortes coronales (transversales) sobre el tejido previamente fijado y se colectarán las muestras necesarias.

DISECCIÓN Y TOMA DE MUESTRA DE ENCÉFALO

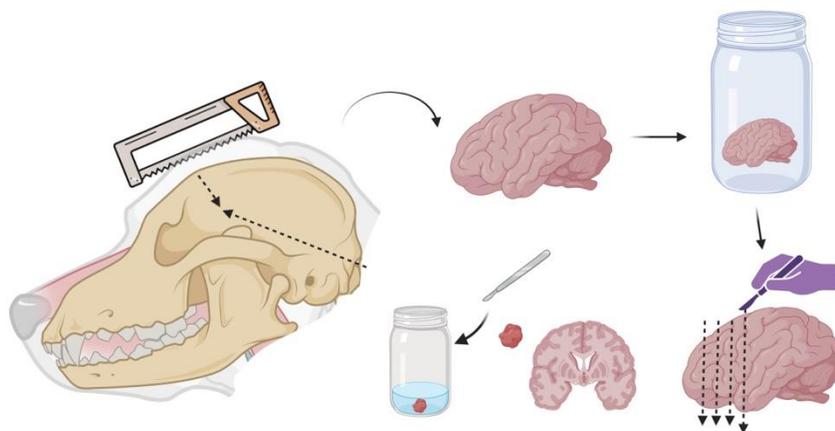


Figura 2.10

13.-Para extraer la medula espinal se deberán retirar los músculos dorsales y se deberá realizar un corte longitudinal en forma de “V” con segueta, en cada costado de las apófisis espinosas y transversas vertebrales, exponiendo de esta manera el canal medular, donde se retirará la medula espinal, y se realizarán cortes transversales. Posteriormente se cortarán transversalmente las articulaciones de la rodilla, se extraerá el fémur y se fracturará con el uso de un mazo, para obtener la medula ósea. Se tomarán las muestras necesarias (figura 2.11).

DISECCIÓN Y TOMA DE MUESTRA DE MÉDULA
ESPINAL Y MÉDULA ÓSEA

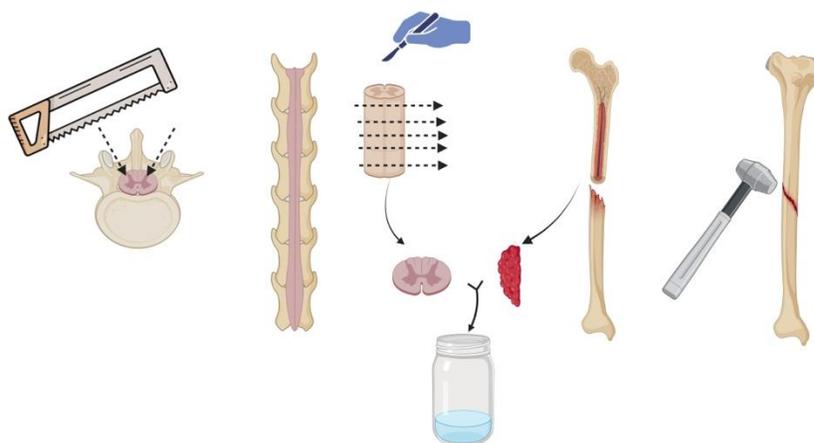


Figura 2.11

2.7 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

La realización de la necropsia se evaluará mediante el uso de la siguiente rúbrica.

ALUMNO: _____

FECHA: _____

INDICADORES DE COMPETENCIAS	20 PUNTOS	15 PUNTOS	10 PUNTOS	0 PUNTOS
	Excelente	Satisfactorio	Con recomendaciones	Necesita mejorar
Disección				
Identificación de lesiones				
Interpretación de lesiones para el diagnóstico				
Toma y envío de muestras				
Limpieza y organización				
SUMATORIA				
			PUNTAJE TOTAL (máximo 100 puntos)	

2.8 BIBLIOGRAFÍA

1. Aluja SA y Constantino CF (2002). Técnica de necropsias en animales domésticos. 2ª ed. El manual moderno.
2. King JM, Roth-Johnson L, Dodd DC, Newsom ME (2014). The necropsy book: A guide for veterinary students, residents, clinicians, pathologists, and biological researchers. 7th ed. The Internet-First University Press USA.
<http://ecommons.library.cornell.edu/handle/1813/62>

Práctica 3. Cambios *post mortem*

Isaac Martínez Racine

3.1 INTRODUCCIÓN

Cambios físicos y químicos que constituyen la progresión natural de la descomposición de un organismo después de la muerte, iniciando a nivel celular.

La comprensión de los cambios *post mortem* es esencial para:

- a. Evitar errores al interpretar cambios *post mortem* como verdaderos cambios patológicos macro y microscópicos.
- b. Estimar el intervalo *post mortem* o tiempo desde la muerte.

A continuación, se detallarán las características de algunos de los cambios *post mortem*.

***Algor mortis* o enfriamiento cadavérico**

Inicia de forma inmediata a la muerte, debido al cese de actividades celulares que generan calor y mantienen la temperatura. Existe una diferencia significativa entre la temperatura exterior e interior, debido al retraso en la pérdida de temperatura interna, que puede ser debido a:

- Metabolismo aerobio o anaerobio residual
- Procesos metabólicos de bacterias intestinales
- Física de la transferencia de calor (propagación de calor entre dos cuerpos con diferente temperatura hasta alcanzar un equilibrio térmico), por ejemplo, entre los sustratos donde se encuentre el cadáver.

Algunos factores que afectan directamente el enfriamiento pueden ser la especie animal, la causa muerte, la región anatómica, el tamaño del cuerpo, la capa o tipo pelaje del animal y cantidad de tejido adiposo subcutáneo y las condiciones ambientales.

Livor mortis

Coloración roja a violácea en la piel, membranas mucosas y tejidos blandos en sitios más cercanos al suelo. En este caso la sangre se asienta u ocupa las porciones más bajas con respecto a un patrón dependiente de la gravedad. Los vasos sanguíneos se dilatan por sangre a diferencia de, zonas de hemorragia y lesiones, en donde la sangre está fuera de vasos y en tejidos periféricos. Puede ser referida también como **congestión hipostática *post mortem***. La **fase temprana** del *livor mortis* ocurre dentro de las 8 a 12 horas después de la muerte, en donde al aplicar presión sobre el tejido la sangre se redistribuye y la región palidece temporalmente. En la fase tardía, posterior a las 8-12 horas, los eritrocitos comienzan a degradarse y el pigmento hemático puede “escapar” de los vasos sanguíneos, tiñendo los tejidos adyacentes de rojo. Al aplicar presión el tejido no palidece, a este se le conoce como ***livor mortis fijado***.

Rigor mortis

Estado de rigidez *post mortem*. En un estado de función muscular normal, la contracción y la relajación de las fibras musculares dependen de la producción de ATP (Adenosin Trifostato), pero una vez que el animal fallece, la ausencia de oxígeno metabólico impide la formación de ATP y los músculos se mantienen en un estado constante de contracción, la cual se mantiene hasta que físicamente se modifique la posición del cuerpo o inicie la descomposición. Ocurre más en adultos o animales de mayor masa muscular y depende de factores como la temperatura del ambiente, temperatura del cuerpo, actividad *ante mortem* e incluso la causa de muerte. Inicia entre las 2-6 h con la contracción de los músculos de la mandíbula, seguidos de los pectorales y de los miembros anteriores, para después los músculos de los miembros posteriores. A partir de las 36 h, comienza a desaparecer la contracción en el mismo orden de aparición (figura 3.1).

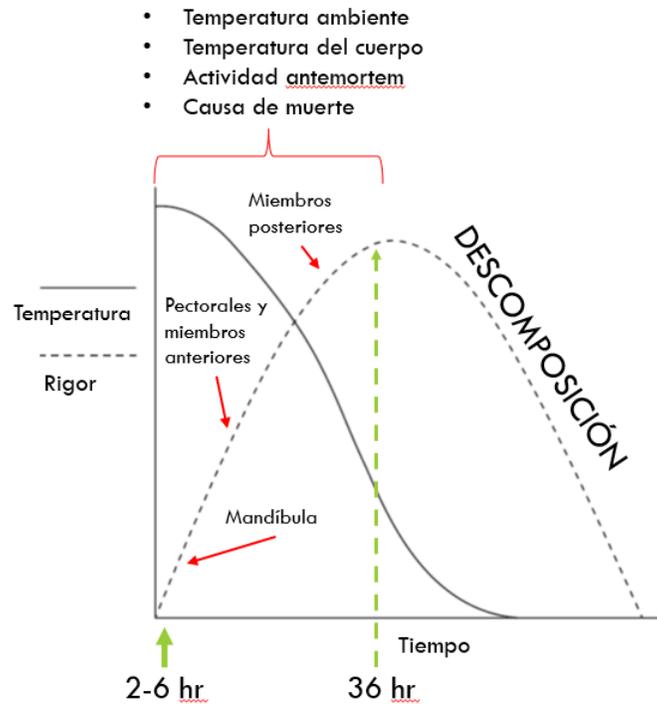


Figura 3.1. Gráfica comparativa entre la progresión del *rigor mortis* y el enfriamiento cadavérico. Modificado de: J.W. Brooks and L. Sutton. *Veterinary Forensic Pathology*. Springer 2018

Momificación

Modificación del proceso de putrefacción caracterizado por la desecación o deshidratación del tejido cadavérico, que ocurre bajo condiciones de pobre humedad, temperatura variable, suficiente ventilación y limitada actividad de insectos. Bajo condiciones secas se inhibe el proceso de descomposición (autólisis y putrefacción) y el tejido se deshidrata, otorgándole el aspecto característico con piel adelgazada, amarilla a café o negra y con apariencia de papiro o piel curtida, haciendo más prominentes las prominencias óseas y las uñas o cojinetes debido a la contracción de piel del borde adyacente. El tiempo necesario para su desarrollo es variable, pero suele necesitar varias semanas, bajo condiciones ambientales constantes y generalmente sin contaminación bacteriana o micótica.

Descomposición, autólisis y putrefacción.

La **descomposición** refiere el colapso de los tejidos como resultado de la combinación paralela de autólisis y putrefacción. La integridad de las membranas celulares colapsa y se manifiesta como la pérdida de la estructura macro y microscópica de los órganos. La **autólisis**, es el proceso de autodigestión por acción de las enzimas celulares internas. La **putrefacción**, resulta de la acción de bacterias, hongos, protozoarios e insectos sobre los tejidos. Existen variaciones en el rango de descomposición de un cuerpo, sin embargo, existen secuencias en los estados por los que un cuerpo avanza después de la muerte, si es que no se impide o retrasa su aparición por medios de preservación artificiales (figura 3.2).

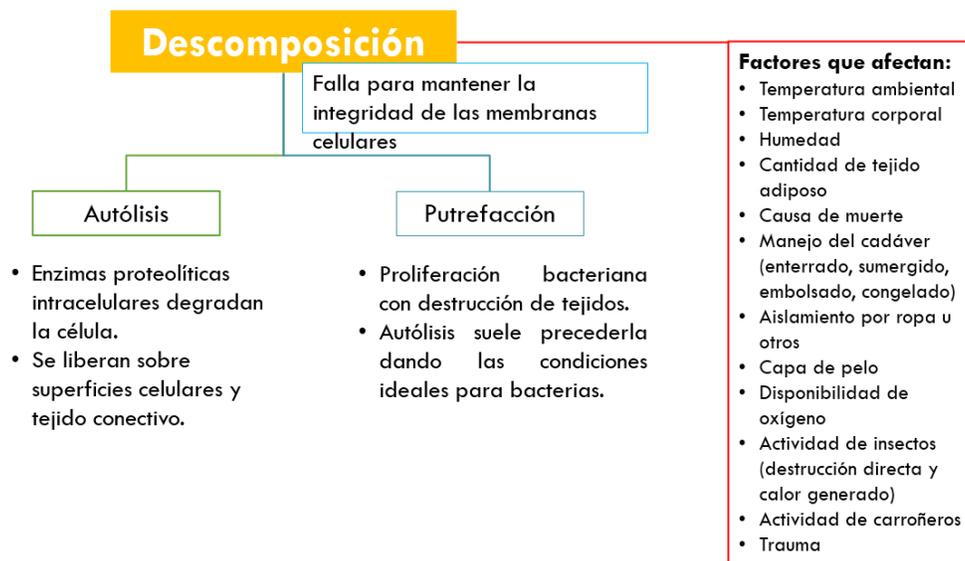


Figura 3.2. Características de los procesos de autólisis y putrefacción dentro de la descomposición, considerando los factores que los afectan.

En el proceso de la descomposición se aprecian diversos cambios que pueden sugerir que el tejido ya se encuentra en proceso de autólisis y putrefacción como son:

- **Cambios de color (Imbibición de hemoglobina y bilis, pseudomelanosis)**
- **Timpanización *post mortem***

- **Desprendimiento de capa superficial de piel**
- **Producción de fluido y gases**
- **Destrucción de tejidos blandos**
- **Eventual destrucción de hueso**

Imbibición de la hemoglobina: los eritrocitos se degradan y el pigmento hemático libre puede salir de vasos, “tiñendo” de rojo los tejidos adyacentes.

Imbibición de la bilis: la permeabilidad de la vesícula biliar aumenta y da pie a la salida de pigmento biliar que tiñe de color verde olivo, principalmente el tejido hepático, asas intestinales y estómago.

Pseudomelanosis: La liberación de sulfuro de hidrógeno como parte del catabolismo bacteriano en el intestino grueso, al combinarse con hemoglobina se transforma en sulfahemoglobina que otorga coloración verde al tejido local, principalmente la pared del intestino grueso, tejido adiposo local e incluso la pared abdominal.

Timpanismo: La actividad bacteriana incrementa posterior a la muerte por lo que la cantidad de gases incrementa debido a la fermentación, incluyendo sulfuro de hidrógeno, amonio, dióxido de carbono, metano y otros en menor concentración. Lo que se manifiesta con la distensión del estómago, intestinos, cavidad abdominal, vesículas llenas de gas en las serosas de las vísceras, que tienen aspecto turgente y consistencia crepitante. Incluso compromete el tejido adiposo interno o subcutáneo.

Desprendimiento de las capas superficiales de piel y mucosas. Después de la muerte, el estrato corneo de la epidermis se deshidrata, sobre todo en ambientes húmedos, por lo que se separa de la dermis debido a la liberación de enzimas hidrolíticas desde las células encontradas entre ambas capas. El desprendimiento puede comprometer todas las capas de la piel con el pelo y otras estructuras anexas, dejando ver el tejido blando profundo.

Puede determinarse el tiempo de muerte considerando los diversos cambios descritos, los cuales pueden englobarse dentro del cuadro siguiente, considerando el periodo de muerte y sus características (figura 3.3)

CARACTERÍSTICAS E INTERVALOS DE LOS ESTADOS

Estado <i>postmortem</i>	Periodo desde la muerte	Características
Fresco	0 - 5 días	Sin decoloración o actividad de insectos
“Timpanizado”	1 - 21 días	Decoloración gris-verde, timpanizado, deslizamiento de la piel, pérdida de pelo, inicio de actividad de insectos
Descomposición activa	3 días – 18 meses	Descomposición húmeda de tejidos, flacidez de tejidos, hundimiento del abdomen, actividad extensa de insectos, exposición de huesos de menos de la mitad del esqueleto, posibilidad de momificación
Descomposición avanzada (<u>Esqueletonización</u>)	7 días – 3 años	Huesos expuestos con fluidos corporales residuales y escaso tejido que cubre la mitad del esqueleto, huesos secos
Restos secos	2 meses – 3 años	Huesos secos con desgaste como blanqueamiento, depósito de minerales, erosión y daño por congelación-descongelación

Figura 3.3. Características e intervalos de los estados *post mortem*. Tomado de: Brooks J.W. *Post mortem* changes in animal carcasses and estimation of the *post mortem* Interval. Vet Pathol 2016, 53(5): 929-940.

3.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Adquirir las herramientas básicas para interpretar los distintos cambios *post mortem* presentes en un estudio de necropsias.

3.3 ACTIVIDADES

- Revisar los principales conceptos asociados a los cambios *post mortem*, descritos en la introducción.
- Evaluar los cambios *post mortem* que se presenten en los diferentes animales proporcionados durante las prácticas de patología general veterinaria, patología sistémica veterinaria o que sean referidos al servicio de necropsias el Departamento de Patología

- Realizar registros en el cuadro que se proporciona, donde se colocarán los cambios *post mortem* observados durante el estudio de necropsia de cada animal, y se describirá el mecanismo del cambio y el momento de su presentación en el cadáver, para tratar de determinar el intervalo *post mortem*.

3.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

- Reconocer los principales cambios *post mortem* observados en un cadáver durante un estudio de necropsias, para contrastarlos con cambios morfológicos patológicos.
- Interpretar los principales cambios *post mortem* observados en un cadáver para determinar el intervalo *post mortem*.

3.5 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA Y MATERIAL

El alumno utilizará la siguiente tabla como apoyo para registrar los cambios *post mortem* observados durante el estudio de necropsias. En la primera columna se presenta el cambio, utiliza la segunda columna para marcar si está presente, usando una “x” y en la última columna, coloca el periodo de tiempo de su presentación. En la parte baja del cuadro coloca el probable IPM

Cambio <i>post mortem</i>	Marcar	Periodo de su aparición o características básicas
<i>Algor mortis</i>		
<i>Livor mortis</i>		
<i>Rigor mortis</i>		
Opacidad corneal		
Momificación		

Putrefacción		
Imbibición de hemoglobina o bilis		
Timpanización <i>post mortem</i>		
Pseudomelanosis		
Otro(s)		
INTERVALO <i>POST MORTEM</i>		

3.6 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

El patólogo responsable del estudio de necropsias revisará la información registrada en cada columna y valorará si es concordante con el intervalo *post mortem*.

3.7. BIBLIOGRAFÍA

- Rogers ER., Stern AW. Veterinary forensics. Investigation, evidence collection and expert testimony. CRC Press 2018.
- Lee GM. (2009) Early *post mortem* changes and stages of descomposition in exposed cadavers. Exp Appl Acarol 49: 21-36.
- Probst C., Gethman J., Amendt J., Lutz L., Teifke JP., Conraths F. (2020) Estimating the *post mortem* Interval of wild boar carcasses. Vet Sci 7(6): 1-22.
- Rossi A. La rigidez cadavérica, el espasmo cadavérico y tipos de fibras musculares. Revista de la Asociación Médica Argentina 133(1): 12-20.
- Erlandsson M., Munro R (2007). Estimation of the *post mortem* interval in Beagle dogs. Science and Justice 47:150-154.

Práctica 4. Toma y envío de muestras

Luary C. Martínez Chavarría

Mireya Juárez Ramírez

Adriana Méndez Bernal

4.1 INTRODUCCIÓN

Un estudio *post mortem* por lo general necesita de la ayuda de diversas técnicas auxiliares en el diagnóstico. Para realizar dichas técnicas, durante la necropsia se toman diferentes muestras que permitan examinar los tejidos y órganos y así llevar a lograr la identificación precisa de las enfermedades y condiciones que afectaron al animal examinado y pudieron haber contribuido al fallecimiento. Algunas razones que resaltan la importancia de la toma adecuada y oportuna de muestras son:

- Precisión del diagnóstico, pues permite examinar detenidamente las muestras en laboratorios especializados, lo que facilita la identificación precisa de enfermedades, patógenos, toxinas u otras condiciones que afecten a los animales.
- Identificación de enfermedades subyacentes, lesiones, trastornos genéticos u otras afecciones que pueden no ser evidentes mediante exámenes físicos o pruebas simples.
- Guiar decisiones de manejo y tratamiento, pues proporcionan información sobre la selección de terapias efectivas, medidas de prevención, nutrición adecuada o la modificación de prácticas de manejo para mejorar la salud y el bienestar de otros animales.
- Monitoreo de enfermedades y tendencias, pues permite monitorear la prevalencia, la distribución geográfica y las tendencias de enfermedades en las poblaciones animales. Esto es crucial para la detección temprana de brotes epidémicos, la implementación de medidas de control y prevención y el desarrollo de estrategias de salud pública veterinaria.
- Investigación y avances en salud animal, ya que los datos obtenidos de la toma y análisis de muestras pueden conducir a nuevos descubrimientos, avances en el

diagnóstico y tratamiento de enfermedades, y el desarrollo de vacunas y terapias más efectivas.

4.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Adquirir los conocimientos necesarios para realizar correctamente la toma de muestras para llevar a cabo el estudio histopatológico, bacteriológico, micológico, parasitológico, virológico, toxicológico, inmunohistoquímico, molecular o de microscopía electrónica, y la manera de enviarlas correctamente al laboratorio respectivo.

4.3 ACTIVIDADES

Explicar los diferentes métodos para la correcta toma y envío de muestras según cada caso que vean en cada una de las prácticas del curso.

4.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Realizar correctamente la toma de muestras para llevar a cabo el estudio histopatológico, bacteriológico, micológico, parasitológico, virológico, toxicológico, inmunohistoquímico, molecular o de microscopía electrónica

Conocer la manera adecuada en la que cada muestra debe ser identificada y enviada a los diferentes laboratorios para su análisis.

La toma de muestras es esencial para obtener información precisa y detallada sobre la salud y las enfermedades de los animales, lo que permite tomar decisiones informadas en áreas como la salud animal, la salud pública y la conservación de especies.

La correcta recolección, manejo y envío de muestras a diferentes laboratorios es crucial para obtener resultados precisos y puede variar según los objetivos específicos del diagnóstico. Antes de realizar la recolección de las muestras, se debe limpiar y desinfectar la superficie de trabajo, así como todos los utensilios que se emplean para evitar la contaminación cruzada y mantener la integridad y viabilidad de las muestras; así como utilizar equipo de protección personal adecuado, como guantes, bata, mascarilla, mandil, gafas y/o botas, según sea necesario para cada caso.

Sin importar el laboratorio al que vayan a ser enviadas las muestras, una vez colectadas éstas deben ir etiquetadas individualmente para su fácil identificación. La siguiente información debe ser anexada:

- Nombre, dirección y teléfono del médico veterinario o del propietario o tutor que remite las muestras
- Especie animal, edad, género y raza
- Número de animales en el hato (si fuera el caso)
- Número de animales afectados
- Fecha y hora de la muerte
- Fecha y hora de recolección de las muestras
- Tiempo de evolución de la enfermedad
- Signos clínicos que presentó el paciente
- Datos sobre la morbilidad y mortalidad en el hato (si fuera el caso)
- Hallazgos más relevantes durante la necropsia
- Diagnóstico presuntivo
- Material enviado al laboratorio y el tipo de fijador empleado

Es importante, además, seguir los protocolos de bioseguridad y manejo de muestras para garantizar resultados precisos en el diagnóstico, así como trabajar en colaboración con un laboratorio especializado en cada área para una interpretación adecuada de los resultados.

A continuación, se detallan los procedimientos para la toma de muestras durante una necropsia en animales, para su envío a diferentes tipos de laboratorios.

HISTOPATOLOGÍA

Las muestras para un estudio histopatológico se toman con el objetivo de examinar los tejidos al microscopio para identificar cualquier alteración estructural que pueda indicar la presencia de enfermedades. Para el estudio histopatológico, los patólogos examinan muestras de tejidos obtenidas mediante biopsias, piezas quirúrgicas o necropsias. Estas muestras se procesan, se tiñen con colorantes especiales y se observan bajo el microscopio para identificar cambios morfológicos característicos asociados con enfermedades específicas.

El análisis histopatológico es fundamental para el diagnóstico, pronóstico y tratamiento adecuado de una amplia variedad de enfermedades, incluyendo neoplasias,

enfermedades inflamatorias, infecciones, trastornos genéticos y muchas otras condiciones patológicas.

Material necesario:

- Cuchillo
- Bisturí estéril
- Tijeras estériles
- Pinzas quirúrgicas estériles
- Contenedores adecuados para fijador histológico
- Formalina al 10% (o fijador histológico equivalente)
- Recipientes etiquetados
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, toallas de papel)

Procedimiento:

1. Selección de tejidos representativos:

- Identificar los órganos y tejidos relevantes que puedan estar asociados con la enfermedad o lesión observada durante la necropsia.
- Seleccionar áreas que muestren cambios macroscópicos significativos, como inflamación, necrosis, hemorragia u otro tipo de lesiones.

2. Toma de muestras:

- Utilizar un bisturí o cuchillo para realizar incisiones en los tejidos seleccionados.
- Cortar fragmentos de tejido de aproximadamente 0.5 a 1 cm de grosor.
- Asegurarse de incluir tanto tejido afectado como tejido sano adyacente para permitir una comparación histológica adecuada.
- Colocar las muestras en recipientes adecuados para su fijación y procesamiento posterior.

3. Fijación de muestras:

- Sumergir las muestras en formalina al 10%, inmediatamente después de la toma de muestras.

- Asegurarse de mantener los órganos en el frasco con formol en una proporción 10:1 (volúmenes de formol:fragmento de tejido) para que las muestras estén completamente cubiertas por el fijador

BACTERIOLOGÍA

El objetivo principal de enviar muestras a un laboratorio de bacteriología es identificar y caracterizar las bacterias presentes en las muestras. Esto incluye determinar la especie bacteriana, evaluar su susceptibilidad a los antibióticos, diagnosticar infecciones bacterianas y proporcionar orientación para el tratamiento adecuado de las enfermedades causadas por bacterias. El análisis bacteriológico también puede utilizarse para fines epidemiológicos, como el seguimiento de brotes de enfermedades infecciosas.

Las muestras que se envían pueden ser biológicas, ambientales o clínicas; estas pueden ser tomadas de varios sitios específicos del cuerpo e incluyen tejidos, líquidos corporales (sangre, orina, líquido cefalorraquídeo, etc), exudados, heces, entre otros. Además, también se pueden enviar muestras tomadas del medio ambiente, como suelos, aguas residuales, alimentos o superficies, con el fin de detectar la presencia de bacterias y evaluar la contaminación bacteriana.

Material necesario:

- Bisturí estéril
- Tijeras estériles
- Pinzas quirúrgicas estériles
- Tubos de recolección de muestras estériles
- Jeringas estériles
- Hisopos estériles
- Contenedores estériles para muestras
- Mechero
- Etiquetas para identificación
- Solución salina estéril o medio de transporte adecuado para muestras

- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, toallas de papel)

Procedimiento:

1. Selección de muestras representativas:

- Identificar las lesiones macroscópicas relevantes que puedan estar asociadas con infecciones bacterianas.
- Seleccionar tejidos y fluidos que sean representativos de estas lesiones para obtener una muestra adecuada.

2. Toma de muestras:

- Utilizar un bisturí estéril para realizar incisiones a través de la lesión y asegurarse de incluir tanto tejido afectado como tejido sano adyacente.
- Tomar muestras de tejido en diferentes sitios para aumentar la probabilidad de detectar bacterias presentes en diferentes áreas.
- Recolectar muestras de fluidos corporales relevantes (por ejemplo, sangre, líquido cefalorraquídeo, exudados) utilizando un tubo estéril o jeringa.
- Utilizar hisopos estériles para la obtención de muestras de lesiones cutáneas o mucosas.

3. Procesamiento de muestras:

- Enviar las muestras en medios de transporte adecuados para cultivo bacteriano, tales como Stuart, Amies o Cary-Blair).
- Refrigerar o congelar las muestras si no serán procesadas inmediatamente para evitar la proliferación bacteriana.

MICOLOGÍA

Durante una necropsia con enfoque en micología, la toma de muestras es esencial para el estudio de hongos y levaduras presentes en el cuerpo del animal fallecido.

Un estudio micológico en un cadáver puede ser útil para determinar la causa de la muerte, investigar infecciones fúngicas oportunistas, documentar infecciones en casos forenses y

detectar patógenos fúngicos poco comunes. Esto puede ser especialmente relevante en situaciones donde la causa de la muerte no está clara o donde se sospecha la presencia de una infección fúngica subyacente.

Material necesario:

- Hisopos estériles
- Tubos de recolección de muestras estériles
- Medios de transporte para muestras micológicas (como solución salina, caldo Sabouraud, o agar Sabouraud)
- Contenedores estériles para muestras
- Etiquetas para identificación
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, papel toalla)
- Refrigerador o congelador para almacenar muestras

Procedimiento:

1. Selección de sitios de muestreo:

- Identificar las lesiones cutáneas, mucosas u otras áreas del cuerpo donde se sospecha la presencia de hongos o levaduras.
- Buscar signos macroscópicos como lesiones, áreas hiperpigmentadas, descamación o exudados que puedan indicar infección fúngica.

2. Toma de muestras:

- Utilizar hisopos estériles para recolectar muestras de las lesiones cutáneas, mucosas u otras áreas afectadas por los hongos.
- Si es posible, obtener muestras profundas de la lesión para asegurar la captura del agente fúngico.
- También pueden tomarse muestras de pelo, uñas o tejido subcutáneo afectado si se sospecha de micosis profunda.

3. Procesamiento de muestras:

- Colocar los hisopos con las muestras en tubos de recolección estériles o en medios de transporte adecuados para preservar los hongos hasta su análisis en el laboratorio.
- Si es necesario, refrigerar o congelar las muestras si no serán procesadas inmediatamente para mantener la viabilidad de los hongos.

PARASITOLOGÍA

Tomar muestras para un estudio parasitológico durante una necropsia tiene varias razones importantes, que ayudan a obtener un diagnóstico preciso y a entender mejor la enfermedad y el impacto de las infecciones parasitarias en el organismo.

Las pruebas que se realizan en un laboratorio de parasitología para detectar, identificar y estudiar parásitos, varían según el tipo de parásito (protozoos, helmintos, artrópodos) y el tipo de muestra (sangre, heces, orina, tejidos, fluidos corporales). Estas pruebas permiten un diagnóstico preciso y detallado de infecciones parasitarias, lo que es crucial para el tratamiento adecuado, la prevención y el control de estas enfermedades.

Material necesario:

- Instrumentos quirúrgicos estériles (bisturí, tijeras, pinzas)
- Contenedores estériles para muestras
- Tubos de recolección de muestras estériles
- Jeringas estériles
- Hisopos estériles
- Alcohol al 70%
- Solución salina estéril o medio de transporte adecuado para muestras
- Frascos con tapa hermética para parásitos externos
- Etiquetas para identificación
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, papel toalla)

Procedimiento:

1. Identificación de posibles sitios de parasitismo:

- Inspeccionar visualmente el cadáver en busca de parásitos externos, como garrapatas, pulgas o piojos.
- Realizar la inspección cuidadosa para identificar la presencia de parásitos internos en órganos y tejidos.

2. Toma de muestras:

- Utilizar instrumentos estériles para recolectar muestras de tejido que puedan albergar parásitos, como el tracto gastrointestinal, el corazón, el hígado, los pulmones y los riñones.
- Si es necesario, tomar muestras de fluidos corporales, como sangre, bilis o contenido intestinal, que puedan contener formas parasitarias.
- Recolectar muestras de piel y pelo en áreas donde se observen lesiones o donde es probable encontrar ectoparásitos.
- Recolectar muestras fecales en frascos limpios y secos.

3. Procesamiento de muestras:

- Refrigerar o congelar las muestras si no serán procesadas inmediatamente para preservar la integridad de los parásitos.
- En el caso de parásitos externos, colocarlos en frascos con alcohol al 70% para su conservación.
- Enviar las muestras fecales en solución de formol al 10% para preservación.

VIROLOGÍA

Un estudio virológico implica una serie de procedimientos y técnicas diseñadas para detectar, identificar, y caracterizar virus en muestras biológicas. Estos estudios pueden realizarse con fines diagnósticos, de investigación, epidemiológicos, o de desarrollo de tratamientos y vacunas. La toma de muestras durante la necropsia es necesaria para identificar la presencia de virus en el cuerpo del animal fallecido.

Material necesario:

- Bisturí estéril
- Tijeras estériles
- Pinzas quirúrgicas estériles
- Tubos de recolección de muestras estériles
- Jeringas estériles
- Hisopos estériles
- Contenedores estériles para muestras
- Medios de transporte para muestras virales (como solución salina, caldo de cultivo celular o medio de transporte viral)
- Etiquetas para identificación
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, papel toalla)

Procedimiento:

1. Selección de sitios de muestreo:

- Identificar los órganos y tejidos que son comúnmente afectados por infecciones virales, como el hígado, los riñones, los pulmones, el bazo y los ganglios linfáticos.
- Buscar signos macroscópicos como lesiones, cambios de coloración, áreas de necrosis o inflamación que puedan indicar la presencia de virus.

2. Toma de muestras:

- Utilizar instrumentos estériles para obtener muestras de tejidos y fluidos corporales relevantes para el análisis viral.
- Tomar muestras de tejido utilizando bisturí estéril o tijeras, asegurándose de incluir tanto tejido afectado como tejido sano adyacente para comparación.
- Recolectar muestras de fluidos corporales como sangre, suero, líquido cefalorraquídeo, exudados, secreciones nasales o conjuntivales, dependiendo de la sospecha de la infección viral.

3. Procesamiento de muestras:

- Colocar las muestras en recipientes estériles o tubos de recolección adecuados y etiquetarlos correctamente.

- Si es necesario, añadir un medio de transporte adecuado para preservar la viabilidad viral durante el transporte hasta el laboratorio de virología.

SEROLOGÍA

La evaluación serológica engloba a una gran variedad de técnicas como: ELISA, Sueroneutralización, Aglutinación, Precipitación, Inhibición de la hemaglutinación, Fijación del complemento, etc., cuyo objetivo es determinar los niveles de anticuerpos presentes en el suero. Para la realización de estas pruebas se requiere de muestras de sangre para la obtención de suero. Estas muestras deben colectarse de un animal vivo o justo después de aplicar un método de muerte.

Material necesario:

- Tubos de recolección de muestras estériles *sin anticoagulante*
- Agujas estériles (mariposa, hipodérmicas, de venopunción, catéter)
- Jeringas estériles de diferentes calibres
- Etiquetas para identificación
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, papel toalla, gasa o algodón)

Procedimiento:

1. Selección de sitios de muestreo:

- Dependiendo de la especie, seleccionar el sitio de venopunción. Las vías más frecuentes para la obtención de muestras de sangre en animales domésticos vivos son: la vena yugular, la vena radial (aves), vena cefálica, vena safena, vena marginal de la oreja (conejos y cerdos) y la vena coccígea (bovinos y cerdos).
- Si el animal tiene una o dos horas de muerto se puede colectar el suero directo de los ventrículos, pero este debe centrifugarse con el objetivo de obtener una muestra más adecuada y libre de eritrocitos.

2. Toma de muestras:

- Utilizar la aguja y jeringa o sistema de venopunción adecuado para la edad y especie.
- Humedecer el papel toalla, gasa o algodón con un poco de solución antiséptica y usarlo para limpiar el sitio donde se realizará la venopunción.
- Utilizar papel toalla, gasa o algodón para retirar el exceso de solución antiséptica y secar la zona, ya que la contaminación de la aguja con la solución antiséptica podría provocar hemólisis.
- Llenar el tubo hasta la marca que indica el fabricante, en caso de utilizar aguja hipodérmica y jeringa para la toma de muestra utilizar 2/3 de la capacidad de la jeringa para que una vez que se colecte la muestra se retraiga el émbolo o pistón y el coágulo se forme a lo largo de toda la pared de la jeringa.

3. Procesamiento de muestras:

- Colocar los tubos o jeringas en un ángulo de 45° y a temperatura ambiente para que se forme el coágulo y se separe el suero (figura 1A).
- Es importante no refrigerar la muestra durante la formación del coágulo para evitar la hemólisis.
- El suero ya separado puede conservarse en refrigeración (4°C) o congelación (-20 o -80°C) (figura 1B).

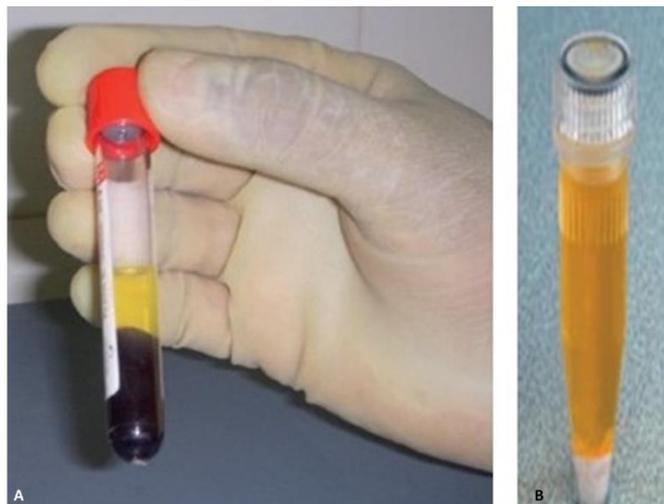


Figura 1. A. Muestra de suero con el coágulo en el fondo del tubo. B. Suero separado y listo para conservarse en refrigeración o congelación.

TOXICOLOGÍA

Las pruebas toxicológicas en un cadáver se realizan por varias razones importantes, principalmente en el contexto de investigaciones forenses. La colección de muestras durante la necropsia es fundamental para determinar la presencia de sustancias tóxicas o drogas en el cadáver y determinar si éstas contribuyeron a la muerte del animal o influyeron en su comportamiento antes de morir.

Material necesario:

- Bisturí estéril
- Tijeras estériles
- Pinzas quirúrgicas estériles
- Tubos de recolección de muestras estériles
- Jeringas estériles
- Contenedores estériles para muestras
- Etiquetas para identificación
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, papel toalla)
- Refrigerador o congelador para almacenar muestras
- Guantes desechables especiales para manipulación de sustancias tóxicas (si es necesario)

Procedimiento:

1. Identificación de posibles fuentes de intoxicación:

- Revisar cuidadosamente el historial del animal y los signos observados antes del fallecimiento para determinar posibles toxinas o sustancias químicas involucradas e identificar los posibles agentes tóxicos presentes en el ambiente.

- Buscar signos macroscópicos de intoxicación durante la necropsia, como cambios en los órganos, tejidos o fluidos corporales.

2. **Toma de muestras:**

- Recolectar muestras de órganos y tejidos que puedan contener altas concentraciones de la toxina sospechosa, como el hígado, los riñones y el estómago.
- Si se sospecha la ingestión de plantas tóxicas, recolectar muestras del contenido gástrico y del material vegetal presente en el tracto gastrointestinal.
- Tomar muestras de otros fluidos corporales relevantes, como sangre, orina y líquido cefalorraquídeo, para detectar la presencia de toxinas circulantes.

3. **Procesamiento de muestras:**

- Refrigerar o congelar las muestras si no serán procesadas inmediatamente para preservar la integridad de las toxinas.
- En el caso de muestras de contenido gástrico, separar el material vegetal de otros componentes y conservar ambas por separado.

BIOLOGÍA MOLECULAR

Las pruebas moleculares en un cadáver son herramientas poderosas en la medicina forense y tienen una variedad de aplicaciones importantes. Estas pruebas permiten el análisis del material genético (ADN y ARN) para obtener información crucial sobre la identidad del individuo o las causas y circunstancias de la muerte. El analizar el material genético también permite la detección de enfermedades o condiciones hereditarias, y la identificación de diversas enfermedades infecciosas porque permite la detección del material genético de diferentes patógenos en los tejidos del animal muerto.

Material necesario:

- Instrumentos quirúrgicos estériles (bisturí, tijeras, pinzas)
- Jeringas estériles
- Hisopos estériles
- Tubos de recolección de muestras estériles
- Solución con ARNasa (para preservación de ARN)

- Solución para preservación de ADN
- Contenedores estériles para muestras
- Etiquetas para identificación
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, toallas de papel)
- Refrigerador o congelador para almacenar muestras

Procedimiento:

1. Selección de muestras adecuadas:

- Identificar los tejidos y fluidos que sean apropiados para el análisis genético, como sangre, tejido muscular, piel, hígado, riñón, pulmón o tejido cerebral.
- Seleccionar áreas que puedan proporcionar una cantidad adecuada de material genético y que estén relacionadas con la enfermedad o condición que se está investigando.

2. Toma de muestras:

- Utilizar instrumentos estériles para obtener muestras de tejido o fluido de los sitios seleccionados.
- Si se toman muestras de tejido sólido, asegurarse de obtener fragmentos lo suficientemente grandes para proporcionar una cantidad adecuada de ADN o ARN.
- Recolectar muestras de fluidos corporales utilizando jeringas estériles o hisopos para obtener células o material genético suspendido en el fluido.

3. Procesamiento de muestras:

- Si es necesario, añadir un medio de conservación adecuado para proteger el material genético, como solución con RNAsas o solución para preservación de ADN.
- Refrigerar o congelar las muestras si no serán procesadas inmediatamente para preservar la integridad del ADN o ARN.

INMUNOHISTOQUÍMICA

La inmunohistoquímica es una técnica que se basa en la alta especificidad y afinidad de la reacción antígeno-anticuerpo, por lo que, mediante el uso de anticuerpos específicos y sistemas de detección, se puede determinar la presencia de virus, bacterias, hongos, parásitos o clasificar una neoplasia en función de su estirpe u origen.

Material necesario:

- Cuchillo
- Bisturí
- Navajas
- Tijeras
- Pinzas
- Contenedores de boca ancha
- Formalina al 10%
- Equipo de protección personal y material de limpieza y desinfección (alcohol, solución de clorhexidina, toallas de papel)

Procedimiento:

1. Selección de tejidos representativos:

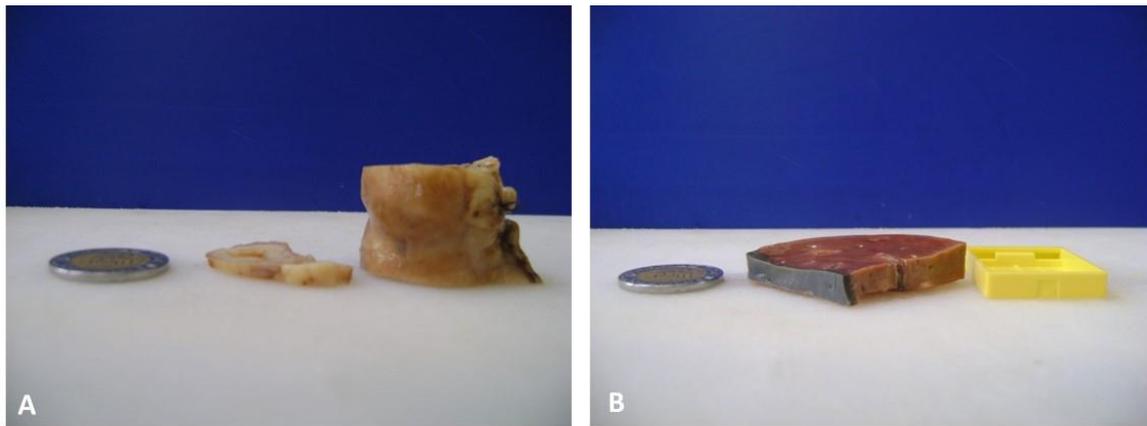
- Identificar los órganos y tejidos que presenten lesiones o puedan estar afectados en la enfermedad o neoplasia que se quiere identificar.
- Evitar seleccionar secciones de tejido que presenten extensas áreas de inflamación, necrosis o hemorragia.

2. Toma de muestras:

- Utilizar un bisturí, navaja o cuchillo para realizar la toma de muestras de los órganos o tejidos seleccionados.
- Los fragmentos de órganos parenquimatosos no deben rebasar los 0.5 cm de grosor. Las muestras de órganos tubulares pueden medir de 1-2 cm, se recomienda exponer la mucosa para que este en contacto directo con el fijador (figura 1).

3. Procesamiento de muestras:

- Colocar las muestras en recipientes de boca ancha con formalina al 10%.
- Sumergir las muestras inmediatamente después de la toma de muestras.
- Asegurarse de mantener los órganos en el frasco con formol en una proporción 10:1 (volúmenes de formol:fragmento de tejido).
- Evitar que la solución fijadora se contamine con sangre, exudados o contenido gastrointestinal.
- El tiempo de fijación debe ser de 24-48 horas, se recomienda cambiar la solución fijadora una o dos veces durante el proceso de fijación.



Moneda 0.2 cm = 2 mm
Cápsula 0.5 cm = 5 mm

Figura 1. A. Órganos tubulares como el intestino pueden medir 1-2 cm de largo, pero debe garantizarse que el fijador penetre la luz del órgano para una óptima fijación. B. Los órganos parenquimatosos como el hígado no deben rebasar los 0.5 cm de grosor para garantizar una buena penetración del fijador.

MICROSCOPIA ELECTRÓNICA

Para la identificación de agentes infecciosos (virus, bacterias, parásitos y hongos), neoplasias y enfermedades metabólicas mediante el empleo de la microscopia electrónica es vital llevar una adecuada toma de la muestra y la fijación de la misma.

Es importante que al obtener la muestra de tejido durante el estudio *post mortem* se considere que el cadáver no exceda las 2 horas de haber muerto, o bien conservado en

refrigeración, sobre todo si se van a muestrear órganos como páncreas, riñón, médula ósea, las cuales sufren rápido cambios autolíticos que dañen la ultraestructura.

Material necesario

- Glutaraldehído al 2.5 % a 4°C previamente diluida en solución buffer
- Placa de parafina
- Aplicador de madera
- Navaja de bisturí
- Pipeta
- Guantes
- Tubo o contenedor de plástico para colocar el tejido y fijador
- Rotulador
- Refrigerantes

Procedimiento:

1. Selección de muestras adecuadas

- Identificar los órganos o tejidos con lesiones macroscópicas durante la necropsia siempre considerando la historia clínica y pruebas complementarias realizadas al animal.

2. Toma de la muestra

• Para la toma de la muestra es necesario emplear el material recomendado y el tejido con lesiones no debe exceder de 0.5 mm, es recomendable coleccionar de 2 a 4 fragmentos de tejido con la misma lesión y debe ser sumergido en el fijador a la brevedad.

3. Procesamiento de la muestra

- Fijada la muestra se mantiene en refrigeración a 4°C hasta su proceso.

4.5 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

En cada necropsia realizada se tomarán las muestras correspondientes, de acuerdo a las lesiones encontradas y a los diagnósticos presuntivos. La rúbrica empleada para

evaluación en las diferentes prácticas de necropsias incluirá la adecuada toma de muestras.

4.6 BIBLIOGRAFÍA

1. Vázquez NG, Echeverría O. Introducción a la Microscopia Electrónica Aplicada a las Ciencias Biológicas. Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México. Fondo de Cultura Económica. México. 1ª Edición. 2000
2. Cheville F.N. Ultrastructural Pathology: An introduction to interpretation. Iowa State University, 1994.
3. Bozzola JJ and Russell LD. Microscopia electrónica: Principios y técnicas para biólogos. 2ed. USA. Edit. Jones and Bartlett Editores. 1999.
4. Stirling JW, Curry A and Eyden B. Diagnostics Electron Microscopy. A Practical Guide to interpretation and Technique. First edition. Malaysia. Jhon Wiley & Sons Ltd. 2013
5. Alejos Velázquez, Aragón Martínez, Cornejo Romero. Extracción y purificación de ADN. En: Manual de Biología Molecular: Procedimientos Básicos. Burbano Rosero *et al.* Pasto: Editorial Universitaria; Universidad de Nariño, 2017.
6. Espinosa Asuar Laura. 2007. Guía práctica sobre la técnica de PCR. En: L. E. Eguiarte, V. Souza y X. Aguirre (ed) Ecología molecular. INE, CONABIO y UNAM.

Práctica 5. Descripción de lesiones macroscópicas y microscópicas

Elizabeth Morales Salinas

5.1. INTRODUCCIÓN

La práctica de la patología se basa en la detección y descripción de cambios en las características morfológicas macroscópicas y/o microscópicas (lesiones) normales de células de un tejido, órganos o sistemas al realizar un estudio *post mortem* o recibir una biopsia quirúrgica para su evaluación. Los veterinarios necesitan identificar y describir lesiones para determinar su causa y explicar el cuadro clínico o enfermedad que presenta o presentó un animal enfermo.

5.2. OBJETIVO ESPECÍFICO

Aprender a reconocer y describir lesiones básicas a nivel macroscópico y microscópico con el propósito de saber expresar esta información y correlacionarla con las posibles causas (etiologías) y patogenias facilitando de esta manera el aprendizaje de la patología veterinaria.

5.3. ACTIVIDADES

1. Describir al menos 5 órganos con lesiones macroscópicas, así como los diagnósticos morfológicos correspondientes, siguiendo los criterios que se indican en esta práctica.
2. Describir 5 órganos o tejidos con lesiones microscópicas, así como los diagnósticos morfológicos correspondientes, siguiendo los criterios que se indican en esta práctica.

5.4. HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Desarrollar la capacidad de identificar y describir lesiones macro y microscópicas comunes en órganos afectados por distintas enfermedades que afectan a los animales domésticos.

5.5. DESARROLLO DE LA PRÁCTICA Y MATERIAL

Para la práctica de descripción de lesiones macroscópicas, el departamento de patología dispone para los estudiantes de una sala de necropsias la cual está equipada con mobiliario, materiales y equipo. Además, cuenta con una colección de órganos que presentan diferentes lesiones fijados en formalina al 10% o conservados en plastinación de los diferentes aparatos y sistemas: cardiovascular, respiratorio, digestivo, urinario, genital, sistema nervioso, reproductor, músculo-esquelético, endócrino y piel. Los órganos conservados en formalina son enjuagados y acomodados cuidadosamente en las mesas de la sala de necropsias antes de realizar la práctica.

Además los estudiantes son invitados a participar en la realización de las necropsias que son remitidas al departamento, con el propósito de reconocer y describir las lesiones. Para el ingreso a la sala de necropsias, los estudiantes deben portar overol o bata, mandil de hule, botas de plástico tipo jardinero, guantes de uso doméstico y cubre bocas.

Para las prácticas de descripción de lesiones macroscópicas y microscópicas, el departamento también cuenta con una amplia gama de imágenes de órganos con lesiones las cuales se proyectan en el salón de clases según lo establecido por cada profesor. Adicionalmente, los profesores invitan a los alumnos a observar en el microscopio preparaciones histológicas de órganos que presentan lesiones comunes o casos que se remiten al departamento para su diagnóstico. Cuando las prácticas se realizan en el salón de clase, los alumnos no necesitan de ningún equipo o material.

Criterios para la descripción de lesiones macroscópicas

En órganos que fueron extraídos durante la necropsia o que fueron remitidos para su evaluación, se reconocen, se describen y se interpretan las lesiones lo cual permite tener una idea del proceso patológico o de la enfermedad que padeció el animal. El reconocimiento, interpretación y correlación de lesiones con la posible enfermedad se denomina identificación de patrones de lesiones. Para esto se llevan

a cabo tres pasos básicos: 1. Observación del órgano (s), 2. Identificación de la lesión (es), 3. Descripción de la lesión (es).

En la descripción de lesiones macroscópicas se toma en cuenta lo siguiente:

- a) Localización anatómica precisa
- b) Distribución
- c) Tamaño y extensión
- d) Color
- e) Forma, demarcación y contorno
- f) Textura y firmeza (consistencia)
- g) Aspecto

Localización anatómica precisa

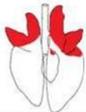
Especificar la ubicación anatómica precisa de la lesión por ejemplo, en la corteza, médula o pelvis renal, pericardio, sustancia blanca del lóbulo parietal del cerebro, lóbulo pulmonar craneal derecho, válvula tricúspide, lóbulo hepático medial izquierdo, mucosa del intestino delgado, cuerpo del páncreas etc. Adicionalmente especificar si la lesión (es) se encuentra (n) localizada (s) en la parte craneal, rostral o caudal; dorsal o ventral; derecha o izquierda; lateral o medial; central o periférica; axial o abaxial de los órganos. Cualquier anomalía de posición debe tenerse en cuenta por ejemplo en el caso de órganos ectópicos.



Figura 5.1. Úlcera localizada en la parte temporal inferior de la córnea de un perro

Distribución

La distribución de la lesión suele ser la observación más útil, ya que proporciona información valiosa sobre la naturaleza de los daños y dará una pista de la patogenia. En órganos pares o simétricos, las lesiones pueden ser unilaterales, bilaterales, simétricas o asimétricas. Las lesiones también pueden ser focales como la presencia de un absceso hepático; multifocales como en las neumonías embólicas; difusas o generalizadas cuando afectan la mayoría del órgano como en la lipidosis hepática; multifocales coalescentes como en los mesoteliomas cuyos nódulos neoplásicos tienden a unirse; o abarcar un segmento de un órgano tubular como la aplasia segmental uterina. Un buen ejemplo de la distribución de lesiones la observamos en los diferentes tipos de neumonías (cuadro 5.1).

Tipo de Neumonía	Distribución	Ejemplos
Bronconeumonía supurativa	Craneoventral	
Bronconeumonía fibrinosa	Craneoventral	
Neumonía intersticial	Difusa (generalizada)	
Embólica	Multifocal	
Granulomatosa	Multifocal	

Cuadro 5.1. Cinco modelos básicos de neumonías y su distribución

Tamaño y extensión

El tamaño y el peso de los órganos se pueden verificar midiéndolos a lo largo y a lo ancho con una regla (cm) y una balanza (g, Kg) y se debe tener como referencia la especie animal, la raza, edad y el sexo de los órganos de animales homólogos sanos y las dimensiones del animal en estudio. Se pueden detectar órganos agrandados por ejemplo un corazón con hipertrofia ventricular, glándulas paratiroideas hiperplásicas o esplenomegalia por leucemia o secuestro sanguíneo.

También se pueden detectar órganos más pequeños de lo normal por ejemplo testículos o riñones hipoplásicos y atrofia pancreática o cerebelosa.

También es importante medir el largo (eje mayor), ancho y espesor (profundidad), así como la extensión de lesiones que no abarquen todo el órgano. En lesiones múltiples deben medirse la de mayor y menor tamaño. Esto es fundamental para determinar el impacto que las lesiones pudieron provocar en órganos como el pulmón, hígado, riñones, intestino o glándulas endócrinas. La extensión se refiere al porcentaje que abarcan las lesiones en los órganos, por ejemplo una neumonía supurativa que abarque el 60% del órgano, lo cual puede asociarse a la causa de la muerte.



Figura 5.2. Corte transversal de un corazón de perro, en el que se observa agrandamiento del ventrículo izquierdo debido a hipertrofia concéntrica



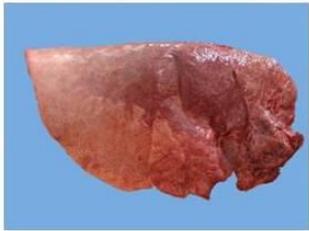
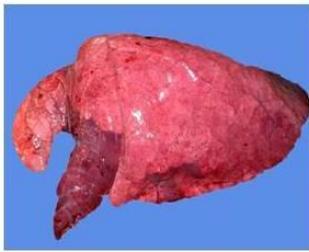
Figura 5.3. Bazo de un perro que exhibe aumento de tamaño (esplenomegalia) asociada a leucemia



Figura 5.4. Tiroides y paratiroides de un perro: Se observa aumento considerable de las paratiroides debido a hiperplasia (hiperparatiroidismo primario)



Figura 5.5. Atrofia pancreática en un perro. Nótese el tamaño pequeño del órgano

Bronconeumonía supurativa	Extensión de la lesión
	<p>Pulmón de bovino, vista lateral derecha</p> <p>La lesión neumónica craneoventral está abarcando el 70 % del órgano</p>
	<p>Pulmón de bovino, vista lateral izquierda</p> <p>La lesión neumónica craneoventral está abarcando el 20 % del órgano</p>

Cuadro 5.2. La bronconeumonía supurativa de los dos pulmones de bovino es similar con excepción de la extensión (porcentaje) del órgano afectado

Color

Las lesiones con frecuencia tienen un color diferente con respecto al color normal de los órganos y tejidos y esto ayuda a distinguir el posible proceso patológico. Los colores básicos de los órganos y tejidos normales son una mezcla de colores con diferentes densidades (claro a oscuro) que surgen de los tonos y matices de cinco colores básicos:

- Blanco a gris. Se atribuye a proteínas, minerales y lípidos que contribuyen a formar las estructuras celulares.
- Amarillo. Se asocia a los lípidos, lipocromos, carotenos, citocromos, amiloide, bilirrubina y hemosiderina.
- Café (marrón). Se relaciona a pigmentos como la melanina, mioglobina, hemosiderina, hematina y citocromos
- Rojo. Se atribuye a la sangre que fluye a través del sistema circulatorio y la microcirculación del órgano o tejido afectado.

- Negro. Relacionado a la melanina y hematina

Cuando un órgano se lesiona, el color de la lesión puede volverse más claro o más oscuro, o el color normal se puede mezclar o reemplazar por un nuevo color de uno o más de los cinco colores básicos dependiendo de la causa, patogénesis y el curso de la enfermedad. Por ejemplo, el color del pulmón de un animal sano es rosa pálido, no obstante, en animales con insuficiencia cardíaca izquierda, el color del pulmón cambia a rojo debido a la congestión de los capilares alveolares. Otro ejemplo lo observamos en el cambio de color de la piel de rosa a café oscuro o negro en la piel de animales con dermatopatías endócrinas.



Figura 5.6. Color negro de la piel y alopecia de la región crural y perianal de un perro con hiperestrogenismo asociado a un tumor de células de Sertoli

Cuadro 5.3

Color	Ejemplos de lesiones
Blanco a gris	Anemia, degeneración celular, cicatrices (fibrosis), isquemia, infarto antiguo, inflamación, necrosis, neoplasias
Amarillo-anaranjado	Lipidosis, amiloidosis, ictericia, hemosiderosis, lipofuscinosis
Café (marrón)	Melanosis, hemosiderosis

Rojo	Congestión aguda y crónica, hemorragia, inflamación aguda, infarto agudo, trombosis
Negro	Gangrena, antracosis, necrosis, melanoma

Ejemplos de lesiones que cambian el color de los órganos o parte de ellos



Figura 5.7. Sección de hígado de bovino que exhibe color amarillo-anaranjado debido a lipidosis

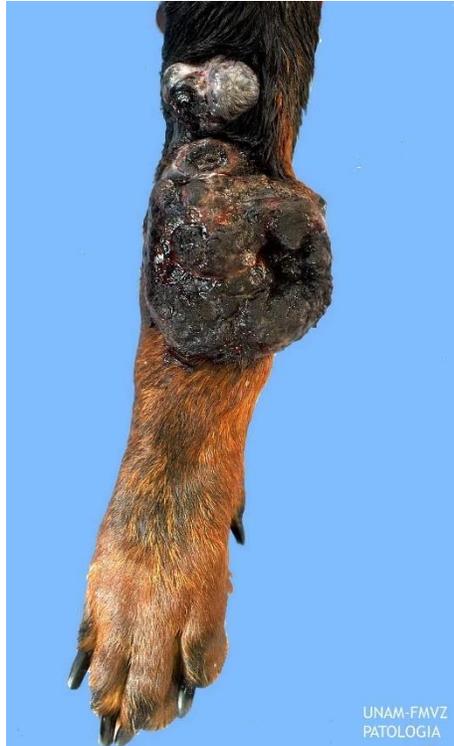


Figura 5.8. Miembro torácico de un perro que presenta un melanoma. Nótese el color negro de la neoplasia



Figura 5.9. Pulmón de perro que muestra congestión grave (color rojo intenso) asociada a insuficiencia cardiaca izquierda



Figura 5.10. Mucosa oral ictérica (amarilla) en un perro con hiperbilirrubinemia



Figura 5.11. Sección de un hígado de perro, que muestra a la izquierda una zona bien delimitada blanca-amarillenta correspondiente con necrosis coagulativa

Forma, demarcación y contorno

Las lesiones adquieren diferentes formas dependiendo de las causas y patogenia, por ejemplo, pueden ser triangulares como en los infartos renales o cerebrales debido a la falta de suministro de sangre por trombosis de la arteria arcuata o de las ramas corticales de las arterias cerebrales anterior, media y posterior respectivamente. Los focos de necrosis y úlceras tienden a ser circulares u ovalados y algunos se encuentran rodeados por un halo blanco por la infiltración de células inflamatorias. Una lesión también puede tener la misma forma de la estructura afectada como las hemorragias observadas por encima de las placas de Peyer en la enfermedad de las mucosas en bovinos (DVB). Las lesiones lineales hemorrágicas en forma de serpiente se observan en la subserosa del íleon debido

a la migración de larvas de *Strongylus* sp., también conocidas como *Hemomelasma ilei*. Los carcinomas de conductos biliares y de origen bronquio-alveolar suelen tener forma nodular con centros necróticos deprimidos dando una apariencia umbilicada. La demarcación se refiere a que tan delimitadas o circunscritas están las lesiones. Algunas lesiones pueden estar bien demarcadas por ejemplo los abscesos y granulomas pulmonares o hepáticos que presentan cápsula, neoplasias, o infartos, mientras que otras carecen de márgenes o límites reconocibles en las cuales no es posible determinar qué tan infiltrada o profunda es la lesión como en el caso de algunos tipos de gliomas.

El contorno se refiere a los cambios en la superficie externa de los órganos lesionados. La lesión puede ser elevada, con depresiones, lisa, rugosa, nodular, multinodular, o formando papilas dependiendo de la causa. Por ejemplo las pápulas son pequeñas elevaciones circunscritas sólidas de la piel, las nefritis crónicas con fibrosis se caracterizan por depresiones irregulares en la corteza renal, la cirrosis hepática se caracteriza por la presencia de múltiples nódulos de regeneración (hiperplásicos), la liquenificación se caracteriza por el engrosamiento irregular y rugoso de la piel como secuela de algunas dermatosis endócrinas y los papilomas cutáneos se caracterizan por múltiples elevaciones papilares.



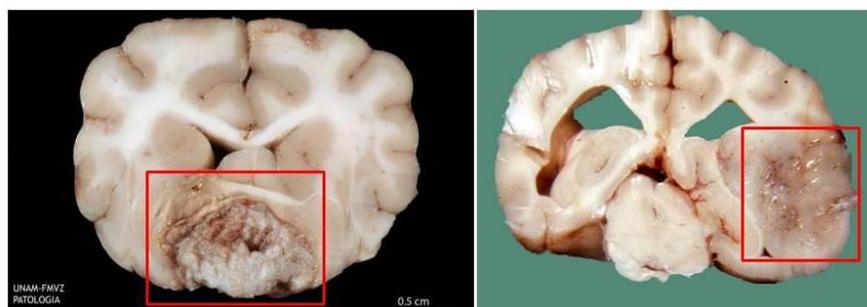
Figura 5.12. Infarto renal agudo. Nótese la forma triangular roja en la corteza renal



Figura 5.13. Cavidad oral de un perro que muestra una lesión ovalada bien delimitada con pérdida de la mucosa correspondiente a una úlcera



Figura 5.14. Hígado de un perro que muestra múltiples nódulos blanco-amarillentos umbilicados de diferentes tamaños correspondientes a carcinomas de conductos biliares



Ependimoma bien demarcado

Oligodendroglioma poco demarcado

Figura 5.15. Cortes transversales de cerebros de perros. A la izquierda se muestra un ependimoma bien demarcado y a la derecha se muestra un oligodendroglioma con márgenes poco distinguibles



Figura 5.16. Riñón de un perro que padeció de nefritis crónica desarrollando fibrosis. La superficie del órgano es irregular y presenta depresiones marcadas ubicadas principalmente en la corteza

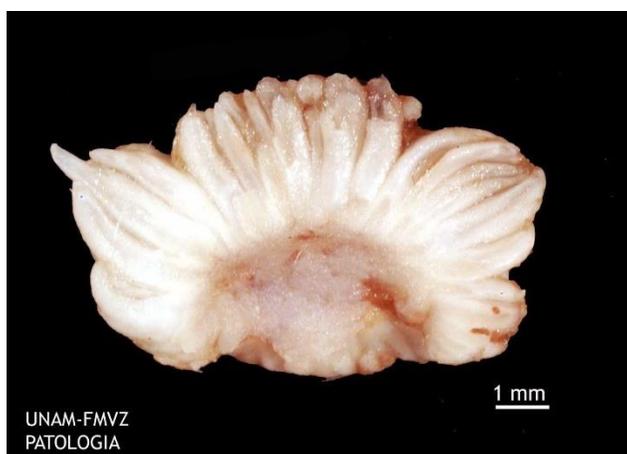


Figura 5.17. Biopsia de piel que exhibe elevaciones papilares de la epidermis con tallos centrales correspondientes a un papiloma

Textura y firmeza (consistencia)

La textura y firmeza consiste en la sensación que produce una lesión al observarla y tocarla. Algunas lesiones presentan diferentes texturas y son más suaves o más firmes o más gruesas o más delgadas de lo normal dependiendo de los componentes estructurales y de la causa. Algunos ejemplos se encuentran en el siguiente cuadro.

Cuadro 5.4

Tipo de lesiones de acuerdo a su textura	Ejemplos
Rugosa o granular	Fibrosis, tejido de granulación, paraqueratosis y liquenificación cutánea
Irregular con depresiones	Áreas de necrosis dentro de una neoplasia maligna, infartos crónicos, erosiones, úlceras, fibrosis
Tipo de lesiones de acuerdo a su firmeza o consistencia	
Blanda o suave	Zonas de necrosis y hemorragia, inflamación aguda, edema subcutáneo, lipomas, cambios degenerativos
Firmes o duras	Fibrosis, inflamación crónica, hiperplasia, neoplasias, metaplasia ósea y cartilaginosa, osteosarcomas, condrosarcomas
Gelatinosa	Edema, atrofia serosa de la grasa pericárdica, contenido de quistes cutáneos o mamarios mucinosos
Arenosa o arcillosa	Calcificación, contenido de quistes foliculares cutáneos, placas hemosideróticas en bazo

Tipos de lesiones de acuerdo a su textura y consistencia



Figura 5.18. Superficie de corte de lesión en piel de forma oval, blanda, de bordes bien definidos, superficie regular, color blanco-amarillento, correspondiente con un lipoma

Apariencia

Se refiere a las cualidades que se perciben en una lesión. Algunos ejemplos son: homogénea o heterogénea, sólida, quística unilocular, multilocular, con papilas, lobulada, esponjosa, carnosa, fibrosa, mucinosa, hemorrágica, verrucosa, fasciculada, septada, empedrada o necrótica.



Figura 5.19. Riñón de cabra con apariencia quística multilocular (riñón poliquístico)



Figura 5.20. Corte longitud de un riñón de perro que muestra aspecto esponjoso de la corteza debido a la formación de múltiples quistes pequeños, en este caso se trata de enfermedad glomerular quística



Figura 5.21. Lesión en la dermis de un perro de aspecto verrucoso bien demarcada, de bordes expansivos, color blanco-amarillento y consistencia arcillosa correspondiente a calcinosis circunscrita



Figura 5.22. Superficie de corte de una lesión nodular, que mide 5 cm de eje mayor, blanca-amarillenta, firme y apariencia fasciculada correspondiente a un leiomioma intestinal de un perro



Figura 5.23. Bazo de un perro con superficie irregular y consistencia arcillosa debido a la presencia de placas hemosideróticas

Criterios para la descripción de lesiones microscópicas

Con el propósito de identificar enfermedades, mediante la histopatología se reconocen, se interpretan y se describen cambios morfológicos microscópicos que incluyen el tipo y número de células y las diferencias entre el aspecto de las células sanas y el conjunto de células lesionadas en los órganos y tejidos agredidos por agentes etiológicos medioambientales (externos) o internos (del propio organismo). Las preparaciones histológicas (tejidos) se tiñen con la tinción de rutina hematoxilina y eosina (H&E) y además se emplean otras tinciones con diferentes propósitos. En

el siguiente cuadro se enlistan las tinciones más comúnmente utilizadas en patología y su uso.

Cuadro 5.5

Tinción	Uso
Ácido Peryódico de Schiff (PAS)	Carbohidratos
Azul de Prusia (Perls)	Hemosiderina
Azul de toluidina	Gránulos de mastocitos
Azul rápido de Luxol	Mielina
Carmín de Best	Glucógeno
Cristal violeta	Amiloide
Fontana Masson	Melanina
Gomori Grocott	Hongos
Gram	Bacterias
Grimelius	Gránulos argirófilos
Hematoxilina ácida fosfotúngstica (PTAH)	Estriaciones musculares, fibrina
Hematoxilina y Eosina (H&E)	Tinción de rutina (núcleos morados, citoplasma rosa)
Mucicarmin	Mucinas ácidas, cápsula de <i>Cryptococcus neoformans</i>
Rojo congo	Amiloide
Rojo oleoso (cortes en congelación)	Lípidos
Tinciones argénticas (Warthin-Starry)	Espiroquetas
Tricrómica de Masson	Tejido conjuntivo, colágena
van Gieson	Fibras de elastina, tejido conjuntivo
Von kossa	Sales de calcio
Ziehl-Neelsen	Bacterias alcohol ácido resistentes

Tinciones comúnmente usadas en patología

En la descripción de lesiones microscópicas básicas se toma lo siguiente:

- a) Localización anatómica de la lesión
- b) Disposición estructural o agrupaciones celulares
- c) Celularidad
- d) Tamaño y forma de las células
- e) Características del núcleo y citoplasma
- f) Actividad mitótica
- g) Características tintoriales con la tinción de Hematoxilina y Eosina (H&E)
- h) Presencia de materiales “normales” esperados intra o extracelulares
- i) Presencia de depósitos (materiales) “anormales” o células inesperadas
- j) Microorganismos (bacterias, hongos, parásitos)

Localización anatómica de la lesión

El primer paso es reconocer el órgano o tejido que se estudia y posteriormente debe identificarse que estructura (s) anatómica (s) y/o el conjunto de células que están afectadas, en otras palabras, reconocer la interface lesión-tejido normal. Ejemplos:

1. Riñón de perro que presenta engrosamiento de las membranas basales glomerulares de una zona de la corteza, característico de la glomérulonefritis membranosa;
2. Hígado de un bovino cuyos hepatocitos adyacentes a las venas centrales de los lobulillos hepáticos se encuentran agrandados y con vacuolas citoplasmáticas debido al acumulo de lípidos (lipidosis hepática);
3. La sustancia gris del puente encefálico de un bovino exhibe infiltrado inflamatorio linfoplasmocítico perivascular (espacio de Virchow-Robin) característico de infecciones virales.

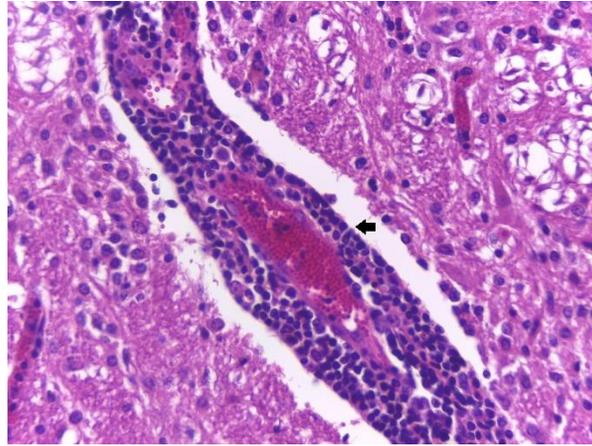


Figura 5.24. Imagen histológica de corteza cerebral de bovino (sustancia gris) que exhibe infiltrado inflamatorio linfoplasmocítico perivascular (espacio de Virchow-Robin) característico de infecciones virales. H&E, 40X

Disposición estructural o agrupaciones celulares

Se refiere al acomodo y estructuras (patrones) que forman las células, lo cual es común en las neoplasias. Por ejemplo las células se pueden acomodar (organizar) formando nidos o alveolos, cordones, trabéculas, túbulos, acinos, microquistes, papilas, rosetas, haces, remolinos, empalizadas o disponerse en filas. Por ejemplo, los tumores derivados de la pared vascular, forman remolinos o se disponen en forma concéntrica alrededor de vasos sanguíneos (patrón en espiral-huella digital), en los ependimomas las células suelen alinearse formando empalizadas, las células de los mastocitomas se acomodan en “fila india”, los papilomas cutáneos se caracterizan por formar papilas y algunos carcinomas renales forman túbulos.

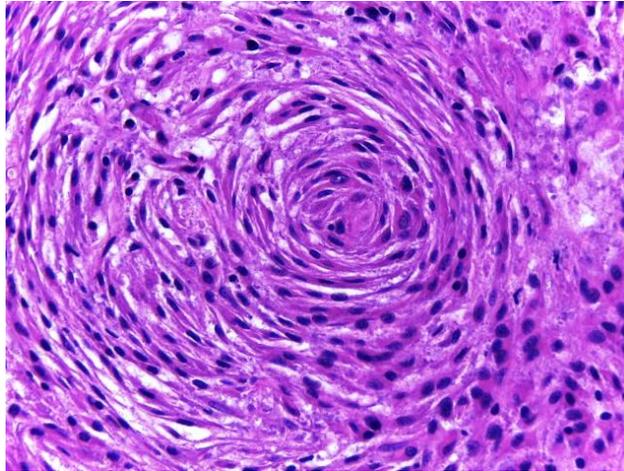


Figura 5.25. Hemangiopericitoma de la piel del radio del miembro anterior izquierdo de un perro, cuya proliferación de pericitos fusiformes atípicos se acomodan en un patrón en espiral (huella digital) alrededor un pequeño vaso sanguíneo. H&E, 40X

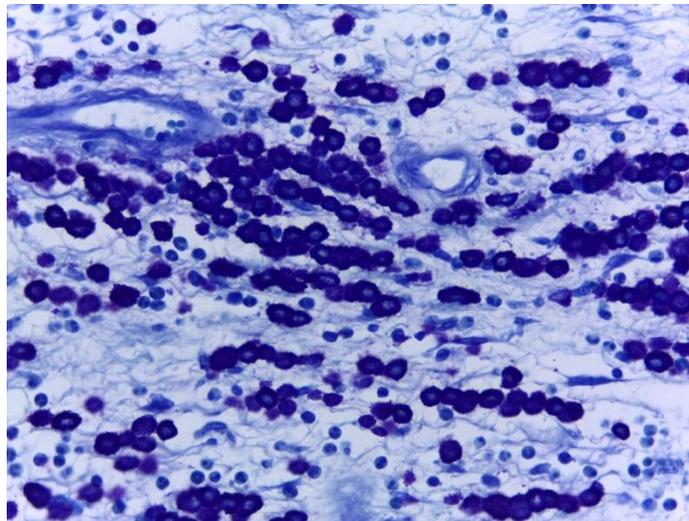


Figura 5.26. Mastocitoma cutáneo bien diferenciado en la piel de la región cervical inferior de un perro. Los mastocitos se acomodan en "fila india". Azul de toluidina, 40X

Celularidad

Existen lesiones en donde hay mayor densidad celular conocidas como zonas o focos hipercelulares, por ejemplo en los tejidos neoplásicos, que sufren hiperplasia, o que están infiltrados por células inflamatorias polimorfonucleares (neutrófilos, eosinófilos) o mononucleares (linfocitos, células plasmáticas y macrófagos); o lo contrario en donde las zonas afectadas del órgano han perdido células

(hipocelulares), como en los diferentes tipos de necrosis (coagulativa, licuefactiva, caseosa), depleción (atrofia) linfoide o apoptosis.

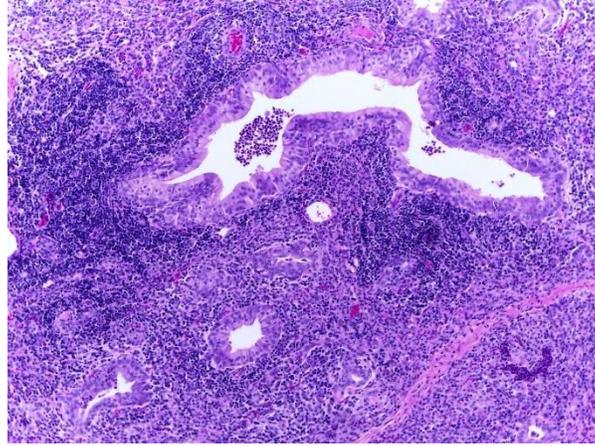


Figura 5.27. Imagen histológica de pulmón de un ovino que exhibe hiperplasia del tejido linfoide peribronquiolar (hipercelularidad). H&E, 10X

Tamaño y forma de las células

Las células pueden agrandarse debido a procesos degenerativos en algunos órganos por ejemplo por acumulo de agua en el citoplasma (tumefacción, degeneración hidrópica), lípidos (lipidosis) o acumulo de glucógeno en el hígado, o porque sufren de hipertrofia como mecanismo fisiológico o patológico. Un ejemplo de hipertrofia fisiológica la vemos en el miometrio del útero gestante conforme el feto crece, por otro lado, un ejemplo de hipertrofia patológica la vemos en los ventrículos del corazón cuando existen lesiones valvulares. Las células también pueden disminuir de tamaño, por ejemplo, cuando las fibras musculares se atrofian por falta de uso, de nutrientes (proteínas) o por denervación; otro ejemplo lo observamos en la polioencefalomalacia de los rumiantes en donde las neuronas mueren y se encogen.

Las células que conforman los tejidos normales pueden cambiar su forma cuando son agredidas por ejemplo células de redondas a: ovaladas, poliédricas, fusiformes, estrelladas, prismáticas, en anillo de sello o globosas entre otras formas. En los fibrosarcomas y algunos rbdomiosarcomas, las células neoplásicas son fusiformes o ahusadas (largas y delgadas), las células que forman a los mastocitomas, son

redondas u ovaladas de bordes bien delimitados y llenas de gránulos, las células que conforman a los carcinomas de células escamosas son redondas o poligonales con queratinización manifiesta, en algunos carcinomas es frecuente observar células en “anillo de sello”, es decir células globosas con mucina en el citoplasma y el núcleo desplazado a la periferia.

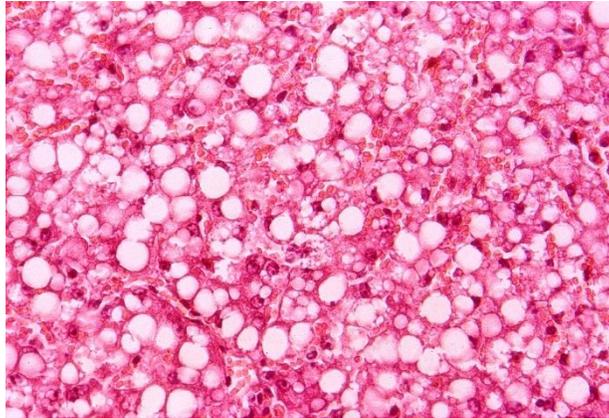


Figura 5.28. Imagen histológica de hígado de un hurón exhibiendo lipidosis. Se aprecian vacuolas grandes intracitoplasmáticas que provocan el agrandamiento de los hepatocitos y desplazamiento de los núcleos hacia la periferia de las células. H&E, 40X

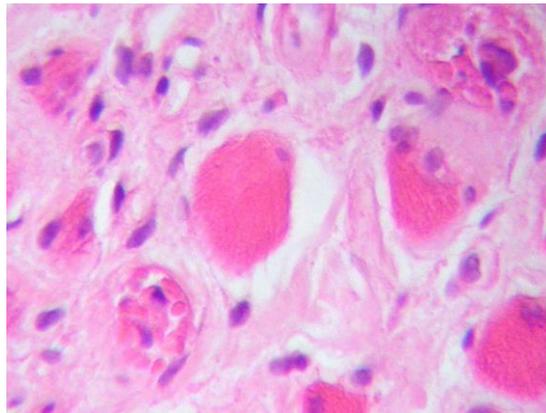


Figura 5.29. Imagen histológica de músculo esquelético que exhibe disminución marcada de las fibras musculares. H&E, 40X

Características del núcleo y citoplasma

En células normales, el núcleo y citoplasma son característicos de acuerdo al tejido que forman, sin embargo, estos pueden cambiar en células lesionadas. Los núcleos que presentan cariomegalia (agrandados) los observamos por ejemplo en algunas células neoplásicas, en los hepatocitos de animales intoxicados con plantas con alcaloides, en algunas células con inclusiones virales intranucleares, o en las células de regeneración observadas en las criptas intestinales de animales infectados por parvovirus canino tipo 2. Por el contrario los núcleos pueden ser más pequeños e hiper cromáticos por ejemplo en células que han sufrido de necrosis. También podemos observar aspecto anormal o atipias nucleares como núcleos pleomórficos o visualizar dos o más núcleos y/o nucléolos en una sólo célula, principalmente en tejidos neoplásicos. Por otro lado, en procesos degenerativos se pueden detectar cambios citoplasmáticos como la presencia de vacuolas en hepatocitos con degeneración hidrópica o lipidosis, o tumefacción citoplasmática en células tubulares renales agredidas por agentes nefrotóxicos como gentamicina, neomicina, kanamicina, anfotericina B o metales pesados entre otros.

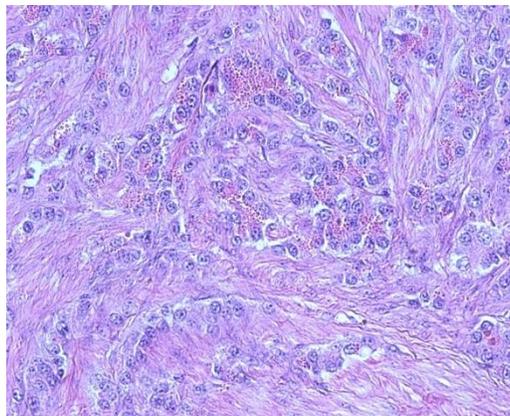


Figura 5.30. Adenocarcinoma pancreático de una gallina. Las células neoplásicas forman túbulos y acinis, las cuales son cubicas o poligonales, de citoplasma abundante eosinofílico de bordes poco definidos, con múltiples gránulos. Los núcleos son de redondos a ovales, con cromatina en grumos y nucléolos prominentes, los cuales están orientados a la periferia de las células. H&E, 40X

Actividad mitótica

Un incremento en el número de mitosis lo observamos en células neoplásicas especialmente las malignas. El índice de mitosis es el coeficiente entre el número de células que experimentan mitosis y el número de estas que no experimentan mitosis. A menudo el número de mitosis en tejidos neoplásicos se cuentan en 10 o 15 campos a un aumento de alta magnificación (objetivo 40X). Por ejemplo, el conteo de las mitosis es uno de los criterios que se utilizan para la gradación de neoplasias malignas como en los carcinomas de glándula mamaria en las perras.

Características tintoriales con la tinción de Hematoxilina y Eosina (H&E)

La afinidad tintorial del núcleo y citoplasma de las células dañadas teñidas con H&E puede cambiar, por ejemplo en eventos de necrosis podemos observar núcleos picnóticos (hipercromáticos-morado oscuro) además de los núcleos en cariorrexis y en cariólisis. El citoplasma se puede teñir intensamente eosinofílico (muy rosa) en procesos degenerativos o necróticos, por ejemplo el sarcoplasma de las fibras musculares en la degeneración hialina (zenker) característica de la enfermedad del músculo blanco o miopatías de origen tóxico.

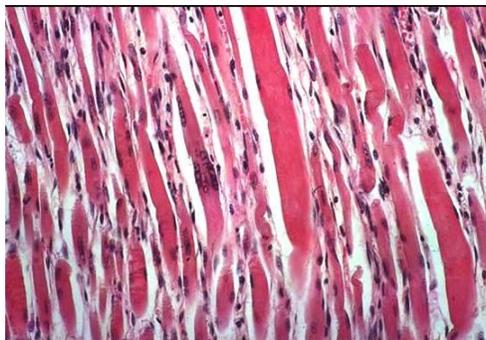


Figura 5.31. Imagen histológica de músculo esquelético de un bovino que presentó enfermedad del músculo blanco. Las fibras musculares se aprecian hipereosinofílicas y están separadas debido a que presentan degeneración hialina (Zenker)

Presencia de materiales “normales” esperados intra o extracelulares

En la revisión microscópica de tejidos no lesionados podemos observar pequeña cantidad de materiales o pigmentos propios del tejido que no debemos confundir

con materiales extraños, por ejemplo, hemosiderina en bazo, bilis en el hígado, melanina en la epidermis, o lipofuscina (pigmento de desgaste celular) en los hepatocitos o neuronas.

Presencia de depósitos (materiales) “anormales”

En algunos padecimientos como la amiloidosis podemos encontrar depósitos anormales de amiloide (glucoproteínas fibrilares insolubles) en paredes de vasos sanguíneos y extracelularmente en órganos como el riñón, el hígado o el bazo; en la uratosis de las aves y reptiles se observan cristales de uratos en las serosas y riñones (gota visceral) y articulaciones (gota artrítica) debido al metabolismo del ácido úrico propio de estas especies; en animales con endocarditis valvular del corazón izquierdo, observamos congestión y edema pulmonar con células de falla cardíaca (hemosiderófagos) en la luz alveolar; en animales con hipercolesterolemia, es frecuente observar cristales de colesterol pegados a la íntima de las arterias (ateroesclerosis).



Figura 5.32. Imagen histológica de riñón, en la que se exhibe un glomérulo, el cual presenta amiloidosis en los capilares glomerulares. Rojo congo, 40X

Microorganismos

En algunas enfermedades infecciosas, se identifican agentes bacterianos, micóticos, parasitarios o cuerpos de inclusión de origen viral intranucleares o intracitoplasmáticos asociados a las lesiones que ocasionan lo cual es muy útil para el diagnóstico. Algunos ejemplos son: abundantes bacterias bacilares del género

Clostridium sp., en las enterotoxemias de rumiantes, micobacterias en linfonodos por tuberculosis, *Cryptococcus* sp. o *Aspergillus* sp., en casos de rinitis y neumonía en gatos y caballos respectivamente, *Toxoplasma gondii* en diversos órganos de los huéspedes intermediarios, o *Encephalitozoon cuniculi* en conejos con encefalitis y nefritis. Aunque algunos agentes infecciosos se pueden identificar con la tinción de H&E, con frecuencia se utilizan diferentes tinciones de histoquímica para resaltarlos. Algunos ejemplos de inclusiones virales son: intranucleares en hepatocitos de perros infectados por adenovirus canino tipo1 y herpesvirus (hepatitis), en astrocitos de perros infectados por paramixovirus (distemper), o intracitoplasmáticos en neuronas de animales por rabdovirus (rabia) y en epitelio respiratorio de bovinos infectados por virus parainfluenza tipo 3.

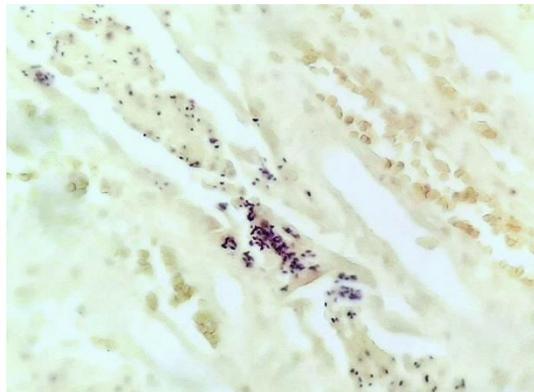


Figura 5.33. Imagen histológica de riñón de un conejo, en la cual se aprecian microsporidios del género y especie *Encephalitozoon cuniculi*. Gram, 100X

Diagnóstico morfológico

Es la descripción macroscópica o microscópica de los tejidos afectados en un proceso de enfermedad, en otras palabras, es la interpretación de la lesión (es).

En lesiones no neoplásicas se compone de:

- I. Órgano/tejido: pulmón, corazón, hígado, riñón, etc.
- II. Tipo de lesión: inflamatoria, degenerativa, necrótica, proliferativa
- III. Distribución: focal, multifocal, focalmente extensiva, multifocal coalescente, generalizada

IV. Gravedad: leve, moderada, severa

V. Curso: aguda, subaguda, crónica (cuando existen elementos que lo justifiquen)

Ejemplo 1



Figura 5.34

Descripción: Vista lateral izquierda del pulmón de un cerdo que exhibe abundante cantidad de exudado fibrinoso en la pleura y lóbulos craneal (apical) y medio, abarcando el 50% del órgano.

Diagnóstico morfológico: Pleuroneumonía fibrinosa, craneoventral, grave

Ejemplo 2

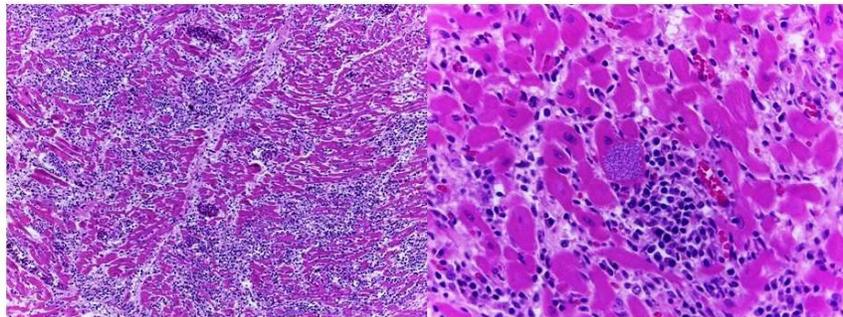


Figura 5.35

Descripción: Corte histológico de miocardio, el cual está infiltrado por abundantes células inflamatorias correspondientes a linfocitos y algunos macrófagos con distribución multifocal coalescente. La afinidad tintorial del sarcoplasma celular es variable y algunos núcleos están picnóticos y otros están en cariorrexis y cariólisis (necrosis). En el sarcoplasma de algunas células se observan múltiples pseudoquistes de protozoarios con numerosos amastigotes.

Diagnóstico morfológico: Miocarditis linfohistiocítica y mionecrosis multifocal coalescente, grave, con pseudoquistes parasitarios intracelulares compatibles con *Trypanosoma cruzi*

En lesiones neoplásicas se compone de:

I. Órgano/tejido: pulmón, corazón, hígado, riñón, etc.

II. Tipo de neoplasia de acuerdo al origen celular y comportamiento biológico:

- Epitelial: benigna (oma) adenoma/papiloma; maligna carcinoma/adenocarcinoma.
- Mesenquimal benigna (oma) fibroma, lipoma, osteoma, leiomioma, hemangioma; maligna (sarcoma) fibrosarcoma, liposarcoma, osteosarcoma, leiomiosarcoma, hemangiosarcoma.

III. Invasión o no linfática o vascular, metástasis a otros órganos, bordes quirúrgicos (limpios, comprometidos)

IV. Gradación en algunas neoplasias malignas. Se refiere al grado de anormalidad de las células cancerosas. Mientras más alto es el grado (I, II, III o IV), más anormal se ven las células y más alta es la probabilidad de que el tumor crezca y se disemine rápido.

5.6. FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

De acuerdo al criterio del profesor, la calificación mínima por cada descripción macroscópica y microscópica incluyendo el diagnóstico morfológico (caso) será la

mínima de 1 punto y la máxima de 5 puntos. La suma de los puntos totales será la calificación obtenida (la máxima calificación es de 10).

Descripción de lesiones macroscópicas	Caso 1	Caso 2	Caso 3	Caso 4	Caso 5	Total
Puntos (del 1 al 5)						
Descripción de lesiones microscópicas	Caso 1	Caso 2	Caso 3	Caso 4	Caso 5	Total
Puntos (del 1 al 5)						
						Puntos totales

5.7. BIBLIOGRAFÍA

1. Caswell J & Plattner B. Gross pathology description and interpretation. Disponible en: <https://atrium.lib.uoguelph.ca/server/api/core/bitstreams/cdda2a99-0e8f-4ed2-964d-369e831cf9ff/content>
2. Miller MA, Zachary JF. Fundamentals for understanding veterinary pathology. In: Zachary JF. Pathology basis of veterinary disease. 7th. ed. St. Louis, MO, USA: Elsevier; 2017. pp 1-13.

Práctica 6. Técnica de necropsia en aves

Mireya Juárez Ramírez

6.1 INTRODUCCIÓN

En aves de producción la técnica de necropsia es una de las herramientas diagnósticas que se utiliza de manera habitual con el objetivo de conocer la causa de enfermedad o muerte de los animales y obtener muestras que serán enviadas a los diferentes laboratorios para establecer el diagnóstico definitivo.

6.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Realizar la técnica de necropsia en aves domésticas, evaluar los diferentes aparatos y sistemas en busca de alteraciones, describir los hallazgos macroscópicos, coleccionar y conservar muestras para los diferentes laboratorios siguiendo los lineamientos descritos en la Práctica 4 de este manual.

6.3 ACTIVIDADES

6.3.1. Inspección externa

6.3.2. Preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica

6.3.3. Extracción de los órganos internos

6.3.4. Evaluación de los órganos internos

6.3.5. Evaluación de la cavidad nasal, extracción del encéfalo, médula espinal, nervios periféricos y ojos

6.3.6. Evaluación de las articulaciones, huesos y músculos

6.4 HABILIDADES Y DESTREZAS

Realizar la técnica de necropsia en aves domésticas, evaluar los diferentes aparatos y sistemas en busca de alteraciones, describir los hallazgos macroscópicos, coleccionar y conservar muestras para los diferentes laboratorios.

6.5 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA Y MATERIAL

Material y equipo de protección: overol o bata, mandil y botas de hule, guantes de hule o nitrilo, tijeras rectas, pinzas (con y sin dientes), bisturí, navaja, cuchillo, tijeras de poda o jardinería y un ave muerta.

6.5.1. Cerciorarse que el ave está muerta, revisando la ausencia de reflejo palpebral y reflejo pupilar (figura 6.1).



Figura 6.1. Ojo derecho. Pupila dilatada en un ave muerta.

6.5.2. Inspección externa

La inspección externa inicia en la cabeza, se debe evaluar el estado de la cresta y barbillas poniendo atención al color e hidratación, búsqueda de costras, exudados o lesiones traumáticas.

Posteriormente se revisará la región ocular en busca de secreciones anómalas o exudados, el aspecto de los párpados, conjuntivas palpebral y ocular, transparencia de la córnea o cambios en su aspecto.

Se revisarán los senos periorbitarios e infraorbitarios, los oídos, orificios nasales, pico, cavidad oral, mucosa oral y lengua.

Es importante examinar el estado de las plumas, limpieza, cantidad y uniformidad.

Se evaluará el estado de la cloaca, mucosa y plumas alrededor de esta con el objetivo de detectar la presencia de uratos, sangre, exudados o heces anormales.

Finalmente, se examinarán el tarsometatarso y dedos considerando su color, hidratación, estado de las escamas, presencia de costras o úlceras.

6.5.3. Preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica

Se recomienda preparar una tina o cubeta con agua jabonosa para sumergir el cadáver una vez que se concluya la inspección externa, esto con el objetivo de evitar que las escamas y plumas contaminen los tejidos durante la apertura de la cavidad celómica.

El cadáver debe colocarse en decúbito dorsal, con el cuchillo, bisturí o tijeras se cortará la piel y tejido subcutáneo a nivel de los muslos y se dislocarán ambas cabezas femorales, las cuales se evaluarán en busca de lesiones como la necrosis de la cabeza del fémur.

A continuación, se retira la piel de la musculatura pectoral y se realizará un corte longitudinal a lo largo de la región del cuello y hasta el pico. Se evalúan los órganos de la región cervical como la tráquea, esófago, buche o ingluvis, timo, nervio vago y vasos sanguíneos. El timo es un órgano linfoide multilobulado (6-7 lóbulos) y par que se encuentra a ambos lados del cuello, alcanza su tamaño máximo cuando las aves alcanzan la madurez sexual (alrededor de las 17 semanas) e involuciona a partir de ese momento, su evaluación es relevante ya que permite estimar el estado del sistema inmune de las aves.

Para abrir la cavidad celómica se cortarán los músculos abdominales por el borde de la quilla en dirección a las costillas, posteriormente se cortarán cada una de las costillas en dirección craneal hasta llegar a la articulación del hombro, en donde se puede desarticular o cortar con unas pinzas de jardinero la clavícula y el coracoides, al concluir estos cortes por ambos lados podremos retirar de una sola intención la quilla, esternón y músculos pectorales, observar y evaluar los órganos *in situ*.

6.5.4. Extracción de los órganos internos

Los órganos del aparato cardiorespiratorio y digestivo se extraen de una sola intención de la cavidad celómica, para esto debe realizarse un corte en cada una de las comisuras del pico y en ambos huesos hioides para exponer la cavidad oral.

A continuación, se corta el paladar blando y con una ligera tracción se separa el esófago, la laringe y la tráquea hasta llegar al buche o ingluvis. Para extraer el aparato cardiorrespiratorio, se realiza una tracción ligera para que con ayuda de las pinzas o los dedos se separen los pulmones que están adosados en su porción dorsal a las costillas.

Se continúa la extracción removiendo el hígado y tracto gastrointestinal junto con el aparato cardiorrespiratorio hasta llegar a la cloaca. En esta zona dorsal a la cloaca se debe buscar la bolsa cloacal o bolsa de Fabricio, esta es un órgano linfático, con forma de saco, que al igual que el timo comienza a involucionar una vez que se alcanza la madurez sexual.

En el caso del aparato genitourinario este permanecerá en la cavidad para su evaluación *in situ* y posterior extracción. Se deben identificar las glándulas adrenales, estas se localizan craneal al lóbulo craneal o anterior del riñón. En el caso de los machos se deben evaluar y extraer ambos testículos y en las hembras se encontrará solo el ovario y oviducto izquierdo funcional, mientras que el derecho puede encontrarse como un remanente quístico que puede variar en tamaño y suele contener líquido turbio ligeramente denso que corresponde a albumina.

Para extraer los riñones, que están insertados en el hueso lumbosacro se puede hacer una ligera tracción desde la zona medial y craneal de los riñones con unas pinzas y con las tijeras cortar para extraer lentamente todos los lóbulos de una sola intención.

6.5.5. Evaluación de los órganos internos

Para la evaluación de los órganos se realizará la disección por bloques, para iniciar se separará el aparato cardiorrespiratorio del digestivo.

6.5.5.1. Aparato cardiorrespiratorio

La disección iniciará realizando un corte longitudinal de la laringe y tráquea hasta siringe y bronquios extrapulmonares, se evaluará la mucosa en busca de cambios como congestión, hemorragia o presencia de algún tipo de exudado. Para evaluar los lóbulos pulmonares se revisará su superficie, color y consistencia, para

posteriormente realizar cortes transversales y determinar si las alteraciones encontradas en la evaluación externa se extienden hacia el parénquima.

La evaluación del corazón iniciará en el saco pericárdico se debe determinar si hay cambios en su transparencia, depósitos de grasa, presencia de algún trasudado, exudado, hemorragia o presencia de uratos. Para continuar la revisión se retirará el saco pericárdico y pueden realizarse cortes transversales del corazón y evaluar de esta forma las cavidades ventriculares y el miocardio.

6.5.5.2. Aparato digestivo

El esófago y buche o ingluvis se abren longitudinalmente para revisar la mucosa en busca de erosiones, úlceras, hemorragias o presencia de algún tipo de exudado.

El hígado, proventrículo, ventrículo o molleja y asas intestinales se separan para su revisión. En el caso del hígado se evalúa el tamaño, color, aspecto de la serosa y se realizan cortes transversales para valorar el parénquima.

El proventrículo y ventrículo o molleja se abren longitudinalmente, se revisa el contenido en busca de alteraciones, este se retira y gentilmente se enjuaga la mucosa, para examinar la salida de las glándulas proventriculares y la tonsila proventricular, en el caso del ventrículo debe evaluarse la capa de coílina y retirarse para inspeccionar la mucosa y apreciar mejor la presencia de erosiones, úlceras y hemorragias.

Las asas intestinales deben colocarse de manera ordenada, para poder identificar las diferentes regiones anatómicas (asa duodenal, yeyuno, íleon, sacos ciegos, colon, recto y cloaca). Entre el asa duodenal se encuentra el páncreas. A nivel del yeyuno, se encuentra el remanente del divertículo vitelínico o de Meckel, que corresponde al punto de reabsorción del saco vitelino durante los primeros días de vida del pollo. A la entrada de los sacos ciegos se encuentran las tonsilas cecales. Para evaluar la mucosa del todo el tracto intestinal debe realizarse un corte longitudinal preferentemente por la inserción mesentérica. Una vez abierto debe inspeccionarse el contenido intestinal, este varía entre las diferentes regiones,

siendo más líquido y blanquecino en el duodeno, granular en el intestino medio y café amarillento y pastoso en los sacos ciegos.

6.5.5.3. Evaluación de órganos linfoides

Se debe evaluar el tamaño, color y la superficie serosa de los diferentes lóbulos tímicos, de la bolsa de cloacal y el bazo. En el caso del timo y el bazo se pueden hacer cortes longitudinales o transversales para valorar el parénquima.

La bolsa cloacal puede abrirse o cortarse transversalmente para determinar el tamaño de las plicas primarias y secundarias, cambios de color en la mucosa que sugieran la presencia de focos de necrosis, hemorragia o presencia de algún exudado.

La tonsila proventricular, el tejido linfoide asociado a tracto intestinal y las tonsilas cecales deben revisarse al momento de hacer la inspección del tracto gastrointestinal en busca de áreas de necrosis, hemorragia o algún tipo de exudado.

Otro órgano linfoide que es importante examinar es la médula ósea, para esto se recomienda disecar un fémur o tibia y cortar longitudinalmente, se analiza su color, cantidad de tejido adiposo y consistencia.

6.5.5.4. Aparato reproductor

En el caso de las hembras lo primero que debe evaluarse es el tamaño del ovario, este varía dependiendo de la edad y estado fisiológico del ave. En aves jóvenes o en pelecha los ovarios son pequeños al igual que los folículos. En aves maduras sexualmente y en etapa de postura el ovario es de gran tamaño y deben observarse folículos en diferentes estadios de maduración, los maduros están altamente vascularizados con excepción del estigma que es la zona avascular por donde se libera el folículo para ser captado por el infundíbulo.

El oviducto se cortará longitudinalmente para inspeccionar la mucosa en busca de cambios de color o presencia de algún exudado. El infundíbulo es el segmento más craneal, esta estructura tiene una porción estriada y una tubular, sus funciones son captar al óvulo, secretar las chalazas y se dará la fertilización. El magno es la región más larga del oviducto, en esta se produce la albúmina. Entre el magnum y el istmo

hay una banda que permite diferenciar ambas zonas. En el istmo, continua la formación de albúmina y se forman las membranas testáceas. El útero, es la sección final del oviducto y es el lugar donde se mineraliza el cascarón. La vagina une el útero con la cloaca, en este sitio el cascarón se cubre con la cutícula.

6.5.5.5. Aparato urinario

Como se mencionó anteriormente, los riñones se evalúan *in situ* para poder determinar si existe o no un aumento de tamaño, cambio de color o presencia de depósitos en su superficie. En el caso de los uréteres debe determinarse si hay retención de uratos. Una vez que se extraen los riñones puede evaluarse su consistencia y realizarse cortes transversales con el objetivo de determinar si el cambio de color o depósitos de uratos se extienden hacia el parénquima.

6.5.6. Evaluación de la cavidad nasal, extracción del encéfalo, médula espinal, nervios periféricos, ojo y oído.

La revisión de la cavidad nasal se lleva a cabo realizando un corte transversal en la parte posterior del pico, para evaluar los cornetes nasales y senos infraorbitarios en busca de zonas de necrosis, hemorragia o algún exudado.

Para extraer el encéfalo, se separa la cabeza del cuello cortando a nivel de la articulación atlantooccipital. Se retira la piel del cráneo y se introducen las tijeras por el foramen magno para realizar dos cortes longitudinales en dirección a los ojos, estos se unen con un tercer corte transversal. Finalmente, con las tijeras o pinzas se levanta la tapa del cráneo para exponer el encéfalo y se cortan los nervios de la base para extraerlo por completo. Es importante, recordar que el cerebro de las aves no tiene circunvoluciones y debe evaluarse cualquier cambio de color o consistencia y detectar la presencia de algún tipo de exudado. Los cortes de este órgano se recomiendan una vez que se ha fijado.

La médula espinal y nervios periféricos generalmente se extraen y evalúan cuando hay evidencia de signos nerviosos como incoordinación, pedaleo, parálisis u opistótonos. Además, de los nervios vagos y ciáticos, se recomienda valorar el plexo braquial y lumbosacro, en busca de cambios de color, engrosamiento y pérdida de sus estriaciones.

Se recomienda extraer los ojos con todas las estructuras anexas (párpados, glándulas lagrimales y músculos extraoculares), para esto se recomienda cortar la piel alrededor del ojo, el borde orbitario, disecar las fascias orbitarias, músculos extraoculares, glándula de Harder y seccionar el nervio óptico para finalmente extraer todas las estructuras contenidas en la órbita. Es importante mencionar que la esclerótica de las aves esta reforzada por una capa de cartílago que se transforma en una serie de huesecillos u osículos cerca de la córnea. Carecen de *tapetum lucidum* y la retina no está vascularizada. Sobre el disco óptico se despliega una estructura plegada que se dirige hacia el vitreo, denominada pecten, se cree que esta estructura vascular desempeña un papel importante en la nutrición de la retina. Los músculos extraoculares son similares a los mamíferos con excepción del retractor del globo que está ausente.

La evaluación del oído inicia en el meato acústico externo este se localiza a ambos lados de la cabeza y está cubierto por pequeñas plumas. El meato es una estructura corta y recta, a través de la cual es posible ver la membrana timpánica que se conecta por medio de la columela y cartílagos a la ventana vestibular del oído medio. Finalmente, en el oído interno la cóclea no forma una espiral y es más pequeña que en los mamíferos. Para poder evaluar todas estas estructuras se recomienda hacer un corte transversal a nivel de ambos meatos externos para determinar si hay evidencia de hemorragia o presencia de algún exudado.

6.5.7. Evaluación de las articulaciones, huesos y músculos

Se recomienda revisar los músculos pectorales superficial y profundo, evaluar los músculos del muslo y pierna, revisar ambos nervios ciáticos y articulaciones. Se debe poner atención en los cambios de volumen y color de estas estructuras con el objetivo de detectar áreas de necrosis, hemorragia, presencia de algún tipo de exudado o neoplasia.

6.6 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

Rubrica de evaluación

Categoría/Desempeño	Deficiente	Regular	Bueno	Excelente
Inspección externa	Aún no logra realizar de forma adecuada inspección externa.	Realiza de forma deficiente la inspección externa.	Conoce los aspectos a evaluar durante la inspección externa, la realiza de forma apropiada, organizada y completa.	Conoce los fundamentos teóricos de la inspección externa y la realiza de forma apropiada. Completa de forma sobresaliente esta fase de la técnica de necropsia.
Preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica	No prepara de forma adecuada el cadáver y la apertura de la cavidad celómica no es adecuada.	Realiza de forma deficiente la preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica.	Conoce los aspectos a tener en cuenta para preparar el cadáver y abrir la cavidad celómica, realiza de forma apropiada, organizada y	Conoce los fundamentos teóricos de la preparación del cadáver y apertura de la cavidad celómica, realiza de forma apropiada esta fase de

			completa esta fase de la técnica.	la técnica y la completa de forma sobresaliente.
Extracción de los órganos internos	No extrae forma adecuada los órganos internos.	Realiza de forma deficiente la extracción de los órganos internos.	Conoce los aspectos a tener en cuenta para extraer de forma adecuada los órganos internos y lo realiza de forma apropiada.	Conoce los fundamentos teóricos de la extracción de los órganos internos, realiza de forma apropiada esta fase de la técnica y la completa de forma sobresaliente.
Evaluación de los órganos internos	No evalúa todos los órganos internos.	Realiza de forma deficiente la evaluación de los órganos internos.	Conoce los aspectos a tener en cuenta para evaluar de forma adecuada los órganos internos y lo	Conoce los fundamentos teóricos de la evaluación de los órganos internos, realiza de forma

			realiza de forma apropiada.	apropiada esta fase de la técnica y la completa de forma sobresaliente.
Evaluación de la cavidad nasal, extracción del encéfalo y ojos	No evalúa la cavidad nasal y no logra realizar la extracción del encéfalo y ojos.	Realiza de forma deficiente la evaluación de la cavidad nasal, la extracción del encéfalo y ojos.	Conoce los aspectos a tener en cuenta para evaluar de forma adecuada la cavidad nasal, extraer el encéfalo y ojos y lo realiza de forma apropiada.	Conoce los fundamentos teóricos de la evaluación de la cavidad nasal, extracción del encéfalo y ojos, realiza de forma apropiada esta fase de la técnica y la completa de forma sobresaliente.
Evaluación de las articulaciones, huesos, músculos y nervios	No evalúa las articulaciones, huesos,	Realiza de forma deficiente la evaluación de las	Conoce los aspectos a tener en cuenta para evaluar de	Conoce los fundamentos teóricos de la evaluación de las

	músculos y nervios.	articulaciones, huesos, músculos y nervios.	forma adecuada las articulaciones, huesos, músculos y nervios y lo realiza de forma apropiada.	articulaciones, huesos, músculos y nervios, realiza de forma apropiada esta fase de la técnica y la completa de forma sobresaliente.
Observaciones:				

6.6. BIBLIOGRAFÍA

1. Majo MN, Dolz PR. Atlas de la necropsia aviar. 1 ed. Barcelona: Servet, 2011.
De Aluja SA, Constantino CF, Casaubon HMT. Técnicas de necropsia en animales domésticos. 1ed. México: UNAM, 2012.
2. Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG. Anatomía veterinaria. 4a. ed. México: Manual Moderno, 2012.

Práctica 7. Técnica de necropsia en conejos

Germán Valero Elizondo

7.1 INTRODUCCIÓN

Los conejos se utilizan para prácticas de técnicas quirúrgicas y cirugía en varias escuelas y facultades de medicina veterinaria, incluida la FMVZ-UNAM. Después de la cirugía en muchas ocasiones se realiza la eutanasia y los cadáveres pueden ser utilizados para la práctica de necropsias en las materias de Patología General y Patología Sistémica Veterinarias.

7.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Adquirir los conocimientos y habilidades necesarios para realizar correctamente la necropsia de conejos y describir los hallazgos.

7.3 ACTIVIDADES

Realizar la inspección externa y la necropsia de un conejo, poniendo particular atención a la revisión de los sitios donde comúnmente se encuentran lesiones.

7.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Realizar una buena inspección externa e interna del conejo, descartando o comprobando la presencia de lesiones comúnmente observadas en ellos.

Identificar el aspecto normal del conejo

Conocer, recordar o estudiar, el aspecto normal de la anatomía del conejo descrita por Popesko (1992).

Identificar el aspecto macroscópico de las lesiones más comunes en conejos, especialmente las sugestivas de otitis por ácaros *Psoroptes cuniculi*, epífora asociada a rinitis por *Pasteurella multocida*, colangiohepatitis por *Eimeria stide* y enteritis mucoide.

7.5 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA Y MATERIAL

El **material y equipo de protección** necesario para realizar la necropsia del conejo es el mismo que se usa para la necropsia del perro: overol o bata, mandil y botas

de hule, guantes de hule o nitrilo y equipo de disección. Para la necropsia del conejo puede ser más útil emplear un bisturí que el cuchillo de necropsias.

- a) Primeramente, el alumno debe cerciorarse que el animal está muerto, revisando la ausencia de reflejo palpebral y reflejo pupilar.
- b) Deberá revisarse si el cadáver tiene alguna identificación (número marcado o tatuado).
- c) En la inspección externa del cadáver del conejo se deberá poner especial cuidado de revisar las orejas, para descartar o confirmar la presencia de lesiones características de otitis por ácaros *Psoroptes cuniculi*. En caso de observar lesiones en el oído (o en cara, cuello, tronco, patas, abdomen y periné) que sugieran ácaros, el estudiante deberá realizar un raspado del sitio lesionado para poder buscar los ácaros al microscopio.
- d) Deberá revisarse cuidadosamente la piel alrededor de los ojos, para descartar la epífora (lagrimeo excesivo) que sugeriría una obstrucción del conducto naso-lacrimal, lo que frecuentemente se encuentra cuando los conejos tienen una rinitis (y en ocasiones, neumonía) por *Pasteurella multocida*.
- e) Si el conejo proviene de una práctica de cirugía, el estudiante deberá identificar la localización y el estado de las suturas. El estudiante deberá evaluar el borde de la herida quirúrgica para tener una aproximación del tiempo de evolución.
- f) Debe recordarse que, aunque no existe una técnica de necropsia de conejo que sea universalmente reconocida como la mejor por todas las escuelas de medicina veterinaria, en todas las necropsias se debe realizar una disección e inspección sistemática de todos los órganos del cadáver; y se deben describir apropiadamente todos los cambios encontrados. Si el alumno ya está familiarizado con la técnica de necropsia descrita por King (2005) en el “*Necropsy book*”, puede utilizarla con los conejos.
- g) El conocimiento de la anatomía normal del conejo es necesario para poder realizar una buena disección e inspección del cadáver. Un buen atlas de anatomía puede ser de gran utilidad, como por ejemplo el de Popesko (1992).

- h) Se deberá inspeccionar la piel, cavidad oral, mucosa nasal, conjuntiva ocular, ojos, ano y genitales externos. En la piel deberá revisar que tenga su color normal, presencia de úlceras, exoparásitos, heridas traumáticas, neoplasias cutáneas o subcutáneas y cualquier otra lesión.
- i) Al revisar la cavidad oral se debe evaluar el tamaño, forma y posición de los dientes incisivos, porque es frecuente que los conejos en cautiverio tengan un crecimiento excesivo por falta de desgaste.
- j) La piel alrededor del ano se revisa cuidadosamente, porque la presencia de manchas fecales sugiere una diarrea, comúnmente asociada a coccidiosis hepática por *Eimeria stidae*. Si se realizarán raspados de piel, deberán hacerse antes de empapar el cadáver con agua jabonosa (para evitar que los pelos se dispersen al cortar la piel).
- k) El alumno deberá realizar con tijeras la incisión primaria de piel, desde la zona craneal de los genitales externos hasta la sínfisis mandibular.
- l) La piel se cortará desde la línea media de la zona inguinal hasta la parte distal de la tibia por la cara medial de ambas patas traseras.
- m) La piel se retrae a ambos lados de los cortes realizados, para exponer las glándulas mamarias, glándulas salivales parótidas, submandibulares y sublinguales, glándulas prepuciales o clitoriales y los linfonodos subcutáneos.
- n) En los cadáveres de conejos los linfonodos que se deben revisar son de tamaño pequeño, por lo que el alumno deberá tener muy presente la localización anatómica normal de los linfonodos principales. El alumno deberá conocer (recordar o estudiar) el aspecto normal de la anatomía del conejo descrita por Popesko (1992).
- o) La cavidad abdominal se abre con una incisión medial en línea alba a la pared abdominal desde la sínfisis púbica hasta el esternón.
- p) Si hubiera líquido presente en cavidad abdominal se deberá coleccionar con jeringa, cuantificar su volumen, evaluar su color y medir su densidad con el refractómetro.
- q) La pared abdominal se cortará desde la zona media hasta la columna en la zona cercana a la caja torácica y en la zona cercana a la pelvis.

- r) El estudiante observará la posición de los órganos abdominales antes de continuar con la necropsia.
- s) Los testículos y epidídimos se extraen. Si se realizará estudio histopatológico, el testículo y epidídimo completos se incluyen en el líquido fijador sin realizarles cortes.
- t) En los machos, se corta la sínfisis púbica, para poder extraer pene, uretra y vejiga urinaria juntos, separándolos del ano, recto y colon.
- u) En las hembras, vulva, vagina, útero, ovarios y vejiga urinaria se extraen en conjunto.
- v) En conejas viejas se tendrá especial atención al revisar el útero, porque las neoplasias uterinas son frecuentes en edad avanzada.
- w) Después de extraer orina para urianálisis, si se realizará histopatología de la vejiga, se inyectará líquido fijador en el interior de la vejiga para fijarla adecuadamente.
- x) El bazo se inspecciona y se extrae para tomar muestra para microbiología o colocarlo en líquido fijador en caso de necesitar histopatología.
- y) La permeabilidad del conducto biliar y colédoco se revisa al presionar la vesícula biliar y constatar la salida de bilis al duodeno.
- z) Los linfonodos mesentéricos y el páncreas se revisan y se colocan en líquido fijador en caso de necesitar histopatología.
- aa) Se corta el esófago caudalmente al diafragma y se pinza el estómago con fórceps para retirar el estómago y los intestinos hasta el ano como un bloque.
- bb) Se revisa cuidadosamente el interior del aparato digestivo y en caso necesario, se toman muestras para bacteriología e histopatología.
- cc) Para obtener una mejor fijación de los intestinos, se inyecta líquido fijador en su interior (se pueden ligar para que no salga el líquido) antes de colocarlos en el frasco con formol.
- dd) El estómago se abre por su curvatura mayor para examinar la ingesta y la mucosa gástrica.
- ee) El hígado y la vesícula biliar se revisan para constatar la ausencia o presencia de lesiones sugestivas de colangiohepatitis por *Eimeria stidae*. Si el aspecto del hígado fuera sugestivo de coccidiosis, se harán frotis de las zonas

- lesionadas y se fijarán con etanol o formalina para observar las coccidias en fresco o después de teñir los frotis con *diff quik*. Porciones de hígado de 5 a 10 mm de grosor se sumergen en el fijador si se hará histopatología.
- ff) Se revisan *in situ* las glándulas adrenales, riñones y uréteres y se extraen; se les quita la grasa alrededor y se toman muestras para histopatología si fuera necesario.
 - gg) Para los riñones se recomienda realizar un corte transversal al riñón derecho y un corte medial al riñón izquierdo; incluyendo en ambos corteza, médula y pelvis renales para realizar histopatología.
 - hh) El diafragma y las costillas de ambos lados se cortan dorsalmente a la unión costo-condral de la última a la primera costilla, para abrir la cavidad torácica.
 - ii) Los órganos torácicos se revisan *in situ* y se revisa si hubiera líquido pleural o pericárdico excesivo, el cual se evaluará en el refractómetro.
 - jj) Si fuera necesario, se toman muestras para microbiología de pulmones.
 - kk) Se corta la sínfisis de la mandíbula. La lengua se toma con pinzas y se hacen cortes para liberarla.
 - ll) Se extraen como un bloque los pulmones, corazón, aorta, tráquea, laringe, lengua, esófago, tiroides, paratiroides timo y linfonodos mediastínicos.
 - mm) El corazón se puede incluir en bloque o se puede realizar un corte para revisar las cámaras.
 - nn) Los pulmones se perfunden con líquido fijador por la tráquea, con la cantidad de líquido necesaria para que adquieran el tamaño de la cavidad torácica, pero evitando sobreinflarlos.
 - oo) Se revisan los nervios ciáticos y los principales músculos, huesos y articulaciones de los miembros pélvicos y torácicos.
 - pp) Se realizan cortes al cráneo con fórceps para hueso, costotomo o una pequeña sierra manual, para extraer el cerebro. En caso necesario, se realizan cortes a la columna vertebral para extraer la médula espinal junto con el cerebro.
 - qq) Los ojos se extraen junto con la glándula de Harder y una porción del nervio óptico; se revisan y se incluyen en fijador para histopatología.

- rr) Se revisan las orejas para comprobar o descartar las lesiones características de la otitis por ácaros.
- ss) Se toman muestras de piel dorsal, lateral y ventral del cuerpo, de cabeza, cuello y cola.
- tt) Las glándulas mamarias se incluyen con la piel ventral.
- uu) Junto con la muestra de piel de la cabeza se incluye el pabellón auricular.
- vv) En el caso de haber encontrado cualquier lesión, se coloca en el frasco con fijador para histopatología.

7.6 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

- El alumno deberá realizar todos los pasos de la técnica de necropsia descrita, haciendo una revisión sistemática completa del cadáver.
- El alumno deberá poder reconocer el aspecto normal de los órganos del conejo.
- La descripción de los hallazgos deberá ser precisa y con medidas y términos descriptivos, sin interpretaciones.
- El alumno deberá describir los hallazgos mencionando el órgano afectado, la distribución o patrón de los cambios y el porcentaje del órgano afectado.
- El alumno deberá usar la terminología correcta: sitio anatómico, tamaño, número, color, forma, consistencia, peso, localización, severidad, olor y volumen.
- El alumno deberá identificar si hubiera auténticas lesiones o meros cambios *post mortem*.

7.8 BIBLIOGRAFÍA

1. Mihai Gagea-Iurascu and Suzanne Craig (2012): Euthanasia and necropsy. In Suckow MA, Stevens KA & Wilson RP (2012). The laboratory rabbit, guinea pig, hamster and other rodents. American college of Laboratory Animal Medicine. Academic Press, New York.

2. Popesko, P., Rajtova, V., Horak, J., 1990b. A Colour Atlas of Anatomy of Small Laboratory Animals. Wolfe Publishing Ltd., London, UK. 1992.
3. King, J.M., Roth-Johnson, L., Dodd, D.C., Newson, M.E., 2005. The Necropsy Book, fourth ed. Charles Louis Davis, D.V.M. Foundation, Gurnee, IL.

Práctica 8. Técnica de necropsias en peces

Larisa Adriana Chávez Soriano

José Ramírez Lezama

8.1 INTRODUCCIÓN

La necropsia es una técnica que se encarga de la revisión sistemática de lesiones macroscópicas en todos los órganos de un animal muerto. Este procedimiento ayuda a determinar la causa de muerte en poblaciones animales de vida silvestre o domésticos, animales de investigación y también sirve para la enseñanza. Esta técnica complementada con histopatología y otras pruebas diagnósticas nos generan un diagnóstico integral para poder dar tratamiento preciso y/o la toma de medidas sanitarias.

Los peces son organismos vertebrados poiquiloterms que se cultivan para la alimentación y como ornato. Estos animales sufren de enfermedades asociadas con agentes biológicos, por tóxicos, medio ambientales, genéticos y neoplasias. Debido a su importancia económica cuando hay alta mortalidad es necesario realizar la necropsia para identificar las lesiones y así dar un diagnóstico integral.

8.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Aprender el procedimiento para realizar una necropsia en peces.

Aprender a identificar los órganos de los peces durante la necropsia.

Aprender a identificar las lesiones macroscópicas durante la necropsia.

8.3 ACTIVIDADES

Traer un pez de talla grande y ya realizada la eutanasia proceder a realizar la necropsia para aprender a identificar los órganos y lesiones macroscópicas.

8.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Inspeccionar un cadáver de manera sistemática y de esta manera identificar con mayor facilidad los órganos y las lesiones macroscópicas.

8.5 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA Y MATERIAL

El material que se requiere para realizar una necropsia en peces son tijeras rectas y curvas, pinzas con y sin dientes de ratón, navaja de bisturí, tabla de madera o plástico, cuchillo carnicero, sanitas, jeringas de insulina y formalina al 10% amortiguada al 10%.

El pez se colocará en decúbito lateral izquierdo (figura 8.1). Se realizará la inspección externa comenzando con toda la superficie corporal y aletas. Realizar un frotis de la superficie corporal lateral de ambos lados, secar la laminilla al aire y teñir con Diff Quick.



Figura 8.1

Continuando con la inspección externa se procederá a revisar (figura 8.2): a) cavidad bucal, b) cavidad nasal (flecha negra), c) región periorcular (flecha blanca), d) por debajo de los opérculos y e) región urocprodea. Realizar biopsia cortando las lamelas primarias colocarlas en una laminilla con solución fisiológica con un pH de 7.2.



Figura 8.2

La cavidad celómica se abrirá con tijeras por 1 y 1 a) delante de la región urocoprodea hacia la 1b) base de los opérculos, 2) se continuará cortando por atrás de los opérculos. 3) después se continuará por los músculos epaxiales y 4) se finalizará cortando de nuevo hacia la región urocoprodea (figura 8.3).



Figura 8.3

Una vez abierta la cavidad celómica hacer la revisión *in situ*: m-músculo esquelético, h-hígado, ia-intestino anterior, ip-intestino posterior, ta-tejido adiposo, b-bazo, vn-vejiga natatoria, r-riñón y t u o- testículo u ovario (figura 8.4).

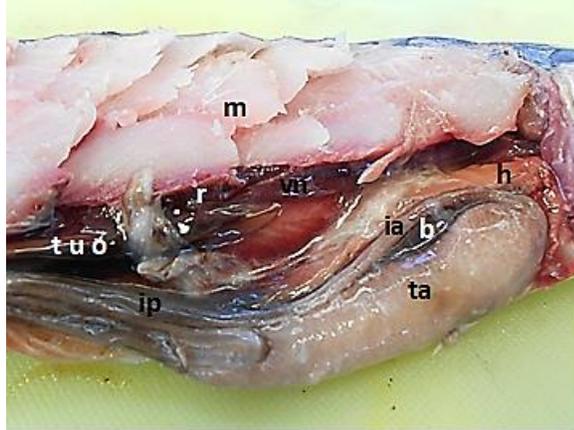


Figura 8.4

Para extraer todos los órganos de la cavidad celómica se realiza un corte en el ligamento del hígado, continuar cortando el mesenterio y con unas pinzas ir retirando el paquete de hígado, intestino anterior, intestino posterior, bazo y tejido adiposo. Hay que tener cuidado que el ovario o el testículo permanezcan en la cavidad celómica (figura 8.5).

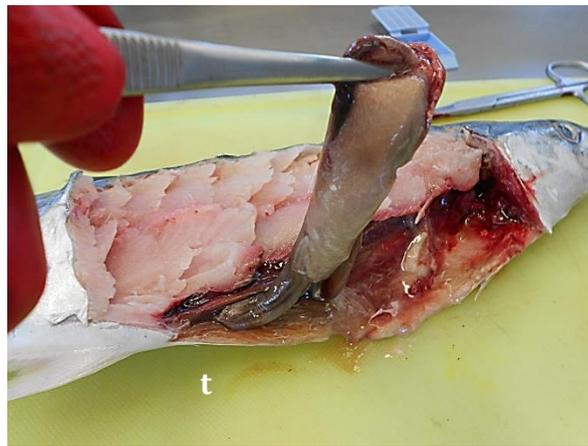
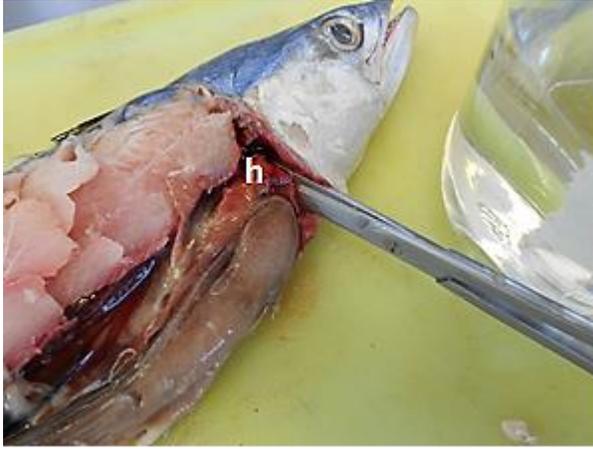


Figura 8.5

Cortar el intestino anterior que se encuentra próximo a la región urocoprodea (figura 8.6).

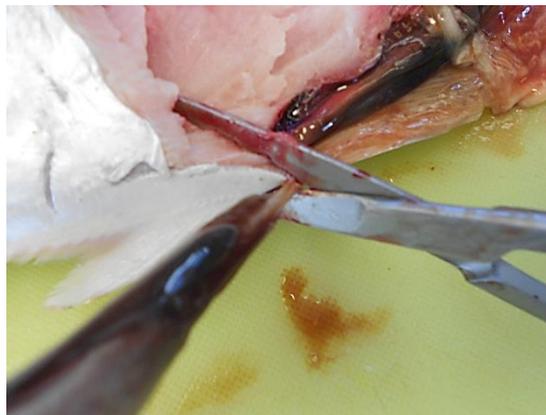


Figura 8.6

Separar el hígado junto con la vesícula biliar (a), sacos ciegos, intestino anterior y posterior (b), bazo (c) y tejido adiposo (flecha negra) (d). Tanto los sacos ciegos e intestinos abrir y revisar la mucosa (figura 8.7)

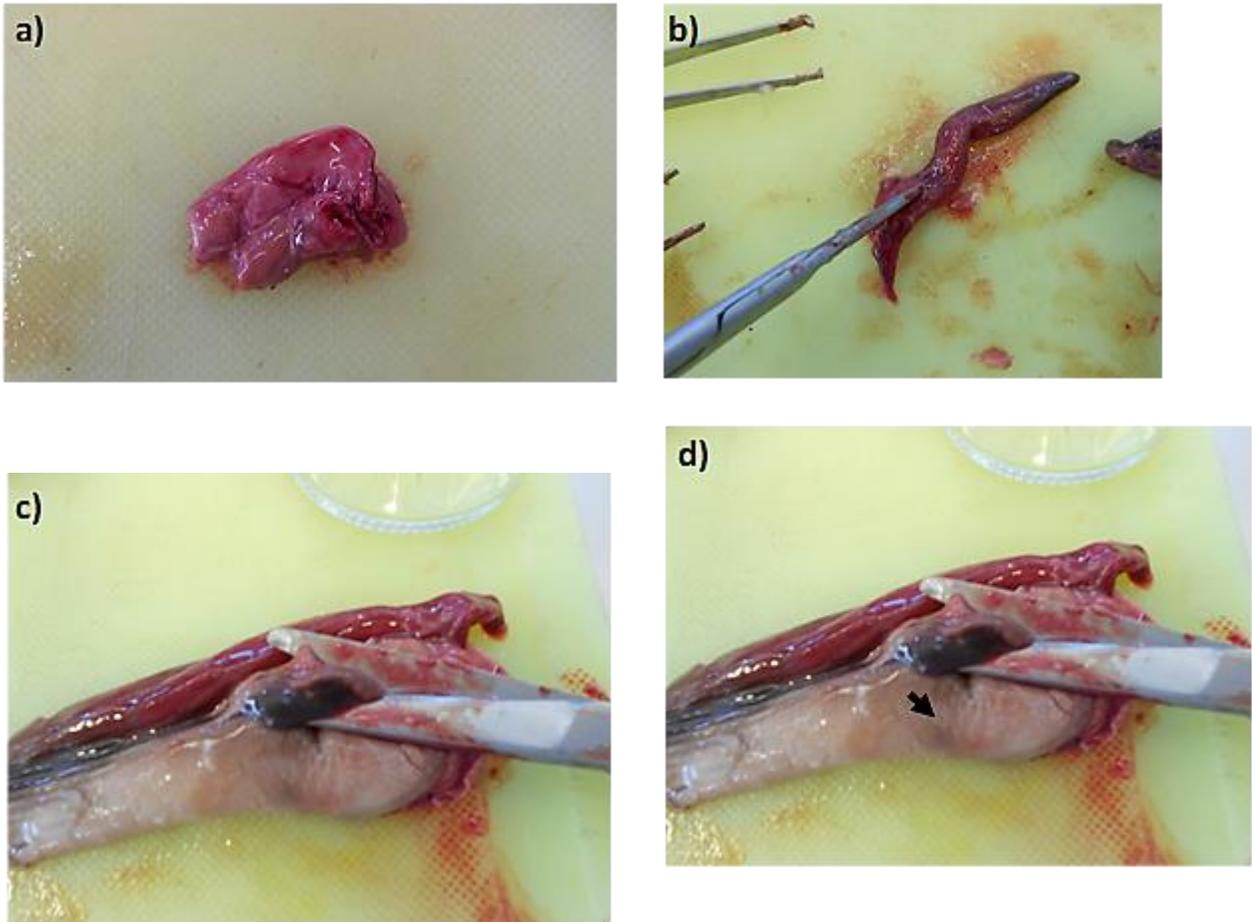


Figura 8.7

Continuar cortando la piel y tejido óseo hacia la base de la unión de la mandíbula y unión de los opérculos donde se encuentra el corazón, cortar seno venoso (sv) y bulbo raquídeo (ba) para sacarlo (figura 8.8).

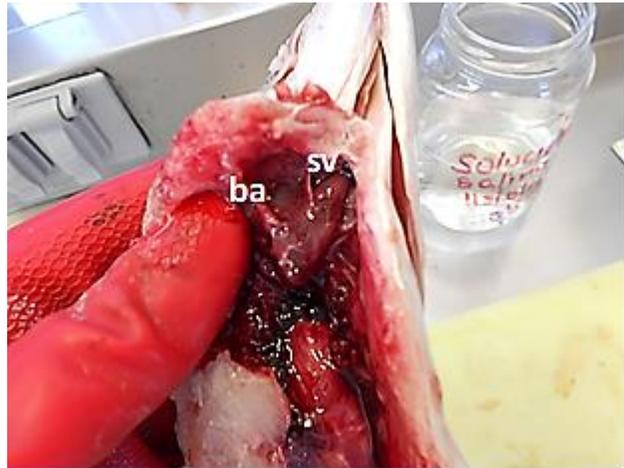
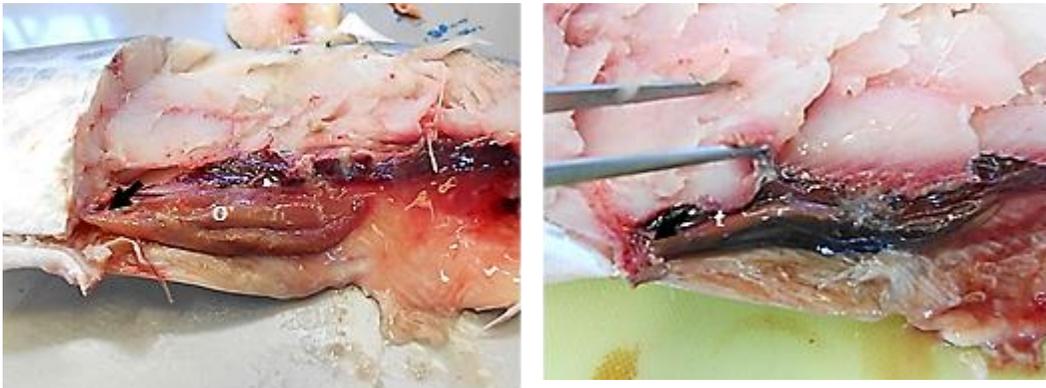


Figura 8.8

Cortar en la base de los ovarios (o) y los testículos (flecha negra) (figura 8.9)



ba sv

Figura 8.9

Hacer un corte por delante del riñón para retirar la vejiga natatoria (vn) y para retirar el riñón (r), dorsal al riñón y vértebras (figura 8.10).

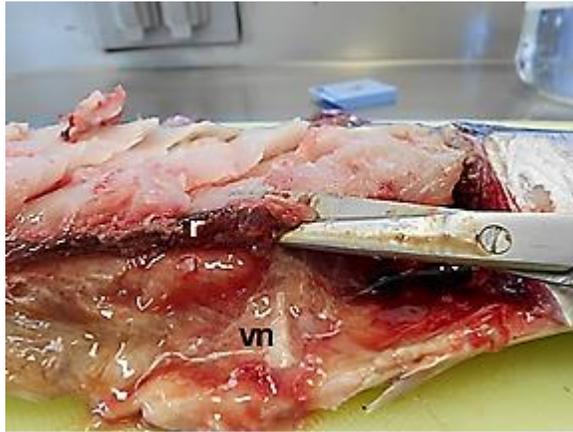
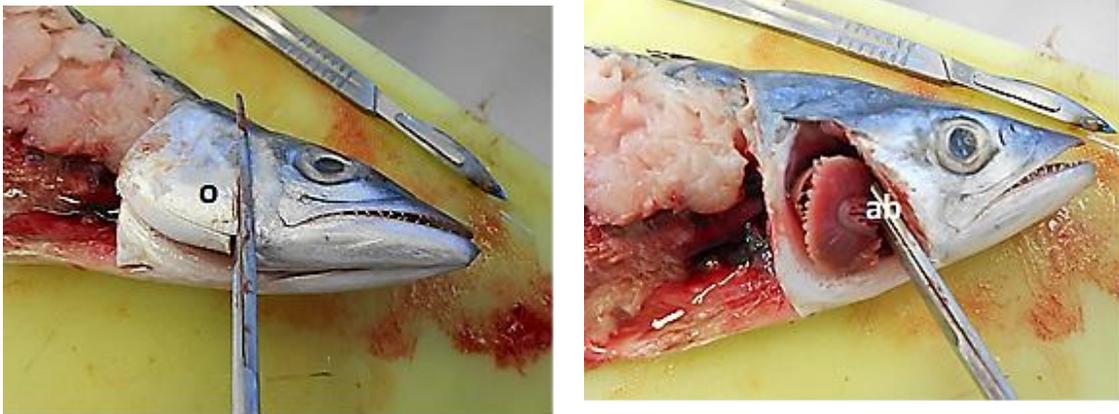


Figura 8.10

Para extraer las branquias retirar el opérculo(o) y luego cortar los arcos branquiales de ambos lados (ab) y separar los cuatro arcos branquiales (figura 8.11).



. Figura 8.11

Para retirar los ojos con las tijeras rectas y la punta introducirla en el tejido periorcular (a). Después, con la punta roma de las tijeras rodear la cavidad orbitaria y cortar el nervio óptico (b) (figura 8.12).

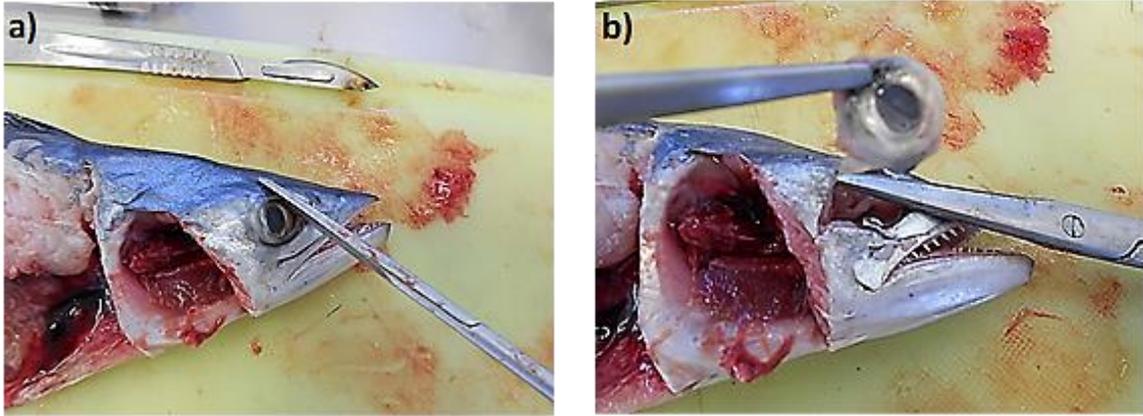


Figura 8.12

Para la obtención del encéfalo (flecha negra) hacer corte a la mitad de la circunferencia del orbital de ambos lados formando en el cráneo un triángulo (a) y después atravesar la región frontal con las tijeras de un orbital al otro (b) (figura 8.13).

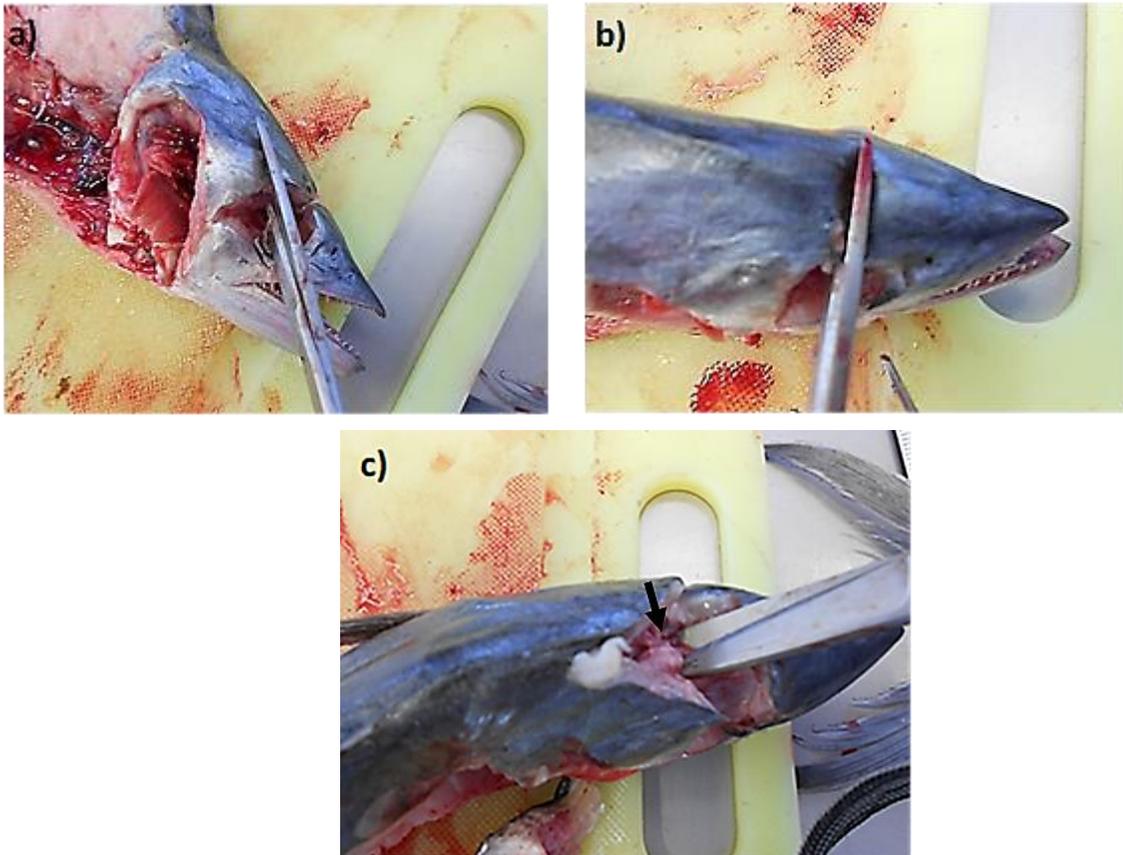


Figura 8.13

Para el estudio histopatológico se irán tomando fragmentos de los órganos con lesión de 1 cm³, se colocarán en un frasco proporcional al número de muestras que sea de 100 ml por cada cm³ y se fijara con formalina al 10% amortiguada al 7.2 por 24 horas.

8.6 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

- 1.- Utilidad de la realización de una necropsia en peces.
- 2.- ¿Qué áreas anatómicas se revisan durante la inspección externa?
- 3.- ¿Cómo se abre la cavidad celómica?
- 4.- ¿Cómo se extraen y se revisan los órganos de la cavidad celómica?
- 5.- ¿Cómo se extraen y se revisan los ojos?
- 6.- ¿Cómo se extrae y se revisa el encéfalo?

8.7 BIBLIOGRAFÍA

- 1.- Kane AS, Baya A, Reimschuessel L, Stpe KM, Poukish CA, Driscoll CP. Field Sampling and Necropsy Examination of Fish. Virginia Journal of Science. 1999; 50(4):345-364. Doi: 10.25778/9487-y572
- 2.- Hipra. Ichthiopathology Fish Necropsy Manual. 2024. https://d2557uuh057o9h.cloudfront.net/1f43b5a4-2879-4fc9-9084-8d6e7a4d5859/f38934be-6e32-4f25-9702-9fc5f91f936a/f38934be-6e32-4f25-9702-9fc5f91f936a_viewable_rendition_v.pdf
- 3.- Stoskopf M. Fish Medicine. 2nd Ed. United States of America: Paperback; 2011.

Práctica 9. Técnica de necropsia en bovinos

Mario Adán Bedolla Alva

9.1 INTRODUCCIÓN

La necropsia es el examen sistemático de un cadáver y la abertura de sus cavidades para conocer el estado de los aparatos y órganos que lo conforman, determinar las lesiones macroscópicas y microscópicas, integrar diagnósticos morfológicos e investigar las causas de la muerte con fines diagnósticos. Es importante efectuarla siempre que sea posible en los animales que hayan muerto o que estén muy enfermos para saber tentativamente cual pudo ser la causa de la muerte o enfermedad y evidenciar situaciones subclínicas sacrificando animales sanos para demostrar algunas enfermedades. Su objetivo es obtener, confirmar o descartar el diagnóstico de enfermedades y/o la causa de muerte de un animal, su realización incrementará en todos los casos la posibilidad de lograr un buen diagnóstico. También las necropsias se llevan a cabo con otros fines, por ejemplo: en la investigación del efecto de sustancias tóxicas, fármacos, agentes microbiológicos entre otros. Se usa además con fines legales para que puedan obtenerse argumentos en la demanda contra alguna empresa, médicos y otros particulares. Es importante tener en cuenta que la necropsia no se lleva a cabo simplemente para exponer lesiones y tomar muestras, sino que en cada necropsia se deben de establecer las relaciones estructurales y funcionales relevantes de los cambios encontrados. Por otra parte, como dice Edard Gall “probablemente nada sustituye a la necropsia como poderoso instrumento de control de calidad, prevención y protección de salud pública”. De aquí deriva su importancia práctica. Las lesiones deben evaluarse junto con la historia clínica, antes y durante el curso de la necropsia, para llevar a cabo una selección adecuada de las muestras y enviarlas a los diferentes laboratorios (virología, parasitología, histología, etc.). De esta forma se evitará que la persona que lleva a cabo una necropsia se detenga en lesiones obvias, que no tienen interés y que pase por alto las más importantes y significativas. Pero también es importante mencionar que no se debe de dar por

hecho lo que se va a encontrar en la necropsia debido a la información de la historia clínica porque se puede caer en el error de no observar otras lesiones importantes en el proceso de enfermedad del animal.

9.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Conocer la técnica de necropsia a través de la inspección sistemática y disección de los órganos que conforman los aparatos y sistemas corporales para identificar lesiones macroscópicas y asociarlas a algún agente etiológico.

9.3 ACTIVIDADES

Realizar la técnica de necropsia en bovinos para identificar lesiones macroscópicas.

9.4. HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Realizar la inspección interna y externa del cadáver.

Hacer la disección por aparatos y sistemas de los órganos que los conforman.

Identificar lesiones macroscópicas en los órganos.

Tomar muestras de tejidos para su envío al laboratorio y realizar pruebas complementarias.

9.5 MATERIAL

Overol

Botas de hule

Guantes de plástico

Mandil de plástico

Cubre bocas

Careta

Cuchillo

Pinzas y tijeras de disección

Costotomo

Hacha

Segueta

Tabla de disección

Frascos de plástico o vidrio

Formol al 10%

Bolsas Ziploc

9.6 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Los rumiantes se colocan en posición decúbito lateral izquierdo (imagen 9.1), debido a que el rumen-retículo ocupa la parte izquierda de la cavidad abdominal y el resto de las vísceras abdominales se encuentran en el lado derecho, esto nos permite realizar la inspección *in situ* de la mayor parte de los órganos abdominales.



Imagen 9.1 Posición de los rumiantes para la realización de la técnica de

Primero se realiza la incisión primaria, que consiste en cortar la piel por línea media ventral, desde la región de la sínfisis mandibular hasta la región de la sínfisis pélvica. Conforme se va cortando la piel, esta se separa del tejido subcutáneo para descubrir la parte lateral derecha de cuello, tórax (en esta porción se separa el miembro torácico derecho), abdomen y pelvis (en esta parte se desarticula el miembro pélvico derecho) (imagen 9.2).



Imagen 9.2. Incisión primaria.

Posteriormente se retira la lengua, se separa el esófago, junto con la tráquea de los músculos del cuello, se retiran las costillas del lado derecho (cortando en su parte dorsal y en el cartílago costal) y músculos de la pared abdominal lateral derecha, para realizar la inspección *in situ* de los órganos de las cavidades torácica y abdominal (imágenes 9.3 y 9.4).



Imagen 9.3. Exposición de vísceras torácicas y abdominales.

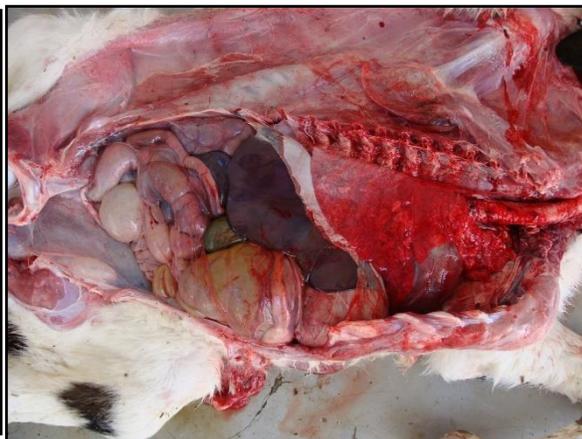


Imagen 9.4. Acercamiento de la imagen anterior que nos permite evaluar las

Una vez expuestos los órganos internos se procede a eviscerar el cadáver, para separar las vísceras por aparatos de tal manera que podamos realizar la disección de cada uno de los órganos (imagen 9.5).

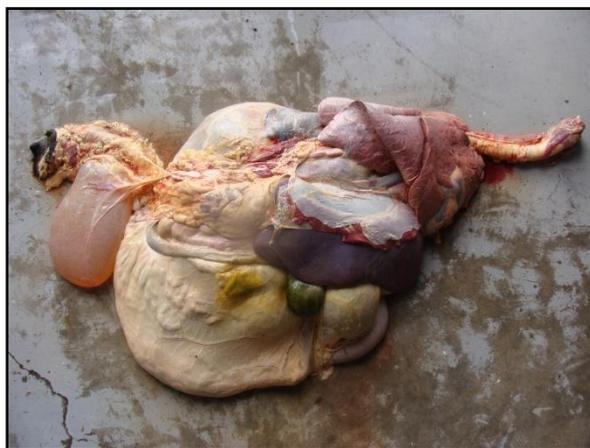


Imagen 9.5. Órganos internos

Para separar las vísceras por aparatos, se recomienda cortar estructuras en dirección dorsal a ventral, de tal manera que primero se separa la porción torácica de la aorta descendente, para visualizar la aorta debemos cortar parte de la pleura que forma la pared caudal del mediastino (imágenes 9.6 y 9.7).



Imagen 9.6. Corte de los recesos pleurales a nivel de la pared caudal del



Imagen 9.7. Con este corte se puede visualizar las estructuras que ocupan el

La parte torácica de la aorta descendente se disecciona del resto de los órganos que ocupan el mediastino en dirección caudal a craneal, primero se corta a nivel del diafragma para separar sus porciones torácica y abdominal de este gran vaso sanguíneo, hasta llegar a la base del corazón (imagen 9.8).



Imagen 9.8. Disección de la porción torácica de la aorta descendente.

Una vez diseccionada la aorta, se retiran los linfonodos mediastínicos, también en dirección caudal a craneal. Es importante revisar estos órganos ya que estos, junto con los linfonodos retrofaríngeos es en donde se encuentran granulomas ocasionados por *Mycobacterium bovis* (imagen 9.9).



Imagen 9.9. Disección de los linfonodos mediastínicos.

Después se separa el esófago del resto de los órganos torácicos, en este caso también recomiendo se realice de caudal a craneal (imagen 9.10).



Imagen 9.10. Separación del esófago.

Posteriormente se procede a separar el bloque cardio-respiratorio, dirigiendo el esófago hacia caudal para no separarlo, se corta en los recesos pleurales que unen los pulmones al diafragma y la vena cava caudal (imagen 9.11).



Imagen 9.11. Se cortaron los recesos pleurales caudales y se aprecia la vena cava caudal que será incidida.

Se continua la disección retirando el diafragma, desde los pilares del órgano (ubicados en su parte dorsal) hasta su parte ventral, se debe tener cuidado de no cortar el esófago (imágenes 9.12 y 9.13).

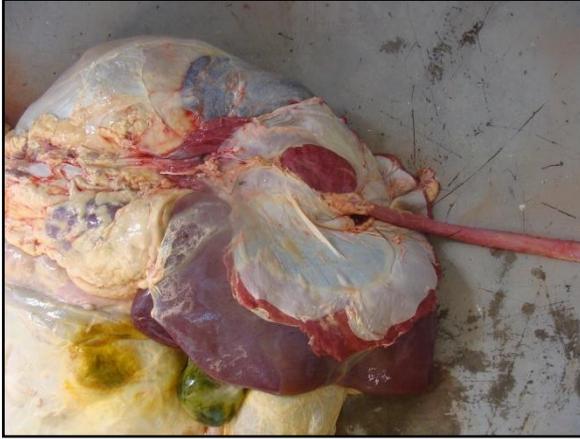


Imagen 9.12. Identificación del diafragma.



Imagen 9.13. Se separa el diafragma iniciando con sus pilares.

Después se debe retirar el bloque genito-urinario, para ello se identifican y separan los riñones junto con aorta abdominal y vena cava caudal, uréteres, vejiga y aparato reproductor (imágenes 9.14, 9.15 y 9.16).



Imagen 9.14. Para separar bloque genito-urinario, primero se identifican los



Imagen 9.15. Se separan los riñones junto con aorta abdominal y vena cava

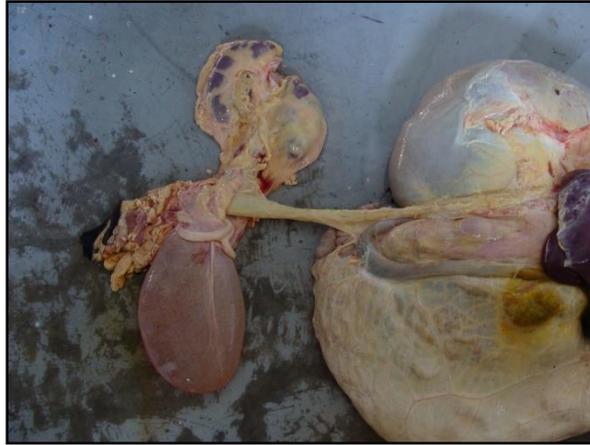


Imagen 9.16. Se disecan las estructuras del bloque genito-urinario.

Como se observó al retirar los bloques cardio-respiratorio y genito-úrinario, estos dejaron al aparato digestivo íntegro para su disección y examinación.

Aparato cardiovascular

Para la inspección del bloque cardio-respiratorio, se comienza con la disección del corazón. Primero se coloca el bloque cardio-respiratorio en decúbito lateral izquierdo (imagen 9.17), en seguida se desplaza el pulmón derecho hacia dorsal para visualizar el corazón envuelto en el saco pericárdico (imagen 9.18). Se incide el saco pericárdico para revisar el contenido, que podría ser trasudado, exudado o sangre (imágenes 9.19 y 9.20).



Imagen 9.17. Bloque cardio-respiratorio en decúbito lateral izquierdo.



Imagen 9.18. Se desplaza el pulmón derecho para observar el corazón.

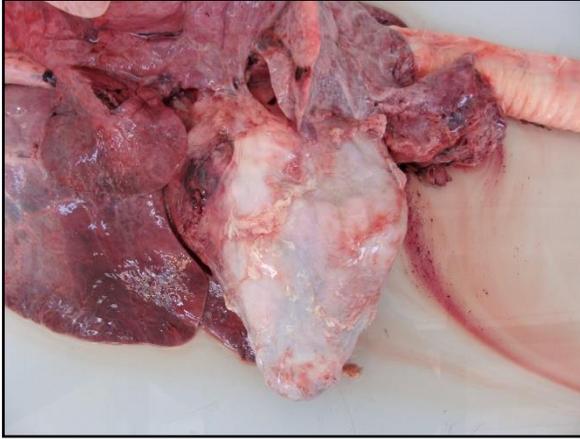


Imagen 9.19. El corazón envuelto en el saco pericárdico.

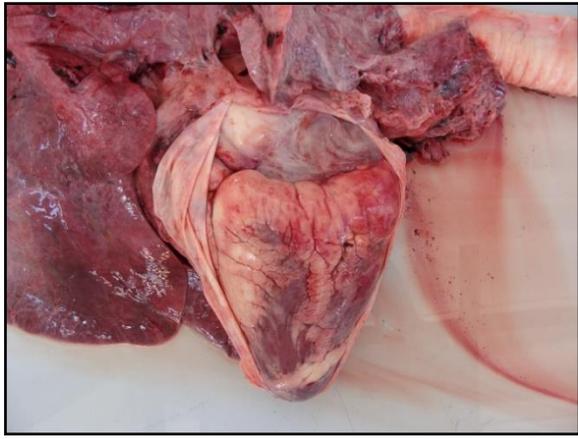


Imagen 9.20. El saco pericárdico se incide para revisar su contenido.

Cuando se sospeche de anomalías cardíacas congénitas es recomendable diseccionar el corazón unido a los pulmones, debido a que dichos trastornos pueden ser mejor detectados. Para examinar el interior del corazón, primero se identifica la vena cava caudal, se abre con un corte y se continúa este hasta la aurícula derecha, después se expone la luz del ventrículo derecho separando la pared libre de este del septo interventricular en dirección dorsal a ventral, para realizar este corte se toma como referencia el surco interventricular subsinusal (que se encuentra localizado en la superficie lateral derecha del corazón) y que externamente nos indica la localización del septo interventricular (imágenes 9.21, 9.22 y 9.23).

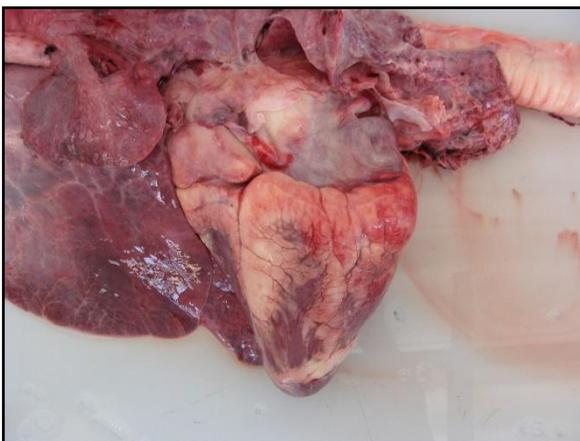


Imagen 9.21. Superficie lateral derecha del corazón.



Imagen 9.22. Corte de la pared de la aurícula derecha para exponer su luz.



Imagen 9.23. Corte de la pared del ventrículo derecho.

Después se coloca el bloque cardio-respiratorio decúbito lateral derecho y se desplaza el pulmón izquierdo para visualizar mejor el corazón (imágenes 9.24 y 9.25). Para terminar de diseccionar el ventrículo derecho, se continúa separando la pared libre del ventrículo derecho pero ahora en dirección ventral a dorsal cortando a un lado del surco interventricular paraconal, que indica la posición del septo interventricular paraconal (que se encuentra localizado craneal y a la izquierda del corazón), una vez expuesto el interior del ventrículo derecho se corta la pared de la arteria pulmonar (imágenes 9.26 y 9.27).



Imagen 9.24. Bloque cardio-respiratorio en decúbito lateral derecho.

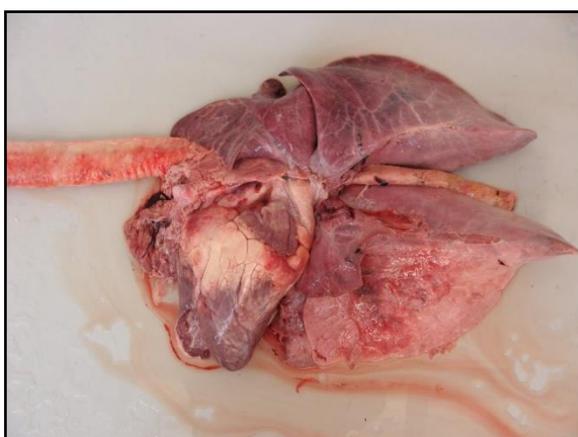


Imagen 9.25. Se desplazan el pulmón izquierdo para observar el corazón.



Imagen 9.26. Superficie lateral izquierda del corazón.



Imagen 9.27. Expuestos el tracto de salida del ventrículo derecho y la arteria

La pared de la aurícula izquierda se incide para poder observar su luz (imagen 9.28). Después se abre el ventrículo izquierdo separando su pared libre del septo interventricular en el mismo sentido como se realizó en el lado derecho, se comienza cortando la pared del ventrículo adyacente al surco interventricular subsinusal en dirección dorsal a ventral hasta llegar al ápice y posteriormente desde el ápice hasta la base del corazón cortando esta pared ventricular adyacente al surco interventricular paraconal para finalmente dirigir el corte hacia la aorta (imágenes 9.29, 9.30 y 9.31).

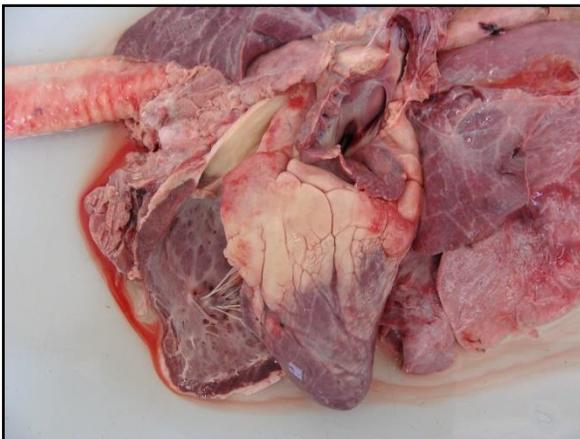


Imagen 9.28. Corte de la pared de la aurícula izquierda.



Imagen 9.29. Corte de la pared del ventrículo izquierdo desde la base hacia

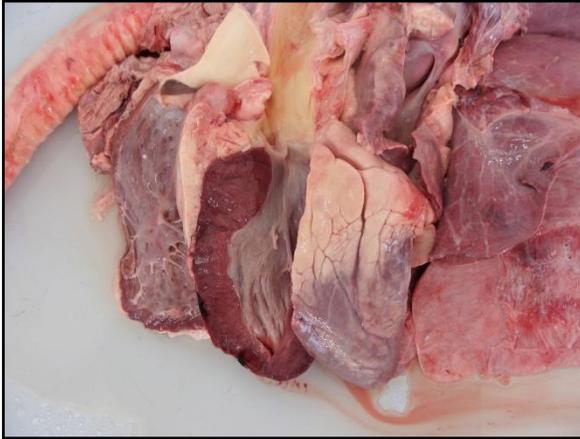


Imagen 9.30. Corte del ventrículo izquierdo desde el ápice hasta la base de

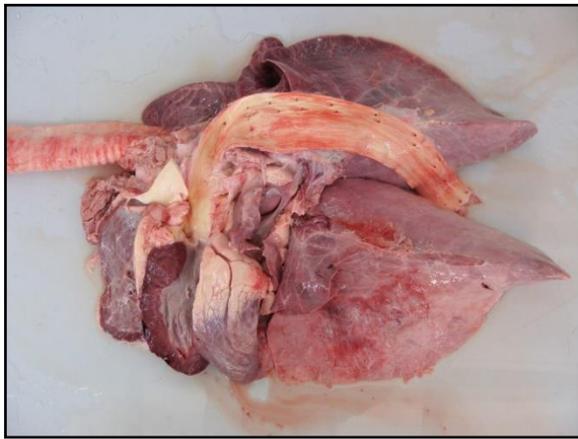


Imagen 9.31. Corte de la pared de la arteria aorta.

Aparato respiratorio

A la nariz se le hacen cortes transversales o un corte sagital para poder revisar la mucosa de la cavidad nasal en busca de contenido, así como la integridad del septo nasal y los cornetes nasales (imagen 9.32).

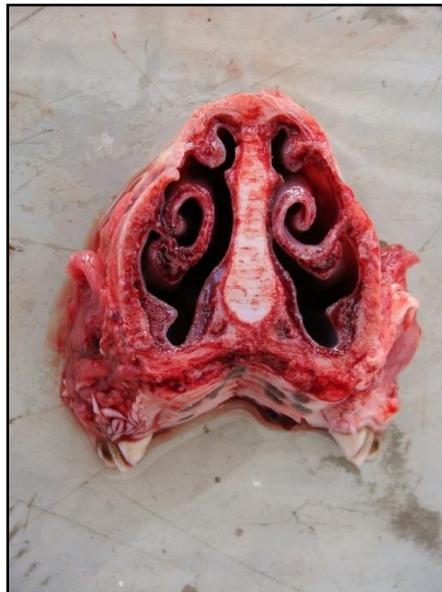
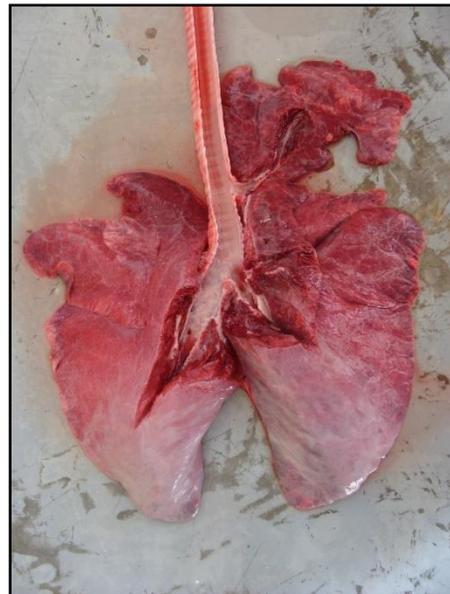
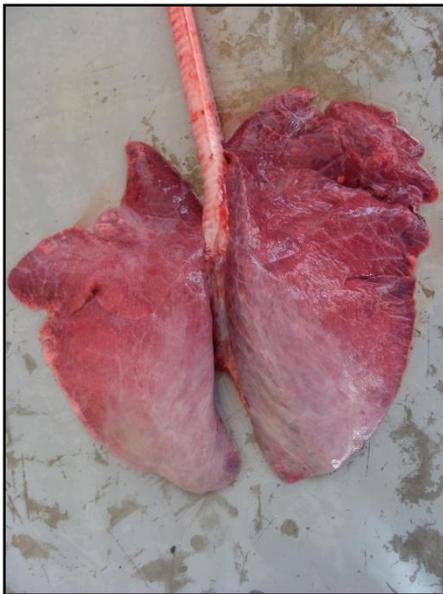


Imagen 9.32. Corte transversal para revisar mucosa nasal.

Para examinar el aparato respiratorio, se retira el corazón de los pulmones en caso de que no existan anomalías cardíacas congénitas y se disecciona cortando la parte dorsal de la pared de la laringe, se continúa el corte por la porción dorsal de la tráquea hasta llegar a los bronquios principales y de aquí hasta las vías respiratorias intrapulmonares, es importante continuar hasta el espacio subpleural debido a que hasta este nivel podemos encontrar parásitos respiratorios como *Dictyocaulus viviparus* (imágenes 9.33 y 9.34).



Imágenes 9.33 y 9.34. Disección de aparato respiratorio.

Aparato digestivo

La disección del aparato digestivo comienza retirando primero el hígado y el páncreas, para esto se debe cortar el omento menor, que une la superficie dorsal del duodeno descendente a la superficie visceral del hígado. Antes de retirar el hígado se debe presionar la vesícula biliar para verificar la salida de la bilis hacia el duodeno a través del conducto colédoco (imágenes 9.35 y 9.36). El omento menor

se corta sobre su inserción hacia el duodeno descendente, esto permite visualizar mejor el páncreas (imágenes 9.37 y 9.38).

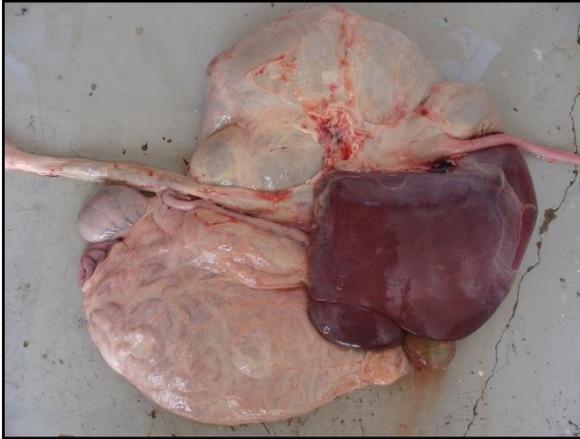


Imagen 9.35. Aparato digestivo de bovino.



Imagen 9.36. Antes de retirar el hígado y el páncreas se debe revisar la salida de bilis hacia el duodeno.



Imagen 9.37. Corte del omento menor adyacente al duodeno descendente.

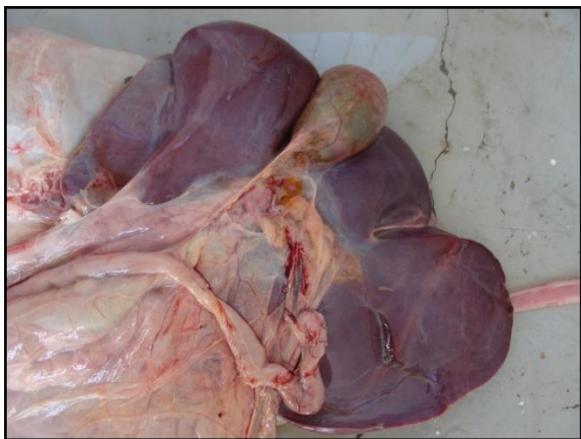


Imagen 9.38. El corte sobre el omento menor se continúa hacia caudal por el duodeno descendente para poder identificar al páncreas.

Una vez separado el duodeno descendente del hígado y del páncreas, se procede a retirar estos órganos (imágenes 9.39 y 9.40), durante el corte del omento menor para separar el hígado y el páncreas debemos seccionar la arteria mesentérica

craneal y la arteria celiaca que están en íntima relación con estos órganos (imágenes 9.41, 9.42, 9.43 y 9.44).



Imagen 9.39. Hígado y páncreas separados del duodeno.



Imagen 9.40. Se procede a retirar páncreas e hígado del tracto digestivo.



Imagen 9.41. Corte de la arteria mesentérica craneal.



Imagen 9.42. Acercamiento de la imagen anterior mostrando el corte a la arteria mesentérica craneal.

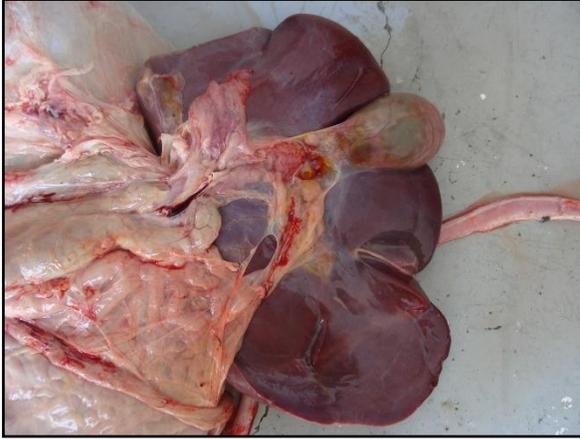


Imagen 9.43. Corte de la arteria celiaca.

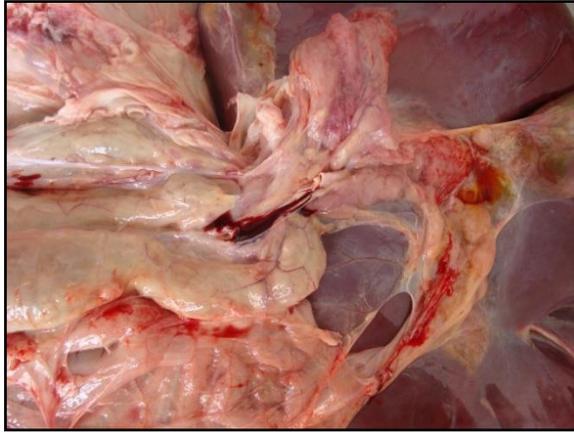


Imagen 9.44. Acercamiento de la imagen anterior mostrando el corte de la arteria celiaca.

Una vez libre el tracto digestivo del hígado y del páncreas se procede a retirar los omentos mayor y menor. Previamente se realiza un corte a un fragmento de mesenterio que une el rumen con la superficie dorsal de duodeno y colon (imágenes 9.45 y 9.46). El omento mayor se separa cortando sobre sus inserciones a la superficie ventral del duodeno descendente, continuando el corte hacia su inserción a la curvatura mayor del abomaso (imágenes 9.47, 9.48 y 9.49), continuando sobre su inserción en el surco longitudinal izquierdo del rumen, surco caudal y surco longitudinal derecho del rumen (imagen 9.52). El omento menor se retira cortando sobre el resto del omento que continúa insertado en la superficie dorsal del duodeno descendente hacia caudal, además de su inserción hacia la curvatura menor del abomaso y eje longitudinal del omaso (imágenes 9.50 y 9.51).

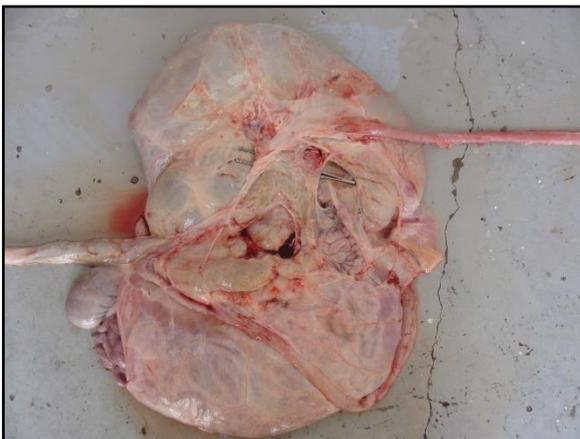


Imagen 9.45. Al retirar el hígado y el páncreas, dejamos libre el tracto digestivo de glándulas anexas.

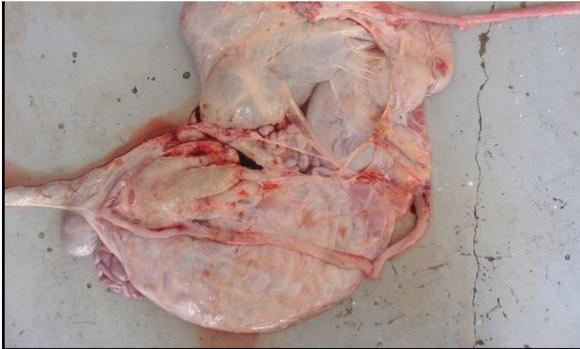


Imagen 9.46. Un fragmento de peritoneo que une un rumen con duodeno y colon debe ser incidido.



Imagen 9.47. Una vez cortado el fragmento de peritoneo referido en la imagen anterior se separa el omento mayor.

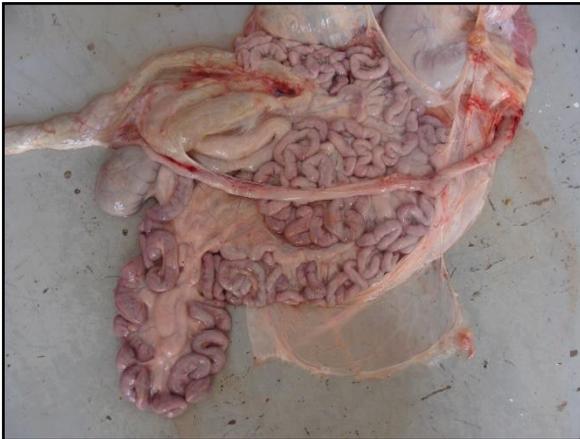


Imagen 9.48. El omento mayor se separa cortando sobre la superficie ventral del duodeno descendente. También se muestra las capas superficial y profunda de dicho omento.

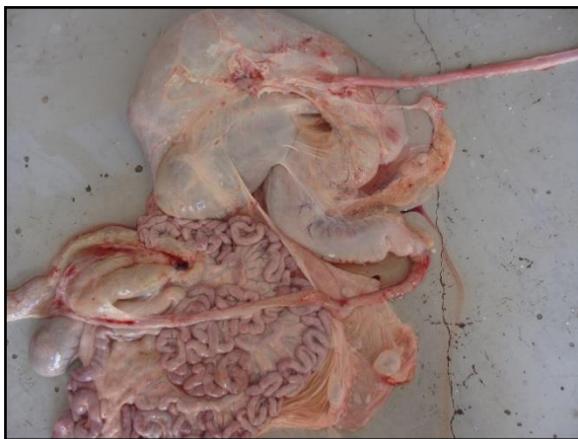


Imagen 9.49. Omento mayor separado del duodeno descendente, esto nos permite visualizar las asas intestinales.

Imagen 9.50. El corte se continúa a nivel de la inserción del omento mayor con la curvatura mayor abomasal. También se separa el omento menor cortando sobre su inserción en la curvatura menor abomasal.

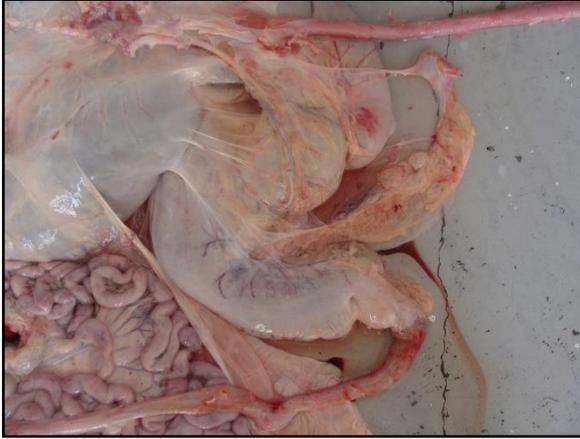


Imagen 9.51. Para separar el omento menor se corta sobre su inserción en la curvatura menor abomasal y sobre el eje longitudinal del omaso.



Imagen 9.52. Por último, se separa el omento mayor cortando sobre su inserción en los ejes longitudinales izquierdo y derecho del rumen, así como surco caudal del rumen.

Para revisar rumen, retículo, omaso y abomaso, se puede separar rumen-retículo del omaso y abomaso cortando a nivel del foramen retículo-omasal (imágenes 9.53 y 9.54).



Imagen 9.53. Se procede a revisar rumen, retículo, omaso y abomaso.

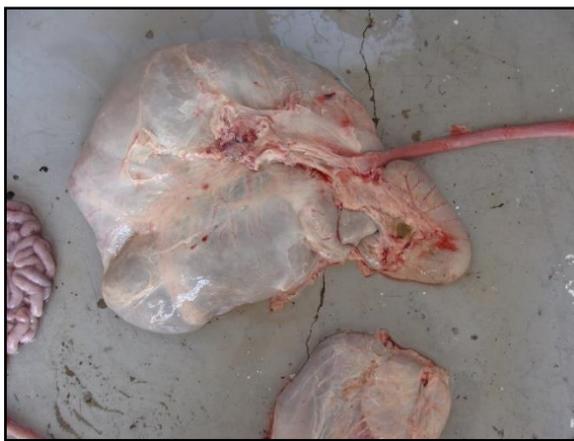


Imagen 9.54. Primero se separa rumen-retículo de omaso y abomaso cortando sobre el foramen retículo-omasal.

Para revisar la mucosa se hace un corte longitudinal a la pared del esófago. El rumen se abre cortando la pared dorsal y caudal del saco dorsal, pared caudal y

ventral del saco ventral. Al retículo se corta su pared a nivel de su superficie diafragmática (imágenes 9.55, 9.56, 9.57 y 9.58).



Imagen 9.55. Corte longitudinal a la pared del esófago y superficie dorsal del saco dorsal ruminal.



Imagen 9.56. Corte a la superficie caudal de la pared ruminal y superficie ventral de la pared del saco ventral ruminal.



Imagen 9.57. Corte a la superficie diafragmática de la pared del retículo.



Imagen 9.58. Se retira el contenido para revisar la mucosa.

El omaso y abomaso se separan, para examinar la mucosa de estos órganos se incide la pared del omaso perpendicular a su eje longitudinal y el abomaso a través de la curvatura mayor (imágenes 9.59, 9.60 y 9.61).



Imagen 9.59. Omaso y abomaso unidos.



Imagen 9.60. Se separa omaso y abomaso cortando a través del foramen omaso-abomasal.



Imagen 9.61. Se corta la pared del omaso y la curvatura mayor del abomaso.

Para la disección de intestino se hace la siguiente propuesta. Primero se debe conocer cada una de las partes del intestino e identificarlas, para posteriormente evaluar anomalías en posición (imagen 9.62). Después se separa duodeno de colon cortando a través de los ligamentos que unen estos dos órganos (imagen 9.63). El duodeno y el colón se encuentran entrelazados, se debe pasar el colon

descendente entre el duodeno descendente y duodeno ascendente para desentrelazarlos (imágenes 9.64, 9.65, 9.66 y 9.67).

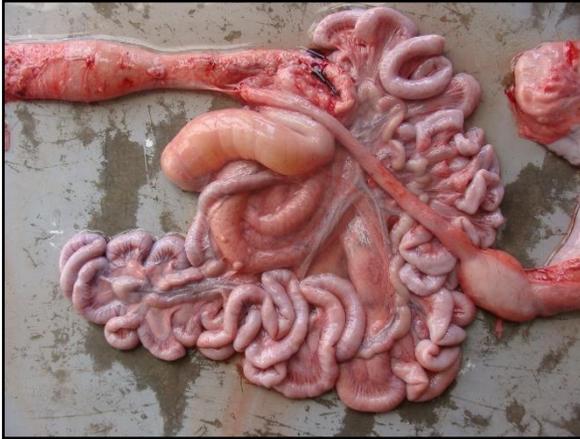


Imagen 9.62. Disposición normal del intestino en el bovino.

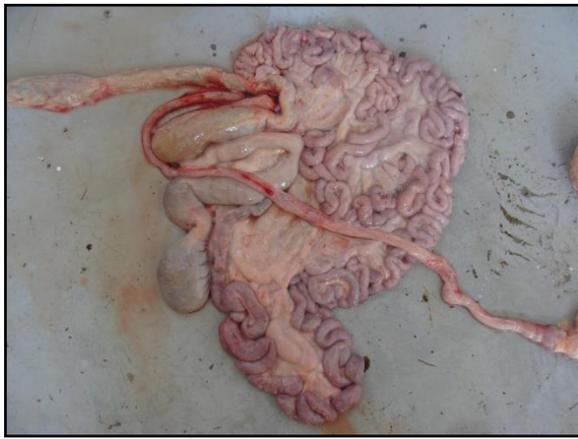


Imagen 9.63. Separación del duodeno y el colon.

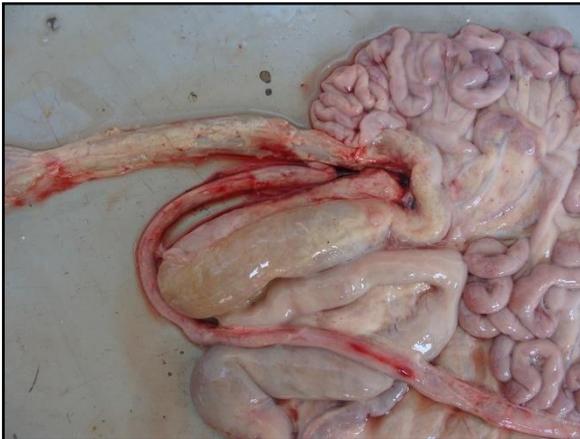


Imagen 9.64. Acercamiento de la imagen anterior, donde se observa la separación entre duodeno y colon.

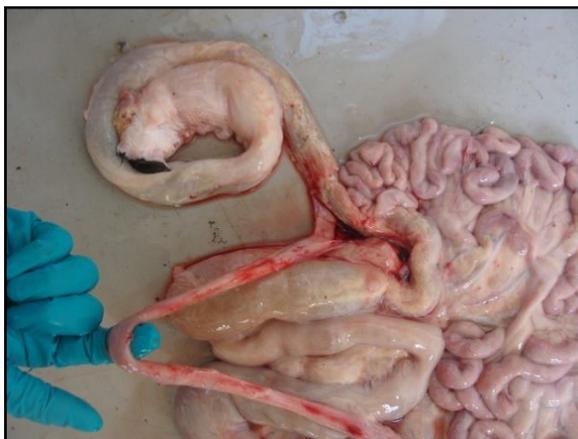


Imagen 9.65. Para desentrelazar duodeno de colon se pasa el colon en las porciones descendente y ascendente del duodeno

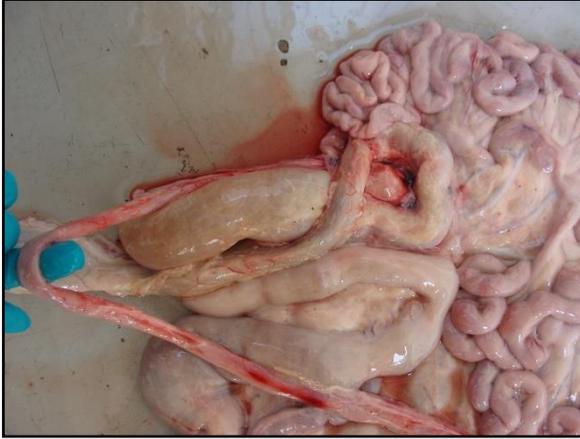


Imagen 9.66. Colon descendente colocado entre las porciones descendente y ascendente del duodeno.

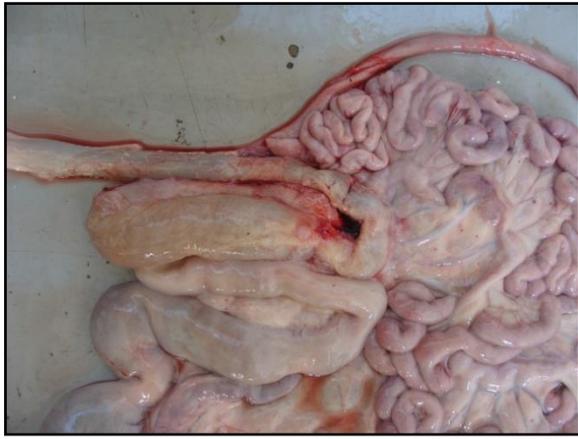


Imagen 9.67. Duodeno y colon desentrelazados y se puede visualizar el inicio del mesenterio.

El siguiente paso que se propone es cortar el mesenterio adyacente al giro más externo del asa espiral del colon ascendente, con la finalidad de ir extendiendo paso a paso el intestino sin perder relación de que porción es cada una de ellas (imágenes 9.68, 9.69, 9.70 y 9.71).

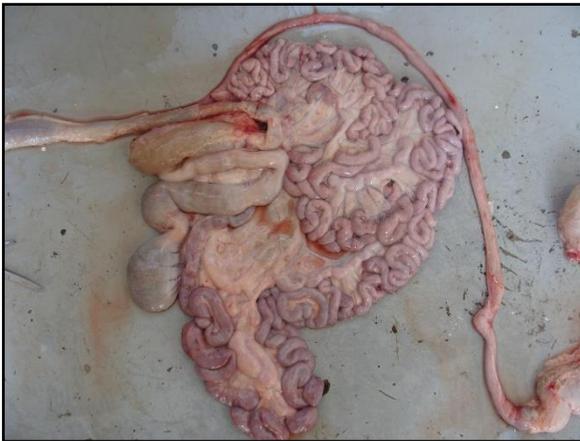


Imagen 9.68. Colon y duodeno desentrelazados.

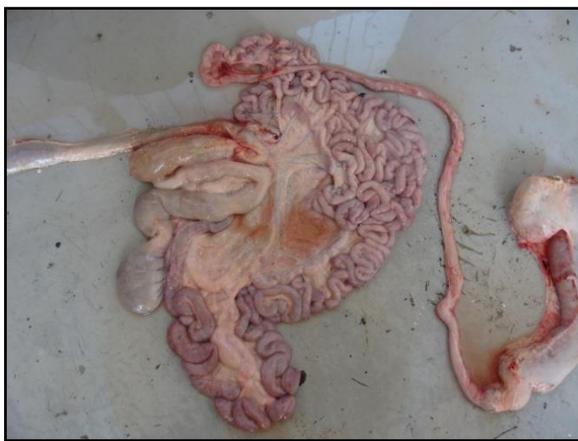


Imagen 9.69. Corte del mesenterio primero adyacente al colon descendente y colon transverso.

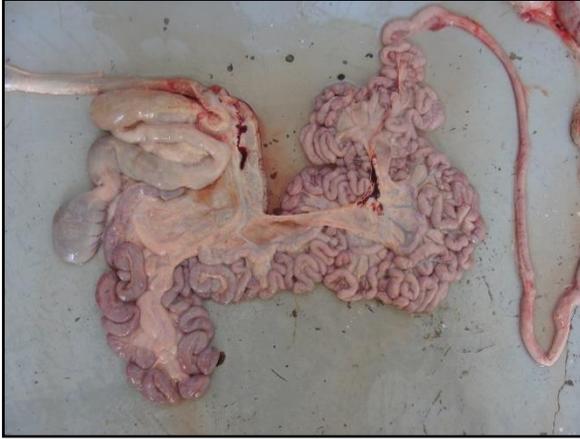


Imagen 9.70. Corte del mesenterio a nivel del asa espiral del colon ascendente.

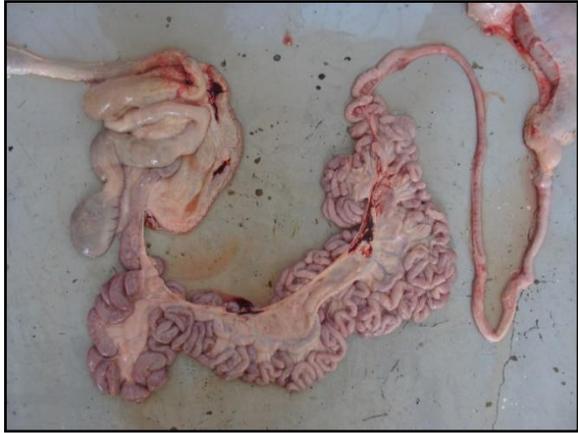


Imagen 9.71. Corte del mesenterio en la parte final del asa espiral del colon ascendente, adyacente a íleon.

Una vez realizada esta disección pueden separarse cada una de las porciones de intestino delgado y grueso y revisarse tradicionalmente con la certeza de saber cuál porción se está revisando (imágenes 9.72 y 9.73).

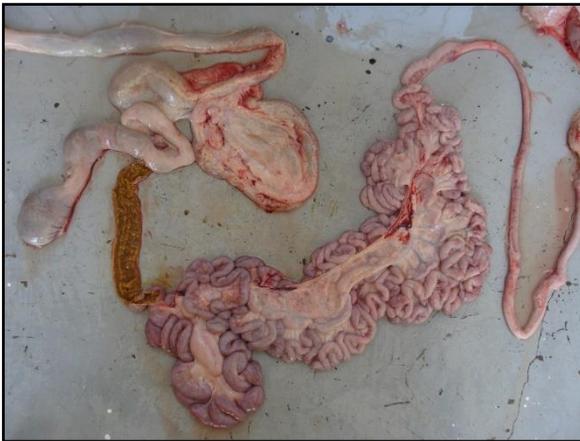


Imagen 9.72. Se pueden separar cada una de las partes de intestino delgado y grueso y revisarlas individualmente.



Imagen 9.73. Porciones del intestino grueso, ciego, colon ascendente (flexura sigmoidea, asa proximal, asa espiral, asa distal), colon transverso y colon descendente.

El hígado se revisa realizando varios cortes transversales para examinar su parénquima (imágenes 9.74 y 9.75).

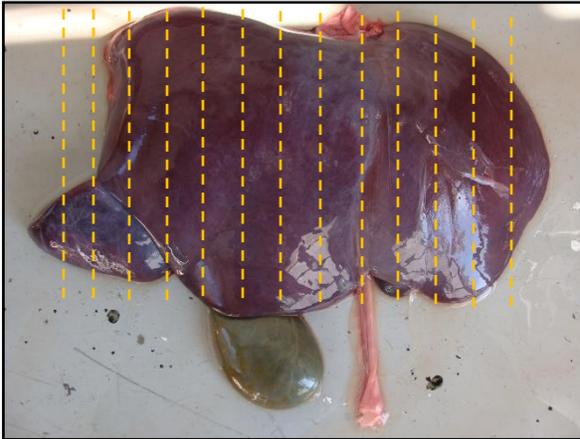


Imagen 9.74. La superficie diafragmática del hígado es convexa. Las líneas discontinuas muestran cómo deben ser los cortes al hígado

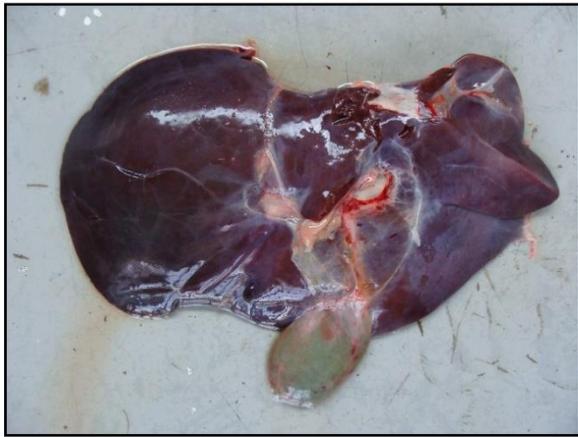


Imagen 9.75. La superficie visceral del hígado presenta la vena porta. Dorsalmente al hígado se encuentra la vena cava caudal.

Aparato urinario

La disección de aparato urinario es igual que en las demás especies. Se realiza un corte al parénquima de ambos riñones a través de su eje longitudinal a partir de su superficie convexa hacia el hilio de ambos órganos (imágenes 9.76, 9.77 y 9.78).



Imagen 9.76. Aparato urinario de la vaca.



Imagen 9.77. Corte de los riñones a través de su eje longitudinal.

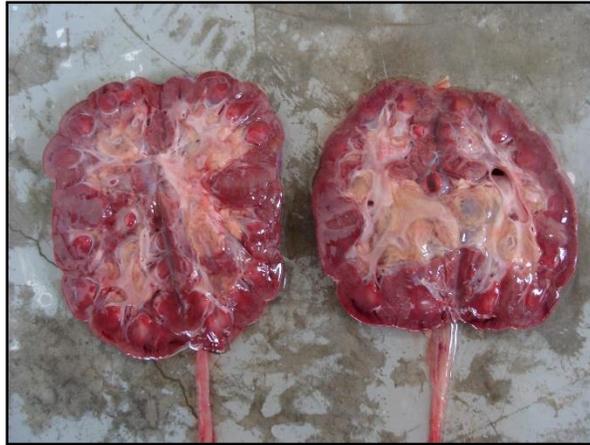


Imagen 9.78. Acercamiento de la imagen anterior para apreciar mejor el corte longitudinal de los riñones.

Para examinar la mucosa de los órganos urinarios tubulares se realiza un corte longitudinal a la pared de los uréteres comenzando desde el hilio renal hasta su llegada a la vejiga urinaria (imágenes 9.79 y 9.80), posteriormente se corta la parte dorsal de la pared vesical pasando por el cuello, cuerpo y fondo de la vejiga, para finalmente alcanzar la uretra e incidir su pared longitudinalmente (imágenes 9.81 y 9.82).



Imagen 9.79. Para la inspección de la mucosa ureteral se realiza un corte longitudinal.



Imagen 9.80. Corte a través del eje longitudinal de los uréteres.



Imagen 9.81. Mucosa vesical y uretral expuesta por corte longitudinal a ambos órganos.



Imagen 9.82. Acercamiento de la imagen anterior mostrando la disección de la vejiga urinaria y la uretra.

Aparato reproductor

En el caso de la vaca se realiza un corte a la pared, través del eje longitudinal de la vagina, cérvix, cuerpo uterino y cada uno de los cuernos uterinos (imágenes 9.83 y 9.84). Los ovarios se inciden longitudinalmente para revisar su parénquima.



Imagen 9.83. Corte a través del eje longitudinal de los uréteres.



Imagen 9.84. Mucosa vesical y uretral expuesta por corte longitudinal a ambos órganos.

En el aparato reproductor del toro se realiza un corte a través del eje longitudinal del testículo para revisar su parénquima (imagen 9.86). Se realiza un corte a la pared de la uretra a través de su eje longitudinal. Se toma muestra de las glándulas accesorias en caso de que se observen con anomalías.



Imagen 9.85. Aparato reproductor del macho.

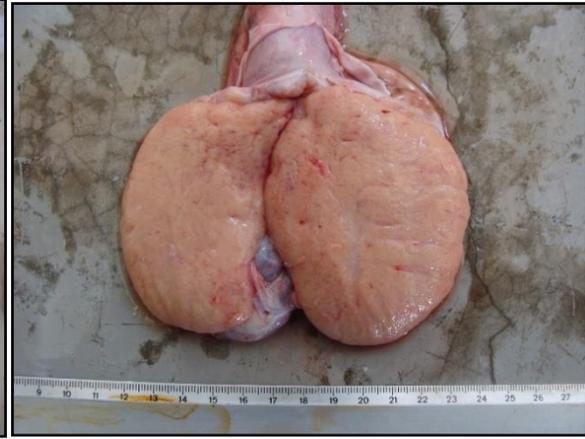


Imagen 9.86. Para examinar el parénquima testicular se realiza un corte al órgano a través de su eje longitudinal.

Glándula mamaria

La glándula mamaria se retira del cuerpo cortando alrededor de esta para posteriormente revisar su parénquima realizando varios cortes transversales (imagen 9.87). También se recomienda revisar el parénquima de los linfonodos supramamarios realizando un corte a través de su eje longitudinal.

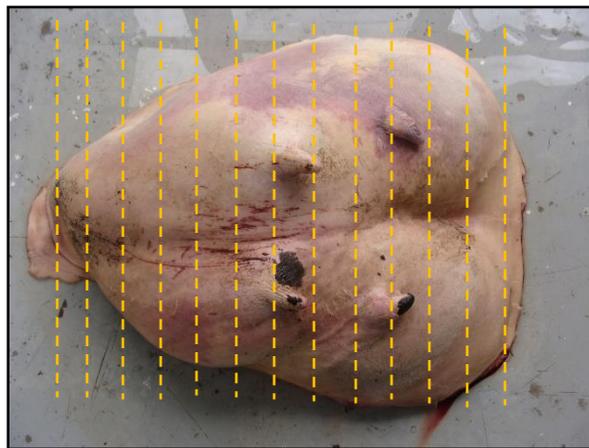


Imagen 9.87. Las líneas discontinuas muestran cómo deben ser los cortes a la glándula mamaria.

Encéfalo

Para la extracción de encéfalo debe desarticularse la cabeza cortando la articulación atlanto-occipital. Posteriormente deben realizarse tres cortes en el cráneo, antes de esto se retira la piel de la cabeza. Primero se realiza un corte transversal al hueso frontal a nivel caudal del hueso cigomático (imágenes 9.88 y 9.89), después se realizan dos cortes en las caras laterales del cráneo que van desde el primer corte transversal hasta el foramen magno, en la superficie medial de los cóndilos occipitales (imágenes 9.90 y 9.91).

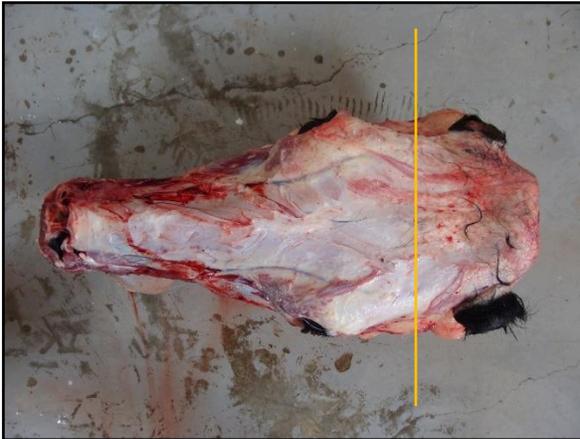


Imagen 9.88. Una vez retirada la piel de la cabeza se realiza un corte transversal al hueso frontal, caudal al hueso cigomático.



Imagen 9.89. Corte transversal del hueso frontal.

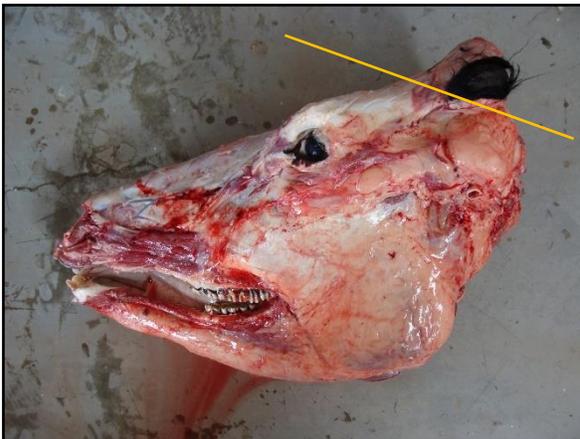


Imagen 9.90. Corte a la superficie lateral del cráneo.



Imagen 91. Dicho corte debe ser a ambos lados del cráneo.

Se retira el fragmento de la pared de la cavidad craneana, que quedó después de realizar los cortes, para visualizar el encéfalo (imágenes 9.92 y 9.93) y se retira la duramadre (imagen 9.94). Finalmente se realizan corte a los nervios craneales, en la base del cráneo para la extracción del encéfalo (imagen 9.95).



Imagen 9.92. Se retira el fragmento de cráneo resultado de los cortes mostrados en las imágenes anteriores.



Imagen 9.93. Acercamiento de la imagen anterior, donde se observa el encéfalo cubierto por la duramadre que debe ser removida.



Imagen 9.94. Encéfalo con parte de la duramadre removida.

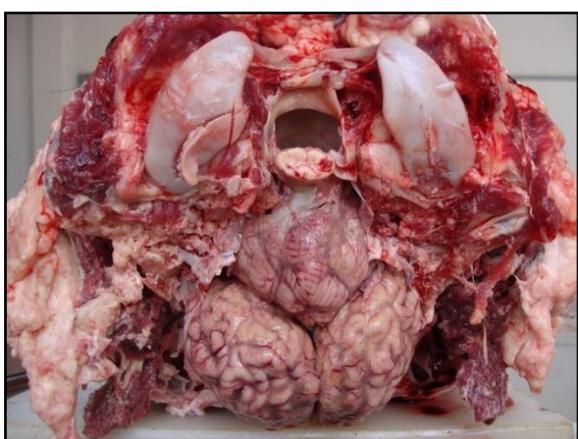


Imagen 9.95. Se coloca el cráneo decúbito dorsal para poder cortar los nervios craneales en la base del encéfalo.

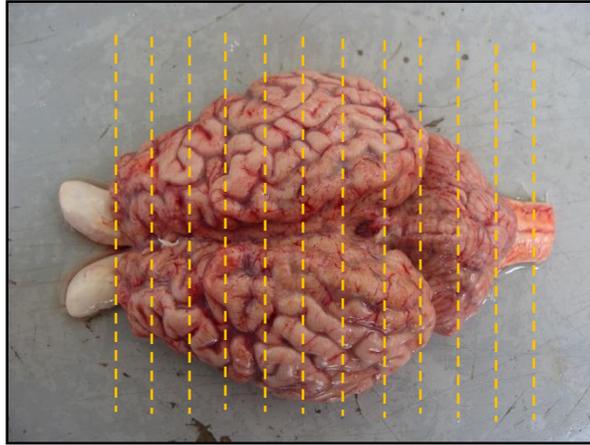


Imagen 9.96. Se realizan cortes transversales al encéfalo para revisar su

Revisión de oído

Una vez retirado el encéfalo se realiza un corte transversal al resto del cráneo a través de los meatos acústicos externos, derecho e izquierdo (imágenes 9.97 y 9.98).

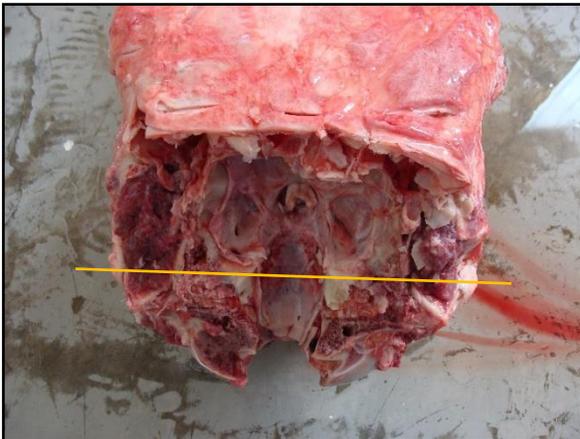


Imagen 9.97. Corte transversal a la base del cráneo a través de los meatos acústicos externos.

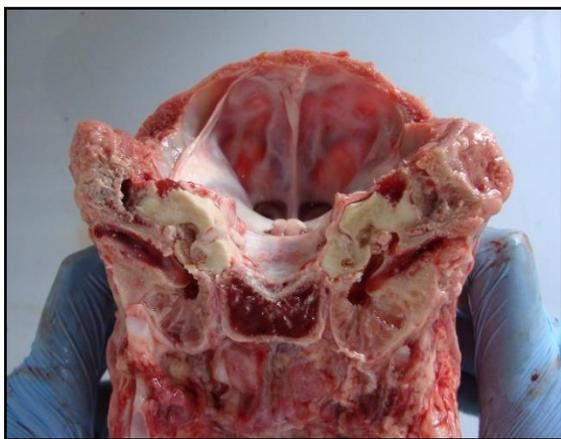


Imagen 9.98. Como resultado del corte se puede examinar las tres porciones del oído (externo, medio e interno). En este caso hay otitis externa y media.

9.7 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

El estudiante deberá cumplir con las siguientes habilidades a las cuales se les dará un puntaje dependiendo la capacidad para realizarlas:

- Disección de los órganos
- Identificación de lesiones macroscópicas
- Toma de muestras
- Limpieza y organización

Donde el máximo puntaje para cada habilidad será de 25, de tal manera que la sumatoria da un resultado de 100 puntos.

9.8 BIBLIOGRAFÍA

1. Aluja SA, Constantino CF (2002). Técnicas de necropsia en animales domésticos. 2ª ed. El manual moderno.
2. King JM, Roth-Johnson L, Dodd DC, Newsom ME (2013). The necropsy book: A guide for veterinary students, residents, clinicians, pathologists, and biological researchers. 7th ed. The Internet-First University Press.

Práctica 10. Técnica de necropsia en pequeños rumiantes domésticos

Irma Eugenia Candanosa Aranda

10.1 INTRODUCCIÓN

En México, los problemas de salud más frecuentes en los hatos de pequeños rumiantes son causados por brucelosis, paratuberculosis, linfadenitis caseosa, leptospirosis, Lentivirus de los pequeños rumiantes y clamidiasis, todas éstas consideradas endémicas y con potencial zoonótico. En animales jóvenes, son afectados principalmente por los problemas infecciosos respiratorios y digestivos.

El inventario nacional de borregos y caprinos de acuerdo con el SIAP (2024) asciende a 8,805,206 y 8,8 millones de cabezas, respectivamente. La mayor población de pequeños rumiantes se concentra principalmente en las zonas áridas y semiáridas que corresponden al 60% del país; siendo los principales estados Estado de México, Guanajuato, Puebla, Oaxaca, San Luis Potosí, Guerrero, Coahuila y Zacatecas (INEGI, 2023; SIAP, 2024). La producción de pequeños rumiantes está asociada principalmente al sector de la población rural con menores ingresos (SIAP, 2024). Por lo anterior, los productores emplean poco los servicios de diagnóstico en salud animal, principalmente debido a los costos de estos servicios, lo que redundo en la deficiente información de las enfermedades que los afectan. Es importante señalar, que los clínicos y zootecnistas deben estar capacitados para hacer la técnica de las necropsias para realizar un buen envío de muestras al laboratorio de patología. La necropsia puede ayudar a valorar los resultados de un tratamiento médico y mejorar su aplicación en los animales enfermos; informar al clínico, para la toma de medidas terapéuticas, sanitarias o de salud pública; y obtener información para análisis epidemiológicos y estadísticos, entre otros.

10.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Establecer las bases de la técnica de necropsias en pequeños rumiantes y recomendaciones para realizar una necropsia de campo.

10.3 ACTIVIDADES

Realizar la técnica de necropsia en pequeños rumiantes domésticos.

Señalar las diferencias con otros rumiantes domésticos.

Reconocer algunas lesiones de enfermedades frecuentes en los pequeños rumiantes.

10.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Realizar la técnica de necropsias en los pequeños rumiantes domésticos y reconocer algunas lesiones frecuentes.

10.5 MATERIAL

- Guantes de hule
- Mandil de hule
- Botas de hule
- Bata u overol
- Careta y/o cubrebocas, puede ser opcional.
- Cuchillos de carnicero de diferente tamaño
- Chaira
- Piedra de afilar
- Recipientes plásticos con doble tapa
- Bolsas de plástico
- Formalina
- Sala de necropsias
- Documentos de registro de la necropsia

10.6 DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Es importante considerar en dónde se va a llevar a cabo la necropsia, contar con las medidas de seguridad y que se cuente con el material necesario para realizarla y para alguna eutanasia; además de definir cómo se va a desechar el cadáver (incinerador, hoyo profundo cubierto con cal, composta, poza de fermentación).

Es necesario contar con la información del MVZ o propietario de la unidad de producción. De ser posible conocer el sistema de producción, inicio de la enfermedad, número de animales afectados, medicación, programa de vacunación, programa reproductivo o de manejo, clima, fecha y hora de muerte, entre otros.

Si el animal viene vivo, se pueden tomar muestras de líquidos corporales (sangre, orina) para alguna prueba de laboratorio. Se debe elegir el método de eutanasia, ya sea química o física.

Es necesario que el médico veterinario describa los cambios observados durante la necropsia de una forma sistemática y simple, que permita plasmar los detalles de las lesiones objetivamente para emitir, si es posible, un diagnóstico morfológico.

El cuadro 1 resume la técnica de necropsia en pequeños rumiantes.

Cuadro 1

<p>Animales de producción verifique que los números de identificación (arete, tatuajes, etc.) coincida con la hoja de registro de la necropsia. Los animales nacidos muertos generalmente no tienen identificación, refiérase al de la madre.</p>	
---	--

Verificar si el cadáver presenta *rigor mortis* y/o cambios autolíticos, para estimar las horas que transcurrieron posteriores de la muerte.



Posicionar al pequeño rumiante en decúbito lateral izquierdo, para que el rumen no interfiera en la observación de la cavidad abdominal.

Inspección externa

Revisar la capa de lana o pelo y piel, para evidenciar si hay ectoparásitos, abscesos, perforaciones, entre otros. Evaluar las características de las mucosas de los orificios naturales.



Observar color (blanca, amarilla, rojo, azul, etc.) y el contenido (seroso, mucoso, purulento, entre otros.)



Los pequeños rumiantes rara vez presentan diarrea, ya que su colón tiene una gran capacidad de absorción.



Exudado mucoso o catarral

Se puede ver diarrea o heces secas que evidencian que hubo diarrea, en animales jóvenes o adultos; generalmente cuando están involucrados varios agentes etiológicos.



<p>Una vez que se termina la inspección externa, se procede a lavar el cadáver para evitar contaminar los diferentes órganos y tejidos.</p>	
<p>Incisión primaria</p> <p>Generalmente, se inicia con la separación de los miembros torácicos y pélvicos.</p> <p>Para separar los miembros torácicos cortar la piel y los músculos que sostienen el miembro a la pared costal.</p>	
<p>Los miembros pélvicos se separan cortando la piel, los músculos y la articulación coxofemoral.</p>	
<p>Quitar la piel de la pared costal cortando el tejido subcutáneo.</p>	
<p>Incidir en línea media entre las astas de la mandíbula, separando la piel.</p> <p>Revisar los linfonodos regionales, tiroides, glándulas salivales, vasos sanguíneos y el tejido subcutáneo.</p>	

Tomar las muestras que se consideren necesarias para la descripción de la causa de muerte. Separar la lengua, la tráquea y el esófago, realizando un corte en la articulación de los hioides y continuar el corte entre ambos huesos, dirigiendo el cuchillo hacia el paladar.

Cavidad Torácica

Con ayuda de un costotomo o tijera de jardinería, cortar las costillas en su unión con el esternón y las vértebras.



Levantar la pared costal cortando con un cuchillo, los músculos intercostales.

En este momento, se revisa la pleura parietal, el posicionamiento de los órganos torácicos, exudados, derrames, adherencias, entre otros.



Prestar atención en la pleura visceral y parietal (adherencias, exudados, fibrosis, etc.) Así como la presencia de sangre, trasudados o exudados en la cavidad.

Anudar el esófago antes de separarlo de la tráquea, esta operación ayudará a evitar que el contenido ruminal contamine los demás órganos.

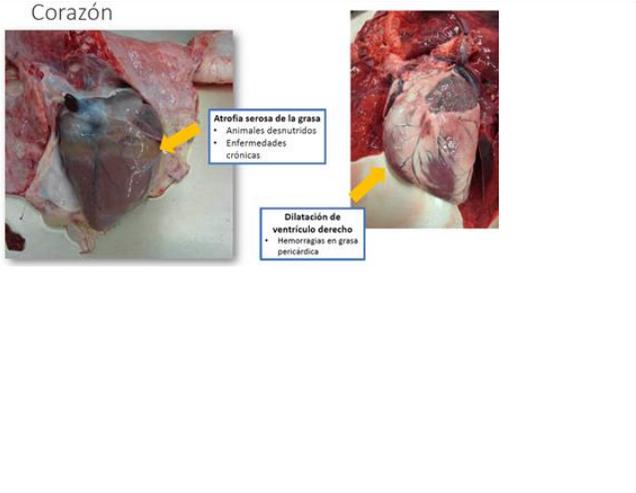
Disecar el esófago, separando de laringe y tráquea. Jalar el paquete cardiopulmonar hacia caudal, procurando que la aorta y la vena cava caudal sean cortadas en su porción más proximal al diafragma



Anudar el esófago para evitar que se salga el contenido ruminal



Revisar el paquete cardiopulmonar, iniciando por el corazón, observando su silueta (redondeado, alargado, etc.), cantidad de grasa pericárdica, tamaño, malformaciones congénitas, así como presencia de trasudado o exudado en el saco pericárdico.

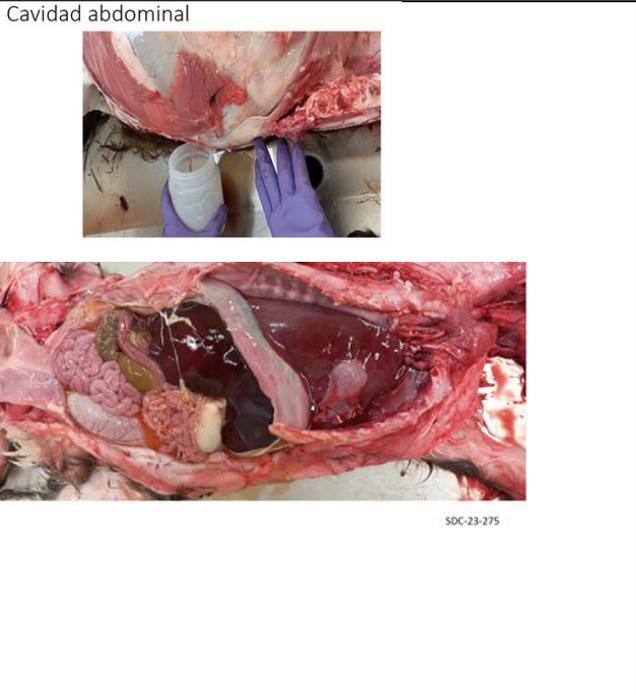


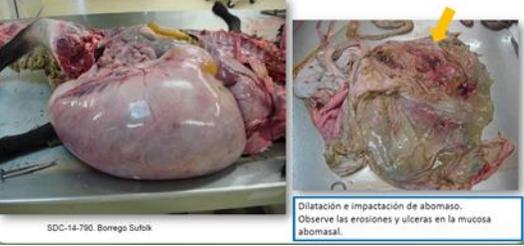
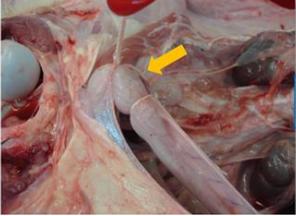
En los pulmones, es necesario describir la distribución de la lesión aprovechando la anatomía del órgano (lobular, craneal, dorsal, ventral, cráneo-ventral, dorso-caudal, entre otros.); así como el porcentaje de órgano que está afectado, para poder relacionarlo con la causa de muerte.

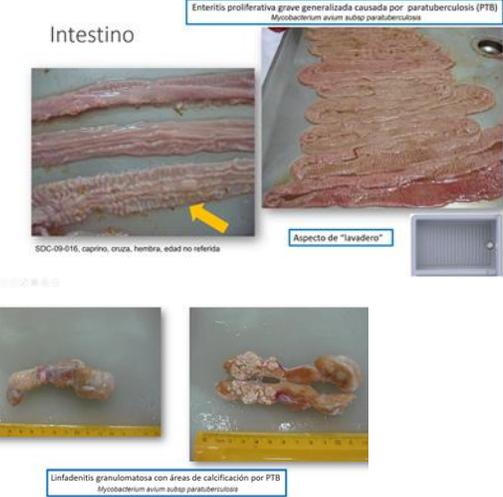


Cavidad abdominal

Es frecuente que se observe aumento de presión en la cavidad abdominal por desplazamiento de órganos, presencia de efusiones o exudados, aumento de gas o líquido en las vísceras, entre otros. En ocasiones, es por cambios *post mortem*, lo cual tiene que ser valorado. Es relevante observar el arreglo de los órganos dentro de la cavidad, ya que estos pueden desplazarse por diferentes causas



<p>(timpanismo, desplazamiento de abomaso, impactaciones, etc.) y aumentar la presión intraabdominal e intratorácica.</p>	
<p>Como ejemplo tenemos la dilatación e impactación de abomaso, que suele presentarse en borregos, principalmente de la raza Suffolk. Cuando se abre la cavidad, la apariencia del abomaso es similar al rumen. Es necesario revisar la anatomía y el contenido del abomaso, que es similar al del rumen, produciendo erosiones y úlceras en la mucosa.</p>	 <p>SDC-14.790. Borrego Suffolk</p> <p>Dilatación e impactación de abomaso. Observe las erosiones y úlceras en la mucosa abomasal.</p>
<p>Se recomienda hacer una doble ligadura en el recto y cortar entre ellas, para evitar que salga el contenido.</p>	 <p>Hacer doble jareta en el recto y cortar en medio. Ahora ya pueden sacar completo el aparato digestivo.</p>
<p>Revisar el omento, mesenterio y linfonodos mesentéricos antes de disecar todo el tubo digestivo.</p>	
<p>Observar la mucosa del esófago, compartimentos gástricos e intestino.</p> <p>El contenido ruminal normal debe tener una consistencia pastosa</p>	 <p>Revise la calidad y consistencia del contenido ruminal.</p>

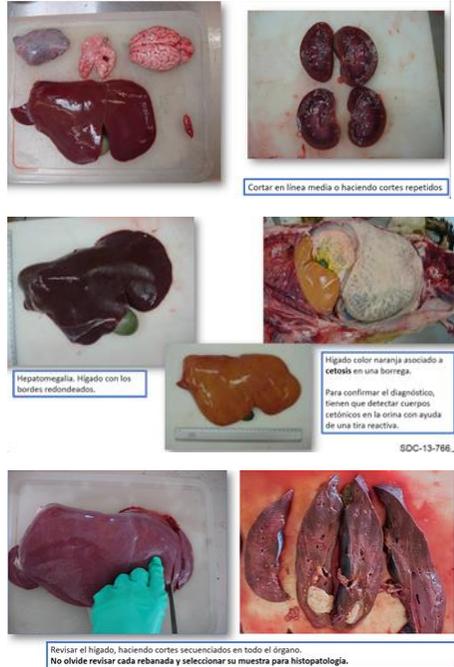
<p>inmerso en cantidad moderada de líquido.</p>	
<p>Las infestaciones parasitarias en el intestino son frecuentes, principalmente en animales que se encuentran en praderas.</p> <p>Es necesario preguntar a los MVZ o propietarios de la unidad de producción, el programa de desparasitación que emplean, ya que con relativa frecuencia hay resistencia parasitaria, por el uso indiscriminado de algunos productos.</p>	 <p>Enteritis mucohemorrágica moderada difusa</p> <p>SDC-14-926, cabra, AF, hembra, edad no referida. McMaster e identificación de larvas observándose 400 hpgg estrongídeos, 50 hpgg oxiúridos y 150 huevos pgh trichuridos, identificándose <i>Trichuris</i> sp.</p>
<p>La paratuberculosis tiene alta incidencia en los hatos mexicanos. Es una enfermedad crónica y progresiva causada por <i>Mycobacterium avium</i> subsp paratuberculosis (Map), afecta a los rumiantes domésticos y silvestres, tiene una distribución mundial y causa graves pérdidas económicas. Sus manifestaciones clínicas se presentan en los animales adultos.</p>	 <p>Intestino</p> <p>Enteritis proliferativa grave generalizada causada por paratuberculosis (PTB) <i>Mycobacterium avium</i> subsp paratuberculosis</p> <p>SDC-09-016, caprino, cruce, hembra, edad no referida</p> <p>Aspecto de "lavadero"</p> <p>Linfadenitis granulomatosa con áreas de calcificación por PTB <i>Mycobacterium avium</i> subsp paratuberculosis</p>

Órganos parenquimatosos

Evaluar su forma, tamaño, color y peso, de ser posible.

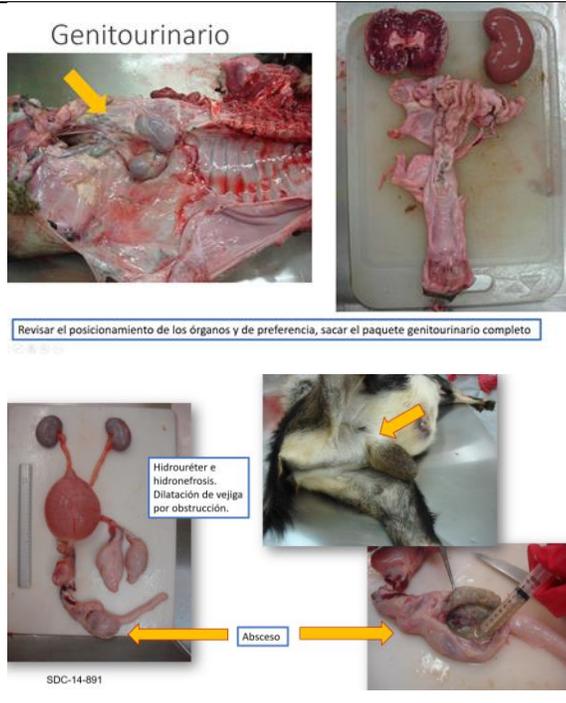
Localizar las lesiones y usar la nomenclatura de distribución (focal, multifocal, coalescente, zonal, difuso o generalizado), así como la anatomía del órgano, como lóbulo, corteza, médula, pelvícula, entre otros.

Revisar el órgano realizando cortes mediales (riñón, adrenales, tiroides, linfonodos, testículos, entre otros) o bien cortes secuenciales como en el hígado o bazo, haciendo rebanadas de 1 cm aproximadamente revisando cada corte.



Genitourinario

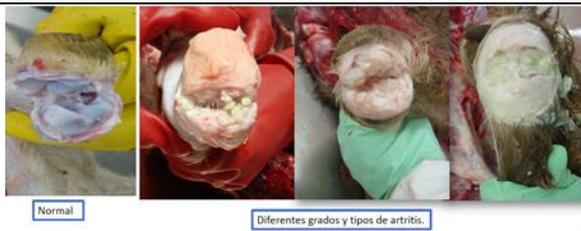
Independientemente del sexo, se prefiere de que se haga una disección integral.



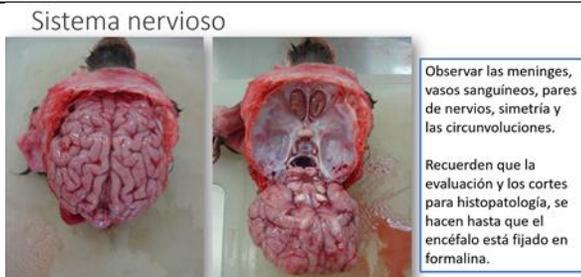
La glándula mamaria se revisa haciendo rebanadas que incluyan la cisterna de la leche y el pezón. El Lentivirus de Pequeños Rumiantes (LvPR), produce endurecimiento de la glándula mamaria.



Las articulaciones se observa la superficie articular de los huesos, la cápsula, el contenido de líquido articular (translúcido y mucinoso), así como ligamento y tendones en aquellas que los presenten.



Generalmente, para extraer el encéfalo se realizan los cortes en los huesos frontal, temporal y occipital. Los niveles de corte dependerán de si tienen o no cornamenta. Una vez extraído el encéfalo, se observa el tamaño, la simetría de los lóbulos, las meninges y se procede a la fijación en formalina. Hasta que este fijado, se procederá a hacer cortes delgados transversales y describir su estructura.



Para realizar las necropsias de campo de los pequeños rumiantes se debe contar:

- equipo de protección personal y de necropsia
- material para eutanasia
- lugar donde se realizará la técnica, cuidando no afectar a los demás animales de la unidad de producción
- donde se desecharán los residuos.

Se sugiere hacerlas en una carretilla para poder movilizar el cadáver.

Hacer un corte por línea media, exponer las cavidades, describir las lesiones observadas y tomar las muestras en contenedores con formalina.



Eutanasia química
Xilacina y sobre dosis de pentobarbital



SOC-23-275

10.7 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

El alumno realizará una descripción de las lesiones observadas durante la necropsia y los diagnósticos morfológicos correspondientes de acuerdo a la hoja de trabajo proporcionada.

10.8 BIBLIOGRAFÍA

1. Servicio de información agroalimentaria y pesquera. Gobierno de México. Consulta 25 de marzo 2024. <https://www.gob.mx/siap/documentos/poblacion-ganadera-136762>

2. Censo agropecuario 2022. INEGI. Resultados definitivos. Consult6a 25 de marzo de 2024. https://www.inegi.org.mx/contenidos/programas/ca/2022/doc/ca2022_rdNAL.pdf

Práctica 11. Diagnóstico citopatológico

Adriana Méndez Bernal

Laura Romero Romero

Beatriz Vanda Cantón

11.1 INTRODUCCIÓN

La citología es una técnica diagnóstica que estudia los cambios microscópicos de células aisladas o de grupos de células, procedentes de un tejido o de líquidos corporales. En los últimos 20 años el papel de la citología en medicina veterinaria se ha consolidado como una herramienta de diagnóstico confiable que está en constante desarrollo y expansión. A medida que los médicos veterinarios han aumentado el uso de esta técnica diagnóstica, los patólogos veterinarios han adquirido más experiencia en una diversidad más amplia de lesiones, pues ha aumentado la variedad de tejidos muestreados, el espectro de procesos patológicos identificados y la confiabilidad y precisión de los diagnósticos.

La mayor disponibilidad de técnicas de imagen ha resultado en un mayor uso de la citología para evaluar lesiones focales de órganos internos, de las que anteriormente no se podían tomar muestras de manera confiable. A medida que los médicos han aumentado el uso de esta modalidad de diagnóstico y los patólogos han adquirido más experiencia con una variedad más amplia de lesiones y tejidos muestreados, ha aumentado el espectro de procesos patológicos que pueden identificarse mediante citología y la confiabilidad y precisión de los diagnósticos para lesiones de muchos tejidos.

El uso más importante de la citología es clasificar las lesiones para ayudar con el diagnóstico, pronóstico y tratamiento de un paciente. Sin embargo, los veterinarios deben ser conscientes de que existen limitaciones a la hora de interpretar las muestras, pues es posible que las células obtenidas no sean representativas de toda la lesión. La citología debe usarse con cautela para determinar el potencial maligno de un tumor, ya que no todas las neoplasias malignas muestran atipia

celular relevante y no todos los tumores benignos presentan atipia celular mínima. Además, la inflamación puede provocar que las células epiteliales y mesenquimatosas sufran cambios, lo que puede imitar la transformación neoplásica en muestras citológicas. El desarrollo de criterios citológicos específicos de malignidad para diferentes tipos de tumores podría mejorar la precisión del diagnóstico, al igual que el uso de pruebas auxiliares como tinciones especiales, inmunocitoquímica y la citometría de flujo.

Las ventajas de utilizar la citología como modalidad de diagnóstico en animales son similares a las de medicina humana, pero a menudo alcanza una importancia aún mayor en medicina veterinaria. Los métodos de recolección no invasivos reducen el riesgo de complicaciones y la rápida disponibilidad de los resultados facilita la clasificación y las decisiones clínicas oportunas. Se pueden tomar muestras de las lesiones superficiales con una mínima restricción física o química, en comparación con la biopsia, que requiere anestesia local o general.

Si bien la citología y la histopatología siempre serán procedimientos de diagnóstico complementarios, el menor costo, la menor invasividad de la recolección de muestras y el tiempo de respuesta más rápido de la citología, compensa la mayor cantidad de información que arroja la histopatología a partir de la capacidad de evaluar la arquitectura del tejido. Además, los resultados de la evaluación citológica a menudo se comparan con los de la evaluación histológica de biopsias, con el fin de determinar la sensibilidad y especificidad de la citología, utilizando la histopatología como método de referencia.

11.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

Realizar la toma y procesamiento de muestras para su estudio citológico, con el fin de establecer un diagnóstico.

11.3 ACTIVIDADES

11.3.1 Toma de muestras: ACAD, raspados, improntas, líquidos

Uno de los principales factores que determinan el valor diagnóstico de un espécimen citológico, es la calidad de la muestra. La utilidad diagnóstica de la citología es mucho mayor en manos de médicos con experiencia en la obtención de muestras citológicas. El médico veterinario tiene la responsabilidad, no sólo de recolectar una muestra representativa, sino también de preparar las laminillas que se van a examinar y, a menudo, realizar la tinción. Debido a que las células que se van a examinar no son visibles a simple vista durante la recolección de la muestra y la preparación del frotis, es difícil saber si se ha obtenido una muestra adecuada en el momento de la toma.

La precisión del diagnóstico citológico se ve directamente afectada por la calidad de la recolección y preparación de las muestras. Para lo cual es necesario acatar los siguientes lineamientos básicos: contar con una historia clínica detallada, tener preparado el equipo adecuado, cumplir con asepsia, que la toma de muestra la efectúe personal capacitado, hacer una fijación correcta (húmeda o seca), realizar tinciones adecuadas y, por supuesto, que la evaluación citológica la lleven a cabo patólogos veterinarios con experiencia en citología.

El cumplimiento de estos principios básicos puede mejorar significativamente la utilidad de esta prueba diagnóstica sencilla y cuya mayor ventaja es la naturaleza mínimamente invasiva de la recolección de muestras, lo cual no significa que esté libre de estrés para el paciente, por lo que se debe sujetar adecuadamente, lo que puede implicar una simple restricción física para un paciente tranquilo, sin embargo, los pacientes ansiosos pueden requerir analgesia y/o restricción química.

Antes de llevar a cabo cualquier tipo de muestreo, se debe preparar un kit de citología que sea usado únicamente para este fin (figura 11.1).

Agujas: En la mayoría de los casos se utilizan agujas de calibre 21 a 27. Las agujas de mayor calibre pueden ser útiles en lesiones poco exfoliativas, como huesos y tumores mesenquimatosos. La longitud de la aguja depende de la profundidad de la lesión; generalmente, una aguja de 1 a 1.5 pulgadas es suficiente.

Jeringa: Una jeringa de 10 ml es suficiente para las lesiones que requieren aspiración. Una jeringa demasiado grande aplicaría demasiada presión o puede ser

incómoda en la mano, mientras que las jeringas pequeñas pueden no aplicar suficiente vacío.

Laminillas: Es imprescindible que los portaobjetos de vidrio estén limpios. Los portaobjetos grasosos o sucios impiden la distribución uniforme de la muestra e introducen contaminantes. Aunque los contaminantes normalmente pueden ser reconocidos como tales por el patólogo, en ocasiones pueden causar confusión en el diagnóstico.



Figura 11.1. Material para toma de muestra citológica.

El material celular para estudio citológico se puede obtener de varias formas, ya sea a partir de las células que exfolian normalmente de las mucosas, o mediante procedimientos clínicos como son lavado, raspado o aspiración/punción citológica con aguja delgada (ACAD/PAD). La aplicación de los métodos para obtener muestras citológicas se resume en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Métodos de obtención de muestras citológicas

MÉTODO	APLICACIÓN
Aspiración y/o punción citológica con aguja delgada (ACAD/PAD)	Nódulos cutáneos y subcutáneos, órganos internos, neoplasias, linfonodos
Raspado/Frotis	Lesiones planas de piel, piezas quirúrgicas previamente fijadas en formol Mucosas (vaginal, oral, nasal, prepucial)
Impronta	Piezas quirúrgicas, lesiones ulceradas
Líquidos	Orina, líquido cefalorraquídeo, ascítico, pleural, articular

ACAD/PAD

La aspiración o punción con aguja delgada (PAAF) de masas cutáneas es una opción de diagnóstico importante en medicina veterinaria, ya que proporciona información vital con fines de tratamiento; puede permitir descartar causas inflamatorias e identificar, a menudo, el tipo específico de tumor que esté presente.

De la mayoría de tejidos pueden tomarse muestras mediante aspiración con aguja delgada; la mayor disponibilidad de ultrasonografía en la práctica veterinaria ha contribuido a un mayor muestreo de órganos internos y lesiones para evaluación citológica. La utilidad clínica de esta técnica dependerá de la obtención de una muestra de alta calidad con celularidad adecuada (figura 11.2).

Procedimiento:

1. Identificar y palpar la lesión. Es importante precisar la localización anatómica.
2. Determinar las características de la masa, tales como consistencia, movilidad, tamaño.
3. Desinfectar con alcohol el área que se va a puncionar.
4. Introducir la aguja, si se va a hacer aspirado, asegurarse de que la jeringa no contenga aire. Se realiza presión negativa tratando de evitar que el material penetre en la jeringa. Es recomendable realizar movimientos suaves de abajo hacia arriba

en el mismo sitio de punción. Nunca modificar la dirección de la aguja, ya que se puede producir un daño innecesario al tejido. Al sacar la aguja de la zona, liberar paulatinamente la presión negativa de la jeringa.

5. Si el tamaño de la lesión lo permite, puncionar 2 ó 3 áreas diferentes para asegurar la obtención de material representativo, ya que si sólo se punciona una zona, puede suceder que en ésta no se encuentre el material adecuado para el diagnóstico.

6. Expulsar el material sobre el portaobjetos para realizar el frotis: retirar la jeringa, hacer presión negativa para llenar de aire el émbolo, colocar la aguja nuevamente y expulsar el material.

7. Fijar de inmediato los frotis en alcohol de 96° y al aire.

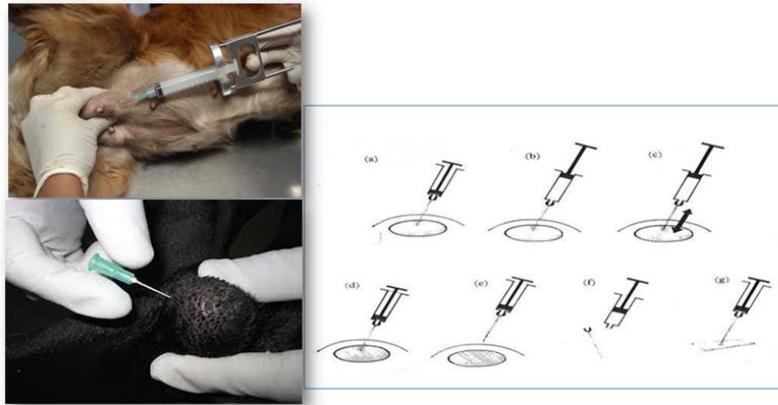


Figura 11.2. Aspiración /Punción con aguja delgada.

Raspado/Frotis

El raspado se emplea en lesiones superficiales, principalmente en alteraciones planas de piel, o en nódulos ulcerados. Los frotis más utilizados para diagnóstico citológico en medicina veterinaria se obtienen a partir de mucosa vaginal, conjuntiva, cavidad oral, cavidad nasal, pene y prepucio. Se debe realizar con hisopos previamente humedecidos en solución salina estéril, para no lesionar la mucosa y evitar el deterioro de las células.

Procedimiento para raspados de piel: (figura 11.3)

1. Cortar el pelo de la zona y desinfectar, preferentemente con alcohol.

2. Hacer un raspado profundo.
3. Desechar este material, ya que está compuesto principalmente de escamas, sebo y costras; en el caso de lesiones ulceradas, contiene únicamente restos tisulares.
4. Realizar un segundo raspado enérgico y esparcir el material recuperado sobre el portaobjetos, procurando extenderlo de manera uniforme en una capa delgada.
5. Fijar de inmediato las laminillas en alcohol de 96° y al aire.



Figura 11.3. Raspado de piel.

Procedimiento para frotis: (figura 11.4)

1. Frotar enérgicamente el hisopo previamente humedecido en solución salina estéril, sobre las paredes de la mucosa con el fin de obtener suficientes células.
2. Extender el material frotando el hisopo suavemente sobre la superficie de la laminilla, tratando de extender una capa delgada del material recuperado.
3. Fijar de inmediato las laminillas en alcohol de 96° y al aire.



Figura 11.4. Frotis de mucosa conjuntival y vaginal.

Impronta

Se puede realizar a partir de biopsias quirúrgicas crudas, es decir, que no han sido fijadas en formol; o bien, se pueden obtener de lesiones observadas durante la necropsia, o a partir de lesiones cutáneas ulceradas (figura 11.5).

Procedimiento:

1. Realizar un corte longitudinal del tejido fresco.
2. Presionar suave y uniformemente la laminilla sobre la superficie de corte, o sobre los bordes quirúrgicos de la pieza quirúrgica, de manera que se imprima el material sobre el portaobjetos.
3. Fijar inmediatamente en alcohol de 96° y al aire. En el caso de improntas transquirúrgicas, se recomienda fijar únicamente al aire para hacer tinción de Diff-Quik, con el fin de acelerar el proceso.

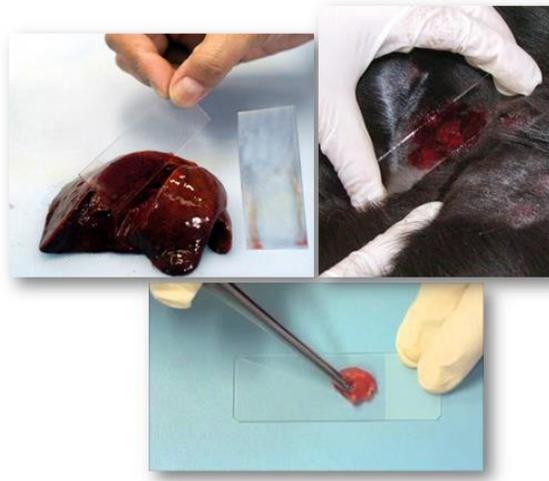


Figura 11.5. Improntas.

Líquidos

De manera normal, las cavidades corporales tienen pequeñas cantidades de líquido para lubricar tanto sus paredes, como la superficie serosa de los órganos, dada la fricción producida por el movimiento visceral.

Una efusión (acumulación de líquido), ya sea en cavidad abdominal, torácica o en el saco pericárdico, puede ser producto del incremento en la presión hidrostática, disminución en la presión coloidsmótica, procesos inflamatorios, afectación del drenaje linfático, hemorragias, rupturas orgánicas, obstrucciones, etc. Así mismo, la evaluación de líquido cefalorraquídeo, sinovial y orina, aunque no rebasen la cantidad normal, puede otorgar el diagnóstico de procesos patológicos localizados o sistémicos. La evaluación de líquidos además, puede ser por si misma terapéutica en condiciones inflamatorias, neoplásicas, linfáticas, etc. Las pruebas más

importantes que se pueden realizar en los trasudados son: estudios químicos, bacteriológicos, serológicos, histológicos y citológicos. Todos ellos son una ayuda importante para el diagnóstico de diferentes enfermedades.

Los métodos utilizados para la obtención de líquidos pueden ser ACAD o sondeo, dependiendo del líquido de que se trate. Una vez obtenido el material, este debe ser depositado en diferentes frascos de acuerdo al tipo y número de exámenes que sea necesario realizar. La muestra debe remitirse al laboratorio lo más pronto posible, si esto no se puede realizar entre las 12 y 24 horas siguientes, deberá conservarse en refrigeración. Una vez recibida la muestra debe ser centrifugada, de preferencia en una citocentrífuga, la cual tiene la ventaja de concentrar el material en un área determinada de la laminilla; si se usa una centrífuga común, es necesario eliminar el sobrenadante y realizar los frotis con el sedimento; el material quedará distribuido en toda la laminilla y si éste es escaso, su interpretación será más difícil (figura 11.6).



Figura 11.6. Citocentrífuga, centrífuga y frotis de líquidos.

11.3.2 Realización de extendidos citológicos y tinciones: Papanicolaou y Diff-Quik

El objetivo más importante del extendido celular, es lograr que las células se desplieguen en una monocapa lo más delgada posible y con el menor deterioro, para facilitar una fijación y tinción adecuada, así como para posibilitar una mejor

identificación morfológica. Si las células se mantienen agrupadas, aunque conserven su integridad, se dificulta la identificación adecuada e impide la evaluación de características que permitan una interpretación y diagnóstico correcto.

Los frotis se pueden confeccionar por diversos métodos, tales como extendido por arrastre, frotis lineal o método de squash, sin olvidar que antes se debe depositar el material obtenido sobre el portaobjetos (figura 11.7). La técnica dependerá de la cantidad y naturaleza de la muestra. Cabe destacar que la calidad del extendido citológico no puede evaluarse a simple vista; una laminilla que aparentemente no contenga material, al ser teñida puede mostrar celularidad de buena calidad, por el contrario, otras que contengan mucho material, pueden resultar frotis contaminados con sangre o con material celular deteriorado, el cual no podrá ser interpretado para diagnóstico.

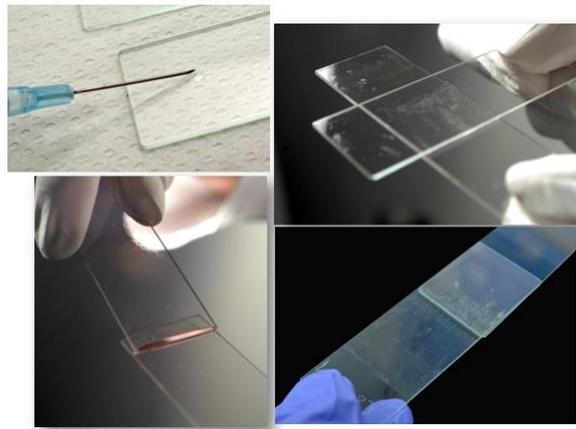


Figura 11.7. Confección del extendido citológico.

Fijación

Uno de los pasos más importantes en la recolección de muestras para estudio citológico es la fijación inmediata del material, ya que de ello depende la buena conservación de las células, lo que evitará una mala interpretación de las mismas y permitirá un diagnóstico correcto, independientemente de la técnica de toma de muestra que se haya empleado.

Debido a que la fijación es uno de los factores primordiales para obtener material ideal para el diagnóstico citológico, es importante conocer los métodos especiales de fijación y preparación del tejido. Existen dos tipos de fijación, que se emplean de acuerdo a las tinciones que se vayan a realizar:

Fijación húmeda: El fijador líquido más utilizado es el alcohol etílico al 96%, al 70% también funciona bien, el cual puede mantenerse en vasos de Coplin o frascos apropiados donde sea posible introducir las laminillas, como los frascos de vidrio tipo Gerber; se deberá contar con clips que serán colocados en un borde de la laminilla con el fin de que no se pegue con las demás laminillas al introducirlas en el frasco y evitar que se pierda el material del extendido (figura 11.8).

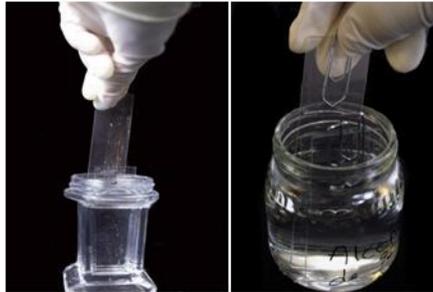


Figura 11.8. Fijación húmeda.

Los frotis deben colocarse inmediatamente en el fijador y mantenerlos sumergidos por lo menos durante 15 minutos; al cabo de este tiempo, se pueden retirar del alcohol y enviarlos al laboratorio. Esta fijación se debe utilizar para teñir el material con la tinción de Papanicolaou.

Otro fijador líquido es el Citospray o fijador citológico en spray, es un fijador a base de glicol polietileno que permite una **fijación rápida y de alta calidad**, útil sobre todo en citología exfoliativa; cubre las células con una película soluble que protege la morfología celular para su posterior examen microscópico. Este fijador es soluble en alcohol y agua, es económico y no daña el medioambiente. Se aplica colocando los portaobjetos en una superficie plana, dirigiendo el aerosol en un ángulo de 45° a unos 20cm de distancia.

Fijación seca: El material obtenido se seca al aire agitando vigorosamente las laminillas, hasta que el material se observe seco. Se puede utilizar también una secadora de pelo con aire frío. Esta fijación debe usarse para realizar tinciones tipo Romanowsky, tales como Diff Quik, Giemsa, y Wright.

Tinción

En su estado natural las células son incoloras, lo que hace difícil determinar sus características morfológicas bajo el microscopio de luz. Una manera de hacerlas visibles es teñirlas con colorantes orgánicos selectivos. La calidad de la tinción celular al observarse en el microscopio no sólo depende del colorante, sino de la toma de la muestra, su fijación, las características de los colorantes, como su preparación, pH, madurez, así como el medio utilizado para el montaje, la iluminación, grosor del espécimen y el empleo de cubreobjetos; todo esto nos ayudará a tener una muestra citológica valorable.

En general, las tinciones de rutina que se utilizan en cada laboratorio dependen de la preferencia del patólogo y su habilidad para distinguir los diferentes componentes celulares de la muestra. Las tinciones más empleadas son: Papanicolaou y Diff Quik. Ambas son complementarias, por lo que es recomendable montar las dos técnicas y hacerlas de rutina en todas las muestras que se procesan en el laboratorio.

Cuadro 2. Características de las tinciones citológicas

	Papanicolaou	Diff-Quik
Fijación	Alcohol	Secado al aire
Citoplasma	Queratinización	Gránulos, inclusiones
Núcleo	Excelente visualización	Poca definición cromatina
Nucleólo	Buena visualización	Estructura pálida
Moco o Coloide	Puede pasar desapercibido	Se manifiesta claramente

Tinción de Papanicolaou

La tinción de Papanicolaou es una coloración tricrómica que ha sido empleada universalmente en la citología exfoliativa, principalmente para el diagnóstico de cáncer cérvico-uterino en mujeres, sin embargo, es de gran utilidad para colorear células inflamatorias, neoplásicas, etc. Ofrece un excelente panorama para el diagnóstico citológico, ya que tiene la capacidad de acentuar el detalle celular y es efectiva para la detección de células displásicas y malignas (figura 11.9).

Técnica

1. Fijar la muestra con etanol de 96° durante 15 minutos
2. Lavar con agua de la llave (10 pases)
3. Teñir con Hematoxilina de Harris (1-2 minutos)
4. Lavar con agua de la llave (10 pases con 2 cambios)
5. Virar con alcohol-acido al 1% (un pase)
6. Lavar con agua de la llave (10 pases con 2 cambios)
7. Introducir en etanol 96° (10 pases)
8. Teñir con colorante OG-6 (2 minutos)
9. Introducir en etanol 96° (10 pases con 2 cambios)
10. Teñir con colorante EA-50 (2 minutos)
11. Introducir en etanol 96° (10 pases con 3 cambios)
12. Deshidratar con etanol absoluto (10 pases con 3 cambios)
13. Aclarar con xilol (10 pases con 3 cambios)
14. Colocar resina sintética y cubreobjetos sobre la laminilla

Tinción de Diff-Quik

Es una tinción tipo Romanovsky muy utilizada en la mayoría de los laboratorios y hospitales veterinarios, ya que a diferencia de la tinción de Papanicolaou, únicamente se utiliza un fijador y dos colorantes, por lo que es fácil y rápida de usar. Para realizarla es conveniente contar con frotis delgados (monocapa) y secar rápidamente la muestra para obtener mejores resultados (figura 11.9).

Técnica

1. Secar al aire
2. Fijar con metanol (solución 1) (1 minuto)
3. Teñir con Solución II (Eosina) (1 minuto)
4. Teñir con Solución III (Hematoxilina) (1 minuto)

El tiempo en cada uno de estos reactivos puede variar. Cuando las soluciones son nuevas es conveniente usarlas por un tiempo más corto, 15 a 30 segundos; conforme se va utilizando más el tren de tinción, se deben alargar los tiempos. Es importante observar la laminilla cuando la sacamos de la solución II y III para determinar si el material está coloreado.

5. Lavar con agua de la llave o en un recipiente con agua limpia
6. Dejar secar a temperatura ambiente
7. Colocar resina sintética y cubreobjetos sobre la laminilla



Figura 11.9. Tinciones Papanicolaou y Diff-Quik

11.3.3 Revisión microscópica de casos citológicos

Las principales indicaciones de la citología diagnóstica son: diferenciación entre la naturaleza inflamatoria o neoplásica de una lesión; y 2) La clasificación de las neoplasias en benignas o malignas. Una tercera indicación es la identificación del origen celular de las neoplasias. En el campo de la oncología, la citología diagnóstica tiene, además, algunas indicaciones más precisas, sobre todo cuando se requiere información adicional para instaurar un tratamiento y para apoyar o

descartar una estrategia quirúrgica concreta. Algunas de las indicaciones de la citología diagnóstica en oncología serían los derrames torácicos y abdominales, en lavados prostáticos, linfadenopatía, masas cutánea /subcutáneas, etc. Se puede considerar una categoría más para interpretaciones no diagnósticas, que suelen ser el resultado de material celular insuficiente o contaminación sanguínea excesiva.

Aunque la citología no reemplaza la biopsia por escisión y la evaluación histológica, la citología es una modalidad de diagnóstico viable para proporcionar información de diagnóstico tanto general como específica para consideraciones de tratamiento de masas cutáneas en perros y gatos. Utilizando las características citológicas clave abordadas en estas secciones, los veterinarios deberían poder diferenciar e identificar varios tipos de neoplasias cutáneas que se encuentran en sus pacientes. Esta habilidad debería permitir a los veterinarios hacer recomendaciones apropiadas a sus clientes con respecto a las opciones de tratamiento y consideraciones de diagnóstico adicionales.

11.3.4 Elaboración de un informe final (figura 11.10)



FRC-CPMV-001

Universidad Nacional Autónoma de México
 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
 Departamento de Patología

RESULTADO DE DIAGNÓSTICO CITOPATOLOGICO

Ciudad Universitaria, CDMX, a XX de XXXX del 200X

RESULTADO No. de Caso

<p>DATOS GENERALES</p> <p>Género y especie: Nombre común: Edad: Raza: Sexo: Nombre: No. de expediente:</p> <p>DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA</p> <p>DESCRIPCIÓN CITOLÓGICA</p> <p>DIAGNÓSTICO CITOLÓGICO</p> <p>COMENTARIO:</p>	<p>Responsable: Teléfono: Correo electrónico: MVZ: Teléfono: Correo electrónico:</p>
--	---

ATENTAMENTE

XXXXXXXXXXXXXXXXXX
 Patóloga Responsable

Av. Universidad 3000, Cal. Universidad Nacional Autónoma de México, Coyoacán
 México, C.P. 04510 Tel./Fax: 56-22-6848 y 56-16-67-95

Este resultado se publica en un expediente clínico (no se comparte) y debe ser almacenado en el expediente clínico del paciente.

Para cualquier duda o comentario, contacte al Departamento de Patología.

Página 1 de 1

Figura 11.10

11.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

- Toma de muestra, confección de frotis y fijación del material.
- Tinción de laminillas.
- Observación microscópica e identificación de la celularidad.
- Elaboración de un informe de diagnóstico.

11.5 FORMA EN QUE SERÁ EVALUADA LA ACTIVIDAD

1. Rúbrica para la toma de muestra.

PUNTUACIÓN	CRITERIOS

2. Lista de cotejo para la elaboración del informe de diagnóstico citológico.

CRITERIOS	SÍ	NO

11.6 BIBLIOGRAFÍA

1. Cowell RL, Tyler RD. Diagnostic cytology and hematology of the dog and cat. 5th Ed., Elsevier Inc., 2020.
2. Hodges J. Using cytology to increase small animal practice revenue. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2013;43(6):1385–408.
3. James H. Meinkoth and Rick L. Cowell. Sample collection and preparation in cytology: increasing diagnostic yield. *Vet Clin Small Anim* 32 (2002) 1187–1207
4. Leslie C. Sharkey and Maxey L. Wellman. Diagnostic Cytology in Veterinary Medicine: A Comparative and Evidence-Based Approach. *Clin Lab Med* 31 (2011) 1–19 doi:10.1016/j.cll.2010.10.005
5. Mark C. Johnson and Alexandra N. Myers: Cytology of skin neoplasms. *Vet Clin Small Anim* (2016). 2016 Elsevier Inc. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvsm.2016.07.006>
6. Raskin RE. Lymphoid system. In: Raskin RE, Meyer DJ, editors. *Atlas of canine and feline cytology*. Philadelphia: WB Saunders 2001; p. 93–119.
7. Sharkey LC, Dial SM, Matz ME. Maximizing the diagnostic value of cytology in small animal practice. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2007;37(2):351–72.

Práctica 12. Integración de un caso clínico patológico

Jaime Campuzano Granados

12.1 INTRODUCCIÓN

La exposición y discusión de casos clínicos, permite a los alumnos mejorar sus habilidades de razonamiento para establecer un diagnóstico anatomo-patológico de un problema de salud en individuos o poblaciones.

12.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Integrar una historia clínica a partir de casos clínicos que lleguen al departamento de patología o de casos clínico del archivo.
- Establecer un diagnóstico clínico presuntivo con base en la historia clínica.
- Establecer y reconocer las lesiones macroscópicas y microscópicas de las enfermedades relacionadas con el caso clínico a estudiar
- Explicar algunos modelos de patogenia de las enfermedades
- Conocer las técnicas complementarias que ayuden al establecimiento de un diagnóstico patológico
- Integrar la información obtenida desde la historia clínica, el estudio anatomopatológico y estudios complementarios para integrar el caso clínico.

12.3 ACTIVIDADES

- a) Participar en la elaboración de una historia clínica, en la cual debe incluir la reseña del paciente
- b) Participar en la necropsia de animales que lleguen para diagnóstico al Departamento de Patología.
- c) Reconocer las lesiones que presente el paciente en el estudio anatomopatológico

- d) Seleccionar, coleccionar y enviar en forma adecuada las muestras para los diferentes laboratorios para complementar la información para establecer un diagnóstico etiológico
- e) Adquirir la información bibliográfica necesaria para tener el marco teórico del caso clínico
- f) Con la información adquirida, integrar el caso clínico y elaborar una presentación para su exposición.

12.4 HABILIDADES Y DESTREZAS A ADQUIRIR

Desarrollar habilidades de autoaprendizaje

Aplicar métodos, técnicas y habilidades para resolver problemas diagnósticos

Desarrollar razonamiento clínico

Analizar y discutir casos clínicos

12.5 FORMA DE EVALUAR LA ACTIVIDAD

Interrogatorio sobre los conocimientos teóricos del caso clínico

Valorar la exposición y presentación del caso clínico.

12.6 BIBLIOGRAFÍA

1. TRIGO TF. Patología Sistémica Veterinaria. 6ª ed. Interamericana, México, D.F., 2017
2. ZACHARY FJ. Pathologic Basis of Veterinary Diseases. 7th ed. St. Louis (Missouri): Mosby, 2022.
3. JUBB KVF, KENNEDY PC, PALMER N. Pathology of Domestic Animals. 6th ed., Saunders Elsevier, PA USA. 2015.
4. MEUTEN DJ. Tumors in Domestic Animals. 5th ed. Iowa State Press, USA, 2020.

Anexo: Bioseguridad en Laboratorio de Necropsias

Itzel Yáñez Muñoz

1. INTRODUCCIÓN

El presente documento tiene como objetivo proporcionar los conocimientos básicos y establecer las medidas de bioseguridad, así como los procedimientos necesarios relacionados con el cumplimiento y la normalización aplicable dentro del laboratorio de necropsias, con la finalidad de proteger la salud tanto del estudiantado, como de los trabajadores en el del Departamento de Patología, de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

La seguridad biológica, también conocida como bioseguridad, es una parte importante de la investigación clínica y de laboratorio. actividades que proporcionan un enfoque estructurado para minimizar enfermedades infecciosas, químicas y riesgos físicos en entornos clínicos y de laboratorio mediante la implementación de estrategias para controlar y mitigar posibles riesgos.

La bioseguridad versa sobre trabajar en un ambiente seguro; motivo por el que es necesario seguirlas normas, reglamentos y directrices del laboratorio de necropsias. Cuando el entorno, el material y equipo funcionan correctamente, todo debería minimizar la probabilidad de accidentes.

Sin embargo, en el caso de un evento adverso, es necesario saber cómo proceder de la mejor manera y lo más rápido posible; si bien lo más frecuente en la sala de necropsias, son accidentes con punzocortantes, es también posible que existan derrames o exposición a agentes infecciosos. Es importante también que procedimiento seguir en caso de evacuación por sismo o incendio.

Por lo que es importante que se lleven a cabo las prácticas de diagnóstico, siguiendo las medidas de bioseguridad, lo cual reduce los riesgos a un nivel manejable.

2. OBJETIVOS

- Garantizar la seguridad de estudiantes y del personal que trabaja en el laboratorio de necropsias.
- Minimizar los riesgos de exposición a agentes biológicos.
- Mantener un ambiente de trabajo limpio y seguro.

3. MEDIDAS DE BIOSEGURIDAD

El cumplimiento de las siguientes medidas es fundamental para asegurar la bioseguridad en el laboratorio de necropsias:

3.1 Uso de Equipamiento de Protección Personal (EPP) y trabajo adecuado en la sala de necropsias

Se debe utilizar de manera obligatoria EPP, que incluya bata, guantes, mandil, mascarilla, y protección ocular en todo momento durante la realización de necropsias.

Es también importante que el material de corte se use con el cuidado pertinente, sostenido firmemente, y con el filo adecuado, de otra forma, si esto no sucede así se incrementa el riesgo de accidente, al forcejear tratando de cortar. Es también importante considerando que se trabaja en equipo, que se trabaje de manera coordinada, y cada quien este al pendiente de lo que los demás miembros del equipo están trabajando, sobre todo durante la incisión primaria y secundaria.

Es importante también considerar al resto de los equipos que están trabajando en la sala. Ya que si no se trabaja con cuidado, puede también haber accidentes con el material o instrumental, o la posición de los integrantes de los equipos cercanos. Así como considerar que el piso en muchas ocasiones puede estar mojado, por el trabajo mismo en la sala, lo cual lo puede poner resbaloso, y al trabajar con las botas de hule, es fácil que se puedan presentar accidentes.

3.2 Procedimientos de Limpieza y Desinfección

Es imprescindible limpiar todas las superficies de trabajo antes y después de cada procedimiento. Se deben seguir estrictamente los protocolos establecidos para la descontaminación de equipo y áreas de trabajo.

3.3 Manejo Adecuado de Desechos Biológicos

Es importante conocer el manejo adecuado de los residuos peligrosos del área. En la FMVZ UNAM, se cuenta con la Comisión Interna para el manejo adecuado de Residuos Peligrosos – CIMARPE-. Es importante que se considere el manejo adecuado de los residuos. Todo el material biológico se coloca en bolsas amarillas, las cuales se deben llenar al 75% de su capacidad. Y le corresponde al responsable del área el colocarlo en el refrigerador hasta su desecho. Este material se desecha en la bolsa bien cerrada, identificada con el tipo de residuo, lugar de procedencia, peso y se entrega en la fecha asignada al camión colector. El material punzocortante desechable se debe desecha en el recipiente indicado en la sala, que se encuentra en la tarja.

Los guantes de desecho, gasas o periódico manchado con sangre o restos de fluidos de los cadáveres, se debe desecha en las bolsas rojas.

El resto de los desechos que no se encuentre contaminado con restos biológicos, debe ir en la bolsa negra de desechos municipales.

4. PROTOCOLOS EN CASO DE EMERGENCIA

Ante cualquier incidente que ponga en riesgo la seguridad del personal, se deben seguir los protocolos de emergencia establecidos para minimizar los riesgos y garantizar una adecuada respuesta. De manera que se deben seguir las instrucciones del personal capacitado.

5. CONCLUSIONES

La implementación de medidas de bioseguridad en el laboratorio de necropsias es fundamental para proteger la salud de todo el personal que ahí labora, lo cual

permite mantener un ambiente de trabajo seguro. El cumplimiento de los procedimientos establecidos es responsabilidad de todo el personal.