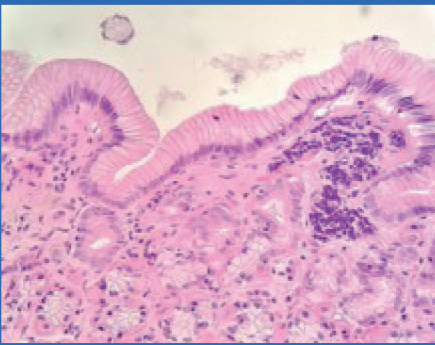
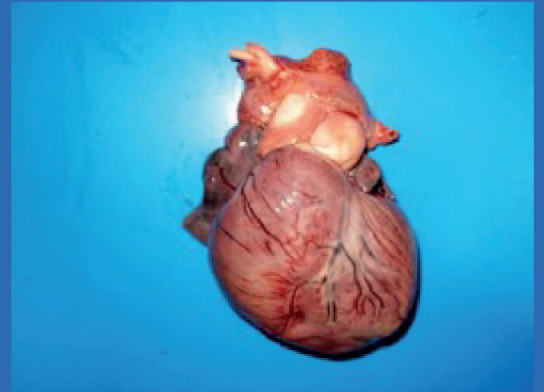


NECROPSIA EN CANINOS



CARMENZA JANNETH BENAVIDES MELO
JUAN MANUEL ASTAIZA MARTÍNEZ
ÁNGELA VIVIANA ARTEAGA CADENA
HERNÁN DARÍO CISNEROS LÓPEZ
CARLOS ALBERTO MONTEZUMA MISNAZA



Editorial
Universidad de Nariño



Editorial
Universidad de **Nariño**

NECROPSIA EN CANINOS

NECROPSIA EN CANINOS

**Carmenza Janneth Benavides Melo
Juan Manuel Astaiza Martínez
Ángela Viviana Arteaga Cadena
Hernán Darío Cisneros López
Carlos Alberto Montezuma Misnaza**



Editorial
Universidad de **Nariño**

Benavides Melo, Carmenza Janneth
Necropsia en Caninos / Carmenza Janneth Benavides Melo ... [et al.]. --1ª ed.-- San Juan de Pasto
Editorial Universidad de Nariño, 2021
230 p. : il. col., tablas

Incluye referencias bibliográficas
ISBN: 978-628-7509-11-5 Digital

1. Necropsia canina--Guías 2. Autopsia veterinaria 3. Necropsia veterinaria 4. Caninos--Examen post mortem 5. Patología veterinaria 6. Necropsia en perros I. Astaiza Martínez, Juan Manuel II. Arteaga Cadena, Ángela Viviana III. Cisneros López, Hernán Darío IV. Montezuma Misnaza, Carlos Alberto

636.0896079 N368 – SCDD-Ed. 22 Biblioteca Alberto Quijano Guerrero

Necropsia en Caninos

- © Benavides Melo, Carmenza Janneth
- © Astaiza Martínez, Juan Manuel
- © Arteaga Cadena, Ángela Viviana
- © Cisneros López, Hernán Darío
- © Montezuma Misnaza, Carlos Alberto
- © Editorial Universidad de Nariño

ISBN: 978-628-7509-11-5 Digital

Primera Edición

Diseño y Diagramación: Alejandra Villanueva

Fecha de Publicación: Septiembre de 2021
San Juan de Pasto, Nariño, Colombia

Prohibida la reproducción total o parcial, por cualquier medio o cualquier propósito, sin la autorización escrita de sus autores o de la Editorial Universidad de Nariño.

DEDICATORIA

A nuestras familias y a los estudiantes que ya cursaron y cursarán la asignatura de patología.

EPÍGRAFE

**"La ciencia es más que un simple conjunto de
conocimientos, es una manera de pensar"**
Carl Sagan

AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan sus agradecimientos de manera especial al **Dr. Carlos Alberto Chaves Velásquez** y a los profesionales que con sus aportes contribuyeron a la elaboración del presente libro.

Dra. Ana Acosta Jurado

Dr. Gustavo Gonzales Paya

Dr. Alejandro Moncayo Sarasty

Dra. Karina M. Hernández Beltrán

Dr. Pedro Vargas Pinto

Dra. Carmen Manrique López

Dr. Erney Obando Rojas

Dra. Karolina Ramos

CONTENIDO

Capítulo 1. NECROPSIA	14
Definición	15
Objetivos de la necropsia	15
Protocolo para la necropsia	15
Consideraciones generales	16
Consideraciones sanitarias	18
Instalaciones	20
Instrumental y equipo	22
Limpieza y desinfección	25
Capítulo 2. EUTANASIA	27
Definición	28
Principios para el sacrificio de los animales	28
Clasificación de los agentes eutanásicos según su mecanismo de acción	29
Hipoxia directa e indirecta	29
Depresión directa de las neuronas vitales	30
Daño físico o concusión del tejido cerebral	30
Clasificación de los agentes eutanásicos por sus características de administración	31
Físicos	31
Químicos	31
Capítulo 3. DESCRIPCIÓN DE LAS LESIONES	34
Capítulo 4. CAMBIOS TISULARES	39
Variaciones por especie de las estructuras anatómicas	40
Cambios fisiológicos	41
Cambios seniles	42
Cambios agonales	43
Cambios post mortem	44
Factores que influyen sobre la presentación de los cambios post mortem	44
Cambios post mortem reconocidos en un cadáver	46
Cambios post mortem en los diferentes órganos	50

Capítulo 5. CONSIDERACIONES PARA LAS MUESTRAS	56
Selección de muestras	57
Recolección de muestras	58
Histopatología	58
Citología	63
Bacteriología	64
Parasitología	65
Virología	66
Micosis	66
Serología y Hematología	67
Uroanálisis	67
Vacuna	68
Toxicología	68
Envío de muestras	70
Capítulo 6. FORMATO DE NECROPSIA	74
Capítulo 7. TECNICA DE NECROPSIA	79
Consideraciones de procedimiento	80
Inspección externa	80
Incisión primaria	84
Incisión secundaria	87
Extracción de vísceras e inspección por sistemas	91
Sistema respiratorio	91
Sistema cardiovascular	95
Sistema linforetico	101
Sistema digestivo	104
Sistema genitourinario	114
Sistema musculoesquelético	118
Sistema nervioso	120
Órganos de los sentidos	127
Glándulas endocrinas	134
Fetos y Neonatos	135
Capítulo 8. NECROPSIA ESTÉTICA	138
Preliminares	139
Procedimiento de necropsia	139
El post examen	142

Capítulo 9. REPORTE DE CASOS	145
Hidronefrosis secundaria a Leiomioma Vaginal	146
Hemangiosarcoma multicéntrico	153
Megaesófago asociado a persistencia de anillo vascular	163
Pancreatitis Necrotizante Aguda	169
Pericarditis fibrinopurulenta	182
Gastritis Hemorrágica	192
Enfermedad valvular degenerativa	200
Trauma craneoencefálico	218

INTRODUCCIÓN

La necropsia es un procedimiento técnico y científico de disección anatómica sistémica, que permite integrar diagnósticos morfológicos e investigar las causas de la muerte, a través del conocimiento de los órganos que conforman un animal, determinando lesiones macroscópicas.

La posibilidad de disponer de un protocolo completo y claro, permitirá al veterinario realizar una necropsia sistemática, completa y rápida, para realizar una aproximación a la causa de la muerte. Una necropsia realizada con habilidad, capacidad de observación, unida a una interpretación inteligente de los hallazgos post mortem, además de la aplicación del sentido común, dará un alto grado de eficiencia a quien utilice esta herramienta.

De ahí la importancia de perfeccionar la técnica para la inspección externa, incisión primaria e incisión secundaria en las diferentes especies de animales domésticos, además de seleccionar, coleccionar, conservar y enviar muestras para estudios de laboratorio de bacteriología, virología, parasitología, análisis clínicos y toxicología, entre otros, a partir de un caso de necropsia en estudio.

El presente texto pretende ser una ayuda a los estudiantes de los programas de medicina veterinaria y medicina veterinaria y zootecnia en el aprendizaje y perfeccionamiento de la necropsia en caninos y ser un texto de referencia para los profesionales interesados en esta área del conocimiento.

Capítulo 1.

NECROPSIA

DEFINICIÓN

Etimológicamente, necropsia proviene del griego **necros** que significa muerto y **ops** que significa ver, por lo tanto, el término se refiere a “ver lo muerto”, es decir el estudio realizado a un cadáver con la finalidad de investigar y determinar las causas de su muerte.

Para llegar a esto, la necropsia se constituye en un examen, tanto externo como interno, de un organismo animal, apoyado en la abertura de las cavidades y la inspección de los diferentes órganos.

Es importante tener en cuenta que en cada necropsia se debe establecer las relaciones estructurales y funcionales relevantes de los cambios encontrados, de manera que no se constituya en un proceso que se lleva a cabo simplemente para exponer lesiones y tomar muestras.

OBJETIVOS DE LA NECROPSIA

- Determinar las causas de la muerte o enfermedad de un animal.
- Identificar posibles anomalías congénitas.
- Establecer el diagnóstico morfológico y etiológico de la enfermedad.
- Valorar los resultados del tratamiento médico, que permitan confirmar o rechazar el diagnóstico.
- Brindar información al clínico, para la toma de las medidas sanitarias o de salud pública.
- Generar los análisis estadísticos y epidemiológicos.

PROTOCOLO PARA LA NECROPSIA

Existen diferentes técnicas para hacer una necropsia, muchas referenciadas en textos, artículos, POE (Procedimiento Operativo Estandarizado por Laboratorios de diagnóstico), notas técnicas, entre otros.

Algunas hacen énfasis en un abordaje por sistemas y otras en un abordaje topográfico, cada una con sus ventajas y desventajas, aunque todas ellas comparten los siguientes criterios:

- **Necropsia sistemática:** se refiere a la elección de un procedimiento específico para un determinado sistema anatómico, el cual tenga prioridad en cada caso, luego aplicarlo a los demás.
- **Necropsia ordenada:** es necesario seguir un orden definido en su realización.
- **Necropsia completa:** tener cuidado de no dejar partes u órganos del animal sin examinar. Probablemente suceda con cierta frecuencia un procedimiento inadecuado sobre dicha sección, lo cual conlleva a una "necropsia parcial".

En términos generales, la búsqueda de lesiones de manera planeada puede interferir en la valoración de los resultados de una necropsia, ya que el examinador se precipita en su ejecución, extrayendo inicialmente los órganos que supuestamente están afectados, desechando el resto.

Para llegar a un diagnóstico definitivo es necesario, además de realizar la necropsia, tomar muestras para exámenes histopatológicos, virológicos, toxicológicos, microbiológicos, parasitológicos, entre otros, los cuales deben obtenerse correctamente.

CONSIDERACIONES GENERALES

Cuando se realiza una necropsia, el profesional debe tener en cuenta que:

- La necropsia es un procedimiento que implica un alto peligro de contaminación del ambiente (agua, locales, alimentos, praderas), de otros animales y del hombre.
- Es importante que la persona encargada de realizar una necropsia, en cualquier especie animal, posea un conocimiento previo sobre anatomía, histología, fisiología, semiología, patología y otras áreas que le permitan la identificación de los cambios post mortem que eventualmente se produzcan, para

llevar a cabo una adecuada exploración del animal y como consecuencia, un diagnóstico apropiado.

- El procedimiento encierra siempre un peligro potencial para el patólogo y para sus asistentes, razón por la cual es necesario conservar reglas de limpieza e higiene y precauciones para evitar accidentes y contaminaciones.
- Se deberá tener en cuenta que existe la posibilidad de manipular material de riesgo para la salud propia o de quienes rodean al profesional, por lo cual, el riesgo de adquirir una zoonosis no puede ser desestimada.
- Estas medidas deben incluir todos los eventos, desde la elección del lugar donde se va a trabajar (campo), hasta la forma cómo se desecharán los cadáveres.
- Es indispensable revisar todo el equipo necesario, antes de iniciar el trabajo.
- El número de personas que van a desarrollar el procedimiento debe ser reducido, con el fin de evitar posibles accidentes y contaminaciones.
- Es fundamental tener en cuenta que en una sala de necropsia no se debe fumar ni comer.
- Lavarse cuidadosamente las manos antes y después de cada procedimiento, abstenerse de tocar con las manos enguantadas alguna parte de su cuerpo y de manipular objetos diferentes a los requeridos durante el procedimiento, son premisas que se deben observar.
- Para evitar accidentes de alto riesgo, se debe abstener de doblar o partir manualmente la hoja de bisturí, cuchillas, agujas o cualquier otro material cortopunzante.
- La ropa contaminada con sangre, líquidos corporales u otro material orgánico deben ser enviados a la lavandería en bolsa plástica roja.
- Es importante tener siempre a mano un botiquín de primeros auxilios.

Procedimiento inmediato en caso de accidente. Los procedimientos que se deben llevar a cabo en caso de los accidentes más frecuentes se describen a continuación:

- **En exposición de piel y mucosas:** Lavar con abundante agua. Si es en piel, utilizar jabón. No frotar con esponja. Si es en conjuntiva, usar suero fisiológico.
- **En pinchazo o herida:** Promover el libre sangrado. Luego lavar con agua y jabón yodado.
- **Exposición en la boca:** Escupir y enjuagar con agua.

La aplicación de un buen protocolo tiene por objeto controlar, en lo posible, la severidad de la lesión y prevenir sus efectos, mediante técnicas sencillas que pretenden disminuir la cantidad de microorganismos presentes en la parte del cuerpo afectada o disminuir su replicación.

CONSIDERACIONES SANITARIAS

Ante todo, se debe seguir un protocolo de normas de bioseguridad, bien estructurado, para salud del personal y del ambiente en particular. Entre los aspectos más importantes a tener en cuenta está la exigencia de las vacunas contra la rabia y el tétanos, debido a la exposición que se puede tener cuando se trabaja con animales sospechosos.

Los principios de bioseguridad a considerar son:

- **Universalidad:** asumir que todo paciente está infectado y que sus fluidos, al igual que todos los objetos que se han utilizado en su atención, son potencialmente infectantes.
- **Colocación de barreras protectoras:** un medio eficaz, para evitar o disminuir el riesgo de contacto con fluidos o materiales potencialmente infectados, consiste en colocar una "barrera" física, mecánica o química entre personas o entre personas y objetos. Estas pueden ser:
 - **Las barreras primarias** corresponden al equipo de seguridad del laboratorio: overoles, botas, guantes, máscaras u otros protectores faciales y los lentes de seguridad.
 - **Las barreras secundarias** tienen que ver con el diseño y la adecuada ubica-

ción de los sitios especializados, así como la disponibilidad del material y del equipo requerido; contribuyen a la protección del personal, del ambiente y de la comunidad externa.

- **Manejo de residuos:** Los residuos generados durante el procedimiento de necropsia deben eliminarse acorde con la siguiente clasificación:
 - **Residuos no peligrosos:** son aquellos que no presentan riesgo para la salud humana y/o el medio ambiente.
 - **Residuos peligrosos:** aquellos que tienen alguna de las siguientes características: infecciosos, combustibles, inflamables, explosivos, reactivos, radiactivos, volátiles, corrosivos y/o tóxicos, que pueden causar daño a la salud humana y/o al medio ambiente. Así mismo, se consideran peligrosos los envases, empaques y embalajes que hayan estado en contacto con este tipo de residuos.
 - **Residuos infecciosos o de riesgo biológico:** aquellos que contienen microorganismos tales como bacterias, parásitos, virus, hongos, virus oncogénicos y recombinantes, incluyendo sus toxinas, con el suficiente grado de virulencia y concentración que pueden producir una enfermedad infecciosa en huéspedes susceptibles. Cualquier residuo hospitalario y similar que haya estado en contacto con residuos infecciosos o genere dudas en su clasificación, por posible exposición con residuos infecciosos, debe ser tratado como tal.

Los residuos infecciosos o de riesgo biológico se simbolizan con el logotipo que se muestra en la Figura 1 y se clasifican en:

- ✓ **Biosanitarios:** aquellos elementos o instrumentos utilizados durante la ejecución de los procedimientos asistenciales que tienen contacto con materia orgánica, sangre o fluidos corporales del paciente, tales como: gasas, apósitos, aplicadores, algodones, drenes, vendajes, mechas, guantes, bolsas para transfusiones sanguíneas, catéteres, sondas, material de laboratorio como tubos capilares, de ensayo, láminas portaobjetos y laminillas cubreobjetos, sistemas cerrados y sellados de drenajes y ropas desechables o cualquier otro elemento desechable que la tecnología médica introduzca para los fines previstos en el presente numeral.

- ✓ **Anatomopatológicos:** los desechos provenientes de cadáveres, fluidos y tejidos sin importar la especie, muestras para análisis, incluyendo biopsias, tejidos orgánicos amputados, partes y fluidos corporales, que se remueven durante cirugías, necropsias u otros.
- ✓ **Cortopunzantes:** aquellos que por sus características punzantes o cortantes pueden originar un accidente percutáneo infeccioso. Dentro de éstos se encuentran: limas, lancetas, cuchillas, agujas, restos de ampolletas, pipetas, láminas de bisturí o vidrio y cualquier otro elemento que por sus características cortopunzantes pueda lesionar y ocasionar un accidente infeccioso.



Figura 1. Señalización de Riesgo biológico

INSTALACIONES

Debido a que la especie canina es de fácil manejo, se facilita la elección del lugar y su transporte, sobre todo si se necesita improvisar el sitio de la necropsia, disponiendo de una buena higiene, ventilación y fuentes de luz. Este procedimiento es mejor realizarlo en instalaciones especializadas, ya que puede ser frecuente que en algunos lugares o en algunas situaciones se realice en el campo.

Las instalaciones deben ser adecuadas para prevenir el riesgo de infecciones, para lo cual se recomienda usar paredes lisas recubiertas con pintura plástica y disponer de angeos contra insectos; también se debe contar con tres lavabos separados a una distancia considerable, uno para lavar las manos, otro para lavar los guantes y, finalmente, otro para lavar las mesas.

Las mesas deben estar construidas, preferiblemente, en acero inoxidable o granito pulido, y disponer de llaves de agua y drenaje amplio, que permitan su fácil utilización (Figura 2)



Figura 2. Mesa en granito pulido

Las instalaciones deben contar con abastecimiento de agua fría y caliente y como sugerencia toallas de papel para el secado de manos e instrumental; además, es de suma importancia contar con un refrigerador con estantes de acero inoxidable, donde se almacenen los cuerpos u órganos (Figura 3).



Figura 3. Refrigerador para material biológico

La práctica de necropsia debe realizarse lo más pronto posible después de la muerte, con el fin de evitar los cambios post mortem del cuerpo; en caso contrario los animales pueden ser conservados en cámara fría obteniendo buenos resultados hasta después de una semana. Sin embargo, se debe tener en cuenta que, aunque el cadáver sea conservado en frío, la descomposición se hace lenta pero no se detiene, y algunos tejidos como el nervioso y el linfático se alteran para el análisis histopatológico.

Por otra parte, es indispensable contar con recipientes (canecas) con sus bolsas de color respectivo debidamente etiquetados y rotulados para la disposición de los residuos que se pudieran generar durante el procedimiento, además de guardianes para desechar elementos cortopunzantes. Los residuos anatómopatológicos, cortopunzantes, biosanitarios y animales deberán ser empacados en bolsas rojas, adicionando materiales que permitan su desactivación y tratamiento posterior (incineración), evitando rotundamente el uso de materiales que contengan PVC o partículas de cloro (Figura 4).



Figura 4. Recipientes identificados por color para la eliminación de residuos material biológico

De igual manera, se debe minimizar la cantidad de fluidos provenientes del cadáver que lleguen al sistema de aguas, tratando de recolectar lo que más se pueda en bolsas rojas. El sitio debe contar con rejillas y trampas de grasa.

Finalmente, el lugar donde se realiza la necropsia debe ser de acceso restringido, ya que puede generar contaminación en el ambiente, los animales y el ser humano. Adicionalmente, se requiere disponer de un pediluvio con desinfectante, sólo para la inmersión de las botas del personal y así evitar la diseminación del riesgo biológico al medio ambiente.

INSTRUMENTAL Y EQUIPO

La premisa a tener en cuenta en este tipo de procedimientos indica que todo el instrumental para uso en una necropsia será única y exclusivamente para este fin.

Existe una gran variedad de instrumentos específicos para realizar una necropsia, pero basta con tener un cuchillo y una piedra de afilar; aunque lo ideal para

realizar el procedimiento es contar con:

- Pinzas con y sin dientes de ratón, para tomar muestras de histopatología y bacteriología.
- Sierra o segueta, para extraer el encéfalo del cráneo de las diferentes especies animales.
- Hacha, para cortar las costillas y otros huesos, en grandes especies, además del encéfalo, en el caso de no disponer de una sierra.
- Costótomo para cortar las costillas.
- Bisturí, para la inspección de órganos en pequeñas especies y para la toma de muestras de histopatología.
- Cincel, para ayudar a extraer el cerebro y la médula espinal.
- Espátula, para sellar con calor superficies de órganos, de los cuáles se tomará muestras para bacteriología.
- Tijeras, para la disección de huesos de pollo y de otras especies pequeñas.
- Un estilete puede ser de utilidad para seguir el curso de conductos y vasos sanguíneos (Figura 5).



Figura 5. Instrumental para necropsia. 1 lima, 2 sierra, 3 tijeras, 4 pinza, 5 bisturí, 6 cuchillo, 7 costótomo.

Todo el instrumental utilizado se debe desinfectar adecuadamente antes de ser guardado.

Los instrumentos ideales para la toma de muestras (Figura 6) dependen del procedimiento que se requiera, y para el caso de evaluaciones bacteriológicas deben estar estériles:

- Frascos con formalina al 10%.
- Vacutainer con y sin anticoagulante.
- Frascos estériles con tapa de rosca.
- Mechero de alcohol o de gas.
- Hisopos estériles.
- Jeringas hipodérmicas.
- Cajas de Petri.



Figura 6. Instrumental para toma de muestras

El vestuario adecuado para una necropsia debe contribuir para la seguridad de quien lo porta, este incluye: botas y mandil de hule, overol, guantes, tapabocas para riesgo biológico y protector ocular o facial; estos implementos deben ser debidamente esterilizados al finalizar el procedimiento. La ropa de protección usada deberá ser guardada en una bolsa de nylon, con desinfectante, para posteriormente ser esterilizada y lavada en el lugar más indicado.

LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN

La suciedad es un substrato ideal en donde pueden crecer los microorganismos y la limpieza clásica consigue, por si misma, un 80 o 90% de eliminación de microorganismos que se encuentran en esta.

Aunque se recomienda el uso de desinfectantes para limpiar el lugar de la necropsia, no se debe abusar de ellos, puesto que algunos son tóxicos y pueden ser ingeridos accidentalmente por otros animales, además pueden generar alteraciones en la ecología del suelo, provocando problemas medio ambientales en la zona.

Se debe tener presente que ningún desinfectante es efectivo con la presencia de materia orgánica, por ello el primer paso consiste en lavar el sitio de la necropsia con agua caliente y jabón.

Para el caso del instrumental, la desinfección se hace utilizando calor seco o calor húmedo.

También se puede considerar otra clase de desinfectantes, como los químicos, que destruyen gérmenes presentes en el área donde se realiza el procedimiento; entre estos están:

- Agentes tensoactivos (detergentes).
- Alcoholes aldehídos (formaldehído).
- Agentes oxidantes (peróxido de hidrogeno).
- Derivados de alquitrán.
- Metales pesados y sus derivados (Hg, Br).
- Compuestos de azufre.
- Colorantes azoicos.
- Ácidos y álcalis (ácido carbónico y ácido sulfúrico).
- Halógenos (cloro, yodo).

Capítulo 2.

LA EUTANASIA

La eutanasia tiene por finalidad evitar sufrimientos insoportables o la prolongación artificial de la vida a un enfermo. Para que la eutanasia sea considerada como tal, el enfermo debe padecer una enfermedad terminal o incurable y además, el personal veterinario debe contar expresamente con el consentimiento del propietario.

DEFINICIÓN

La palabra eutanasia deriva del griego: ευ eu ("bueno") y θάνατος thanatos ("muerte"), es decir, muerte buena.

Según la comisión de ética de AVEPA (Asociación de Veterinarios Españoles Especialistas Pequeños Animales) se entiende por eutanasia como "El acto clínico efectuado por personal especializado consistente en provocar la muerte del animal de la mejor forma posible, es decir, sin dolor ni angustia en aras de evitarle un sufrimiento grande que de forma segura le espera si se alarga su vida."

PRINCIPIOS PARA EL SACRIFICIO DE ANIMALES

El procedimiento de elección para el sacrificio de los animales debe estar acorde a la legislación, garantizando en todo momento una muerte digna, para lo cual se deben cumplir los siguientes criterios:

- No causar dolor ni angustia, ni poner en peligro al operador.
- El proceso es irreversible.
- Debe ser confiable.
- Debe ser rápido en su acción (Inconsciencia).
- Minimizar las alteraciones en los tejidos.
- Debe ser seguro y sencillo de aplicar.
- Su costo no debe ser excesivo.

La eutanasia es un procedimiento intencional, que garantiza la pérdida de la consciencia, para lo cual se utilizan métodos que actúan sobre la corteza cerebral inhibiendo la percepción de dolor, llevando a una muerte rápida y casi instantánea. Se sugiere, en el caso de caninos que adolecen de alguna patología crónica causante de una calidad de vida inaceptable.

Para realizar el procedimiento de eutanasia se debe tener en cuenta diferentes variables como: la especie o raza del animal, si es salvaje o doméstico, si presenta dolor previo, y el grado de excitación, además de las formas de control o manipulación, cantidad del personal, número de animales a sacrificar, factores económicos y propósitos por los que se sacrifican.

Es natural que el animal responda con comportamientos de defensa e intentos de huida, agresión o inmovilidad al momento de aplicarles la eutanasia.

CLASIFICACIÓN DE LOS AGENTES EUTANÁSICOS SEGÚN SU MECANISMO DE ACCIÓN

Hipoxia directa e indirecta

Este método de eutanasia se realiza mediante agentes que producen hipoxemia, llevando a la inconsciencia rápidamente, pero la actividad muscular es más lenta. Los métodos más utilizados son:

- ***Cianuro de hidrogeno (gas)***: produce hipoxia porque inhibe la enzima citocromo oxidasa C, de la cadena respiratoria; es citotóxico y produce inconsciencia rápidamente, aunque la actividad muscular persiste después de ella.
- ***Descompresión rápida***: produce inconsciencia rápidamente, porque reduce la presión parcial de oxígeno y genera hipoxia, aunque la actividad persiste aún en la inconsciencia del animal.
- ***Inhalación de nitrógeno***: produce hipoxia e hipercapnia, porque reduce la presión parcial de oxígeno, ocasionando inconsciencia rápidamente, pero la actividad muscular persiste.
- ***Monóxido de carbono***: se combina con la hemoglobina de los glóbulos rojos

impidiendo su unión con el oxígeno, produciendo hipoxia.

Depresión directa de las neuronas vitales

En este grupo se considera la mayoría de gases anestésicos que producen depresión directa de la corteza cerebral generando hipoxia, conllevando a la inconsciencia; la ventaja es que no se produce ansiedad, dolor o actividad motora y la respiración cesa por depresión. Entre estos se cuentan:

- **Éter, cloroformo y halotano:** actúan sobre las estructuras subcorticales vitales y producen depresión de los centros vitales. Puede presentarse movimiento involuntario después de la inconsciencia.
- **Dióxido de carbono:** deprime directamente la corteza cerebral, los centros vitales y el miocardio, produciendo hipoxia. La inconsciencia ocurre primero y generalmente no hay actividad muscular.
- **Derivados del ácido barbitúrico:** deprimen directamente la corteza cerebral y los centros vitales, deprimiendo la respiración y produciendo hipoxia; producen una inconsciencia rápida y puede presentarse una leve ansiedad o excitación. Se administran por vía intravenosa o intracardiaca.

Daño físico o concusión del tejido cerebral

Estos métodos de sacrificio quedan restringidos a aquellos casos que no requieran la evaluación o procesamiento del encéfalo.

- **Electrocución a través del cerebro:** produce depresión directa del cerebro y de los centros vitales al mismo tiempo, provocando hipoxia y contracciones musculares violentas.
- **Bala de rifle o pistola de émbolo oculto:** produce hipoxia por concusión y lesión directa del tejido cerebral, llevando a la inconsciencia instantánea (puede haber actividad motora después de la inconsciencia).
- **Irradiación con microondas (ultrasonido):** inactiva directamente las enzimas cerebrales y causa muerte por hipoxia (sólo se usa en animales de laboratorio).

CLASIFICACIÓN DE LOS AGENTES EUTANÁSICOS POR SUS CARACTERÍSTICAS DE ADMINISTRACIÓN

Físicos

Estos, a su vez, se subdividen en mecánicos y eléctricos:

- **Mecánicos:** se pueden utilizar instrumentos como la pistola o fusil con bala, pistola de embolo oculto o pistola de embolo cautivo y también se puede realizar mediante la dislocación de la nuca.
- **Eléctricos:** se realiza pasando una cantidad determinada de corriente eléctrica a través del cerebro, utilizando electrodos situados a cada lado de la cabeza. Es totalmente INCORRECTO pasar la corriente por medio de un cable y dos pinzas conectadas, una en el labio y otra en el ano del animal, procedimiento que debe ser prohibido y cambiado por métodos humanitarios.

Químicos

Se utilizan medicamentos como los barbitúricos, solos o en mezcla con hidrato de cloral, sulfato de magnesio; también se usa anestésico inhalado, como es el

Un agente eutanásico ideal debe contener características importantes a resaltar, como:

No ser causante de contaminación ambiental, animal y humana.

No causar cambios tisulares, que alteren el resultado de la necropsia.

No ser fármacos de los que pueda abusar indiscriminadamente el hombre.

Estar bajo un estricto control médico.

Para la especie canina se utiliza principalmente medicamentos como los barbitúricos (Figura 7) e hidrato de cloral, junto con un tranquilizante o un anestésico inhalado. No se recomienda el uso de dióxido de carbono, pistola de bala, dislocación de nuca o monóxido de carbono.



Figura 7. Barbitúrico usado para eutanasia en caninos

Capítulo 3. DESCRIPCIÓN DE LESIONES

Describir las lesiones consiste en caracterizar morfológicamente los hallazgos observados en una necropsia, durante la revisión de vísceras de rastro o al analizar una biopsia, para luego lograr una interpretación correcta de los cambios detectados durante la inspección.

Lo "normal" no es un estado o condición, sino la combinación de color, forma y consistencia que son particulares para cada especie, edad, sexo y estructura.

En términos generales, la presencia de lesiones depende de diferentes aspectos, tanto del agente lesivo respecto al tipo (químico, droga, agentes infecciosos o físicos), intensidad y duración de la exposición, como también aspectos de la célula afectada, referentes al estado nutricional (desequilibrios), tipo de célula (reacciones inmunológicas) y genética (trastornos). Las células contienen una homeostasia, que, al ser alterada por cualquier estímulo, si éste sobrepasa su capacidad adaptativa llevarán a la lesión del tejido.

El personal que está a cargo de la necropsia tiene como función describir las lesiones para llegar a un diagnóstico morfológico dependiendo de los hallazgos encontrados en la inspección interna y externa del animal, para lo cual requiere conocimiento previos de topografía y anatomía general y comparada, para poder describir los órganos o tejidos desde características como el tono, la forma y consistencia, relacionando los hallazgos con la especie, la edad y el sexo para poder diferenciar si las lesiones observadas son ante o post mortem.

Además, reconocer los cambios post mortem, influenciados por el tiempo, el método de eutanasia, el tipo de enfermedad, entre otros, que deberán ser mencionados para complementar la interpretación de los hallazgos y son importantes para llegar al diagnóstico morfológico correcto.

Algunos criterios a seguir a la hora de describir lesiones, para tener en cuenta, son:

- Describir usando la terminología adecuada.
- Empezar siempre con la apariencia externa del órgano y posteriormente seguir con los hallazgos observados en zonas determinadas del mismo.
- Cuando no exista lesión se hace la anotación de que no hay cambios patológicos en el órgano.

Al incluir un esquema, en donde se describa las lesiones, éste deberá tener las siguientes especificaciones:

- **Localización.** Haciendo uso de la nomenclatura anatómica, se hace una breve localización de las lesiones observadas.
- **Relación.** Se describe cambios encontrados en relación con otros órganos in situ, o bien entre una lesión y las estructuras anatómicas de su contorno.
- **Cantidad y extensión.** Número de lesiones asociadas encontradas en los órganos, se hace uso de estimaciones como: docenas, cientos, miles; no es recomendable el uso de expresiones como: "muchas" o "pocas". La extensión de una lesión puede expresarse en porcentaje respecto al tamaño del órgano.
- **Tamaño y Peso.** Se pueden utilizar unidades conocidas del sistema métrico (mm, cm, m), de peso (mg, g, kg), volumen (ml, cc, etc.); también se deben describir las características morfológicas del órgano (cambio de tamaño). Ejemplo: el aspecto y estado de los bordes de un órgano.
- **Forma.** Terminología de figuras geométricas (estrellado, triangular, ovalado, etc.), también se hace uso de palabras como: nodular, tortuosa, irregular, mapiforme, circunscritas, crateriforme.
- **Color.** Se pueden utilizar todos los colores comunes: rojo, amarillo, negro, o también utilizar combinación de colores, por ejemplo: rojo-negruzco, verde-amarillento. También se tiene en cuenta la tonalidad y transparencia de fluidos como: claro, oscuro, pálido, intenso, brillante, transparente, turbio.

En lo posible, no utilizar aspectos que denoten interpretaciones, por ejemplo: anémico, icterico, cianótico.

- **Consistencia.** Para esto se utilizan términos como: acuoso, seroso, mucoso, espeso, duro, firme, blando, friable, esponjoso, elástico, pegajoso, arenoso, gelatinoso, granular, viscoso, crepitante.
- **Olor.** Uso de palabras para describir el carácter: cetona, ácido, fétido, dulzón, medicamentoso.
- **Superficie de corte.** Al hacer cortes del parénquima de cualquier órgano, se

hace una descripción utilizando términos como: liso, irregular, ulcerado, deprimido, elevado, erosionado, conjuntamente con el color, consistencia y salida de líquidos, si los hay.

- **Contenido de cavidades y órganos tubulares.** Primero se describen las características del contenido: localización, cantidad (ml, L), composición, consistencia, color, olor, si coagula al contacto con aire, si tiene burbujas (y el tamaño de las mismas), si tiene material en suspensión, si hay parásitos y luego se describen las características de la mucosa de órganos tubulares y el endotelio en el caso de los vasos sanguíneos.

Capítulo 4. CAMBIOS TISULARES

Los cambios en la apariencia de la estructura de los órganos y tejidos pueden dificultar el reconocimiento de las lesiones, algunos son considerados hallazgos incidentales. Estos cambios pueden clasificarse en cinco principales grupos, de la siguiente manera:

- La variación anatómica normal
- Cambios fisiológicos
- Cambios seniles
- Cambios agonales
- Cambios post mortem.

Los resultados de uno o más de estos cambios son a menudo difíciles de interpretar y es necesario correlacionarlos con otros cambios en el tejido y/o lesiones que pueden estar presentes.

VARIACIONES POR ESPECIE DE LAS ESTRUCTURAS ANATÓMICAS NORMALES

No se puede suponer que la apariencia de los órganos, en una especie, es similar para la mayoría de las especies del mismo género. Las variaciones incluso se producen dentro de un mismo género animal. Por ejemplo:

- La papila duodenal aparece como nódulo en la mucosa del duodeno proximal y está presente en la mayoría de las especies, estos son los sitios donde el conducto biliar y los conductos pancreáticos se abren en el duodeno; en el perro la apertura del conducto biliar se encuentra aproximadamente a 3–8 cm del píloro, mientras que las ubicaciones de las aberturas del conducto pancreático son variables, el conducto pancreático principal es más pequeño y a veces está ausente, pero cuando está presente se abre cerca del conducto biliar en el conducto principal. La mayoría de los perros tienen conductos excretores pancreáticos exocritos principales y accesorios, mientras que los gatos tienen un solo conducto pancreático mayor. En el gato, el conducto hepático se fusiona con el conducto pancreático principal antes de ingresar al duodeno.

- Melanosis de órganos, consiste en la pigmentación gris o negra de las meninges, cerebro, parénquima, riñón, glándulas suprarrenales, útero, pulmones, esófago, cavidad oral, gástrica y mucosa intestinal, al igual que la íntima de los grandes vasos del corazón en algunas especies, siendo un hallazgo frecuente en ovinos.
- Hueso del pene, en un hueso en el cuerpo cavernoso del pene del perro.
- Ausencia de la vesícula seminal y glándulas bulbo-uretrales en los perros.
- Presencia de placas blanquecinas en la mucosa esofágica de animales que no han comido durante algún tiempo.
- La conversión de la médula roja en una masa gelatinosa, visto en animales desnutridos.

CAMBIOS FISIOLÓGICOS

Las funciones normales del cuerpo del animal por lo general conducen a algunas alteraciones en el aspecto macroscópico de órganos y tejidos, que puede verse afectado por una serie de factores relacionados con el estado de la nutrición, la influencia endocrina, el estado circulatorio y la etapa de producción. Por ejemplo:

- Hiperemia fisiológica post-prandial de la mucosa del estómago: se manifiesta como enrojecimiento de la mucosa del estómago, en la mayoría de las especies.
- Vesícula biliar distendida en la mayoría de las especies que no han comido recientemente. La vesícula contiene bilis acuosa pigmentada.
- Palidez del hígado en animales gestantes y lactantes.
- Cambios en el aspecto, la textura y el contenido de la mucosa uterina como parte de la actividad cíclica normal del útero después de la gestación y del parto, donde se puede observar un contenido uterino de aspecto viscoso, color rosa y sin olor ofensivo en las primeras horas postparto.

- Atrofia de la próstata en los machos después de la castración: se puede observar la próstata con gran reducción de tamaño y con cápsula de tejido conectivo arrugada.
- La congestión vascular y la hiperemia del tracto gastrointestinal, comúnmente visto en animales que han tenido una comida poco antes de la muerte.

CAMBIOS SENILES

Los cambios en la estructura y apariencia de los órganos y tejidos se producen en la medida que el animal envejece, estos cambios pueden ser confundidos con lesiones durante la necropsia.

Los cambios seniles en los tejidos, vistos en perros, incluyen los siguientes:

- **Nódulos en el hígado.** Estos nódulos son de tamaño variable y pueden ser de ubicación profunda en el parénquima o subcapsular. Se componen de parénquima hepático hiperplásico.
- **Hiperplasia quística de la mucosa de la vesícula biliar.** Toma la apariencia de pliegues carnosos de la mucosa, con quistes llenos de líquido.
- **Hiperplasia nodular de las glándulas suprarrenales y el páncreas.** Deben diferenciarse de los nódulos neoplásicos.
- **Arenosidad focal** en la tráquea, los bronquios y el parénquima pulmonar.
- **Antracosis.** Es un cambio visto con frecuencia en los animales que viven en la ciudad, en los cuales el parénquima pulmonar puede mostrar coloración oscura. Los ganglios linfáticos de drenaje también pueden mostrar los mismos cambios.
- **Calcificación medular en los riñones.** Se producen como estrías radiales blanco arenosas en la médula renal. A veces, aparecen vetas blanquecinas que bordean la corteza y la médula.
- **Quistes ováricos.** Estos pueden ser solitarios o múltiples, situados en la superficie del ovario y en el mesosálpinx o mesometrio adyacente. Estas es-

estructuras pueden contener líquido incoloro.

- **Cambios prostáticos.** Puede haber agrandamiento o nódulos hiperplásicos. Observándose masas laminadas y calcificadas dentro de la profundidad del parénquima.
- **Endocardiosis nodular.** Estos cambios se producen en las válvulas atrio-ventriculares, en cuyos bordes aparecen como nódulos brillantes, que pueden ser múltiples y su significado debe evaluarse en términos de sus efectos sobre la permeabilidad de la válvula afectada.
- **Nódulos sideróticos y tejidos esplénicos accesorios.** Las placas sideróticas se observan como incrustaciones secas y amarillentas en los bordes del bazo y pueden corresponder a viejas hemorragias, y en los tejidos extra esplénicos se presentan como nódulos de diferente tamaño, dispersos en el epiplón, cerca del bazo, pudiendo representar una lesión traumática anterior.
- **Osteoartritis en perros.** Es común en las grandes razas, pudiendo adoptar la forma de la erosión de los cartílagos articulares y otros hallazgos como el engrosamiento de la cápsula de la articulación, con la consecuente deformación de las superficies articulares
- **Conversión de la médula roja en la grasa.** Son cambios que se presentan en la mayoría de las especies.

CAMBIOS AGONALES

Son los cambios que tienen lugar en los tejidos inmediatamente antes de la muerte o después de la cesación de las funciones vitales, que incluyen los siguientes:

- La congestión vascular de la mayoría de órganos, vista particularmente en los pulmones y en el páncreas.
- El edema pulmonar en perros se debe al deterioro agonal del retorno venoso de la sangre.
- Las hemorragias en el corazón, en la mayoría de las especies, se producen

en forma de hemorragias lineales y son más pronunciadas en las superficies endocárdicas.

- La congestión suprarrenal y las hemorragias, vistas en la mayoría de las especies.
- La congestión de los vasos meníngeos, en el cerebro de la mayoría de las especies.

CAMBIOS POST-MORTEM

Son todas aquellas alteraciones físicas, químicas o combinaciones de ambas, que sufren los órganos y tejidos de un animal cuando muere.

Estos cambios se deben principalmente al efecto de la acción bacteriana (putrefacción) y de las enzimas celulares de los tejidos (autólisis), los que se deben diferenciar del hecho ocurrido ante-mortem, conocido como necrosis, su diferenciación se basa en criterios tanto microscópicos, como macroscópicos.

Los cambios post-mortem no se presentan al mismo tiempo en las distintas partes del animal, sino que hay ciertos órganos que por su composición química o por existir en ellos bacterias como habitantes normales, sufren cambios antes que otros.

Por ello, los órganos más susceptibles a presentar alteraciones rápidamente son: medula adrenal, tracto digestivo, hígado, riñón, sistema nervioso central.

Por el contrario, los órganos que tardan más tiempo en presentar cambios son: la piel, los huesos y el tejido fibroso, debido a que éstos contienen menos cantidad de agua y enzimas.

FACTORES QUE INFLUYEN SOBRE LA PRESENTACIÓN DE LOS CAMBIOS POST-MORTEM

Son múltiples los factores que deben considerarse como desencadenantes de cambios post-mortem dentro de los cuales se destacan:

- **Temperatura y humedad del ambiente.** Son elementos primordiales en el inicio y desarrollo de las alteraciones cadavéricas, pues junto a la variable tiempo son necesarios para el progreso de los procesos de digestión enzimática, como también para el desarrollo de la actividad metabólica bacteriana; por lo cual la tríada tiempo-temperatura-humedad se convierten en uno de los principales elementos para la evolución del cadáver. Temperaturas altas (calor) aceleran la presentación de los cambios post-mortem, la refrigeración los retarda.
- **Tiempo transcurrido entre la hora de muerte y el examen post mortem.** Representa una de las variables más importantes que condicionan la velocidad de desarrollo y el momento de aparición los cambios post mortem; a mayor tiempo transcurrido, mayor será el desarrollo de los cambios, sin embargo, no todos aparecerán simultáneamente, algunos lo hacen en forma escalonada al ir transcurriendo el tiempo, otros en forma simultánea y otros cambios desaparecen con el tiempo.
- **Tamaño del animal.** Está determinado por la relación masa corporal / área de superficie corporal; cuanto mayor sea el área de superficie corporal más rápido va a ser el enfriamiento cadavérico, mientras que cuanto mayor sea la masa corporal habrá una menor pérdida del calor corporal, por lo cual el enfriamiento cadavérico será más lento, conllevando a que los cambios post mortem se desarrollen rápidamente.

En los individuos jóvenes como los terneros, cachorros, etc. se pierde el calor con mayor rapidez que en los adultos, debido a su mayor tasa de área superficial con relación a la masa corporal.

Aislamiento externo. La piel gruesa, la lana, el pelo abundante, la grasa subcutánea excesiva y las plumas evitan la disipación de la temperatura corporal en el cadáver, por lo que se aceleran los cambios post-mortem al activar con mayor facilidad y rapidez la actividad enzimática y bacteriana.

- **Estado nutricional.** Mientras más grasa tenga un animal, retendrá mayor cantidad de calor corporal después de la muerte y su descomposición será más rápida.
- **Causa y modo de la muerte.** La infección generalizada, así como las enfermedades bacterianas septicémicas aceleran la aparición de los cambios post-mortem.

- **Factores relacionados con los tejidos.** El grado de autólisis varía dependiendo del tejido. La presencia de la flora bacteriana, las secreciones enzimáticas, la humedad ambiental, tratamiento con fármacos como los antibióticos, la edad, la especie y los sustratos influyen sobre la tasa de autólisis post-mortem.

CAMBIOS POST-MORTEM RECONOCIDOS EN UN CADÁVER

Durante la evaluación macroscópica del cadáver deben considerarse los siguientes cambios post-mortem:

- **Autólisis.** Es un proceso conocido como auto digestión, donde actúan las enzimas producidas por las mismas células. Debido a estos cambios es muy particular encontrar que la sangre salga de los orificios naturales, ocasionada por la autólisis marcada de los eritrocitos y de las células endoteliales; sumado a ello, la sangre es incoagulable, suceso que no se debe confundir con hemorragias. Otro acontecimiento observado es el desprendimiento de la mucosa intestinal y la autólisis completa de la medula adrenal, al poco tiempo.
- **Putrefacción.** Ocasionada por la proliferación de bacterias incontrolada que, a la vez, producen toxinas y enzimas que degeneran el tejido. Este hallazgo se ve contribuido por temperaturas altas del medio ambiente, al igual que el tamaño del animal, además del aislamiento con capas de pelaje largo o abundante como en las ovejas y los conejos, la piel gruesa como en los cerdos, el plumaje de las aves, así mismo, el estado nutricional, según el cual, entre más grasa presente el animal, más rápida será la descomposición de su cadáver. Otro aspecto importante es la presencia de microorganismos de marcada putrefacción como los Clostridium.
- **Rigor mortis.** Es la contracción, rigidez o endurecimiento de las masas musculares debido a la actividad muscular, que se lleva a cabo por la utilización residual de la glucosa dentro del músculo, con la aparición de puentes rígidos entre los filamentos de actina y miosina (compuesto actino-miosina), siendo irreversible cuando el ATP no puede ser sintetizado.

La contracción se mantiene hasta que se acabe la fuente de energía dentro del

músculo; es por esto, que los animales que han tenido una buena dieta mantienen el rigor mortis por mayor tiempo, en cambio, los animales caquécticos o emaciados muchas veces no presentan rigor mortis o este aparece y desaparece rápidamente.

Cuando el oxígeno es deficiente, el metabolismo anaerobio se activa, suministrando energía por un tiempo corto, acumulando ácido láctico en los músculos. El pH muscular normalmente es alcalino (7,4), el cual pasa a ser ácido (5,7) después de la muerte.

Los factores que influyen en la presentación del rigor mortis son la temperatura del ambiente, el estado de salud del animal y el grado de actividad muscular ante mortem (aparece rápidamente en animales con actividad intensa antes de morir).

Este fenómeno aparece aproximadamente entre 1 a 8 horas después de la muerte y desaparece unas 20 a 30 horas después. Aparece primero en los músculos del corazón y diafragma, debido a su alta actividad, luego se presenta en la porción craneal y posteriormente se extiende al tronco y extremidades; su forma de desaparecer se da en el mismo orden. Durante el rigor mortis hay una ligera elevación de la temperatura del cadáver; conforme desaparece ésta disminuye rápidamente. La terminación del rigor mortis se debe a la acción de enzimas lisosomales y bacterias proteolíticas.

- **Coagulación Sanguínea.** Generada por hipoxia sanguínea (falta de oxígeno) en el endotelio vascular y en las células sanguíneas, las cuales liberan tromboquinasa, iniciando así la coagulación de la sangre por éstasis (acumulación) sanguínea. Esta se puede ver afectada por enfermedades sépticas como el ántrax, la clostridiosis y algunas intoxicaciones que conllevan a la inhibición de factores de coagulación. Al término de un tiempo, conforme haya avanzado la putrefacción, el coágulo se vuelve líquido.

Se puede encontrar dos tipos de coágulos que se forman post-mortem:

- *Coágulo en Jalea:* tiene un color rojo oscuro, es completamente liso y brillante en su superficie, además está completamente moldeado al vaso sanguíneo y flotando libre dentro de éste.
- *Coágulo de grasa de pollo:* sus características se dan cuando los glóbulos rojos se sedimentan en una parte del coágulo, de tonalidad roja, y los gló-

bulos blancos y el plasma en otra, que da una tonalidad de blanca-amari-llenta. Es muy común en el corazón y grandes vasos.

- **Imbibición post-mortem.** Se refiere a cambios en la pigmentación de los tejidos, observándose los siguientes tipos:
 - *Imbibición por hemoglobina:* debido a la autólisis presentada en los eritrocitos, seguida de una hemólisis intravascular; la hemoglobina es liberada y se difunde a través de la pared vascular (que se va haciendo más permeable debido a la autólisis), la cual tiñe de coloración roja los tejidos circundantes. Es más común en mesenterio y omento (Figura 8).

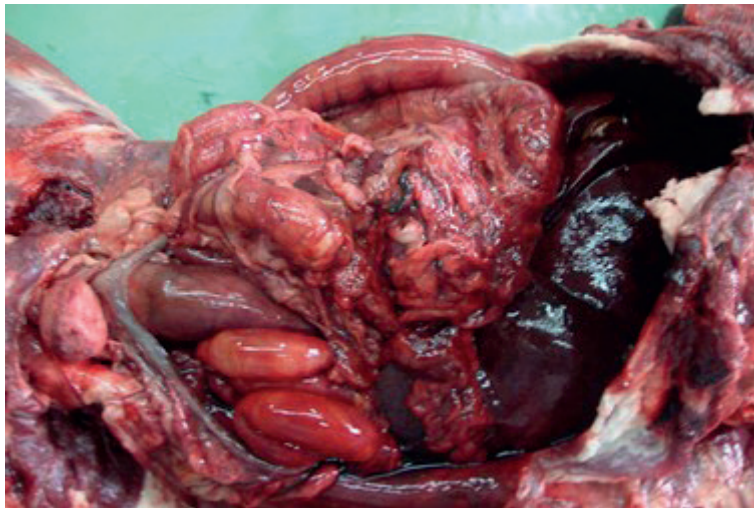


Figura 8. Imbibición por hemoglobina en mesenterio y serosa del intestino

- *Imbibición por bilis:* resultado de su difusión por las paredes de la vesícula biliar autolizadas, hacia los tejidos que la rodean (hígado, diafragma, estómago). Los tejidos toman una coloración amarillo-verdosa (Figura 9).

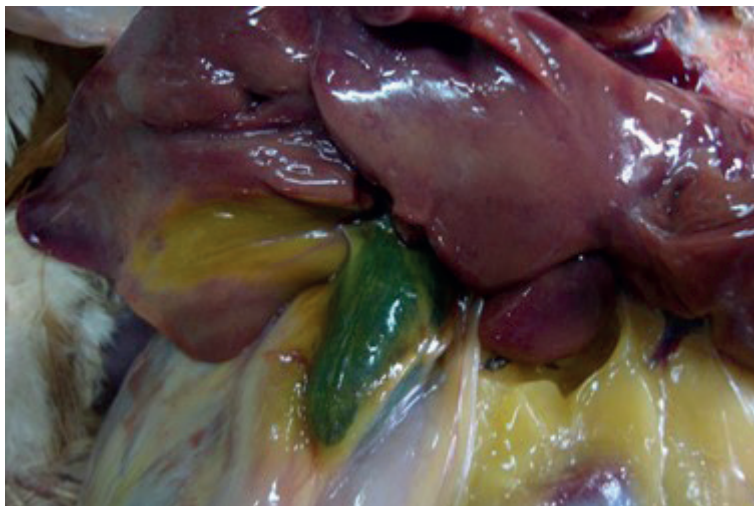


Figura 9. Imbibición por bilis de hígado y tejido adiposo

- *Pseudomelanosis*: las bacterias producen sulfuro de hidrogeno, que se combina con hierro liberado de la hemoglobina, dando lugar al sulfuro de hierro. Este compuesto pigmenta de color negro-rojizo o negro-verdoso; esto sirve como indicador de putrefacción (no tiene ninguna relación con la melanina).
- **Enfisema post-mortem**. Es la acumulación de gases dentro de los tejidos, principalmente en los intersticios, debido a la fermentación bacteriana, por lo que generalmente el órgano crepita al comprimirlo (como papel celofán). También conocido como dilatación por gas post mortem, es usual encontrarlo en el tracto gastrointestinal. La excesiva presión de los gases de la fermentación bacteriana, en el aparato digestivo (principalmente en los bovinos y equinos), puede provocar la distensión e incluso la ruptura de algunos órganos por sobre distensión (estómago, intestino, diafragma). Hay salida de alimento por la boca y ollares, observando prolapso del recto y la vagina (hembras).

La diferente densidad de los órganos, que contienen gases o alimento, provoca el desplazamiento de algunos segmentos del aparato digestivo; es común este desplazamiento de vísceras cuando el cadáver ha tenido una manipulación excesiva.

- **Palidez o pallor mortis**. Como consecuencia de la presión de algunos órganos sobre otros, la sangre de estos últimos es expulsada de los vasos sanguíneos, quedando con un aspecto más pálido de lo normal, con zonas pálidas irregulares alternadas con zonas más oscuras (hace parte del livor mortis, junto con la hipostasis cadavérica).
- **Congestión hipostática o hipostasis cadavérica**. Acumulación de sangre en zonas declives del cadáver, por influencia de la gravedad y la posición en que ha quedado el mismo, dando un color rojo oscuro.
- **Resequedad**. Se ve marcado en la piel, con poco pelaje, como sucede en los bordes oculares, fosas nasales, labios, boca, escroto de perros viejos. También hace parte el llamado ojo cadavérico, que es una opacidad de la córnea y retracción del ojo.
- **Algor mortis**. También conocido como enfriamiento del cuerpo, se presenta al detenerse el metabolismo basal, es dependiente de la temperatura

ambiental y de la especie animal.

- **Líquido cadavérico.** Después de la muerte, en las cavidades serosas puede acumularse líquido seroso amarillo-rojizo; en los ovinos este líquido también se encuentra en el tejido subcutáneo; en ambos casos se debe diferenciar de un edema ante mortem.

CAMBIOS POST-MORTEM EN LOS DIFERENTES ÓRGANOS

● **Arterias**

Después de la muerte, los músculos lisos de la pared vascular presentan una contracción debida al rigor mortis; este cambio se observa más intensamente en las arterias de los músculos, posteriormente desaparece y comienza la autólisis post-mortem, observándose tumefacción y desprendimiento del endotelio.

Además, debido a la hemólisis intravascular hay imbibición con hemoglobina de la pared vascular, normalmente de color amarillento (arterias elásticas) o blanquecino. Por último, la descomposición de la sangre y de la pared vascular puede causar distensión gaseosa y rupturas vasculares post-mortem.

● **Venas**

Debido a la escasa cantidad de fibras musculares en la pared de las venas, no se observa en ellas el rigor mortis, aunque los demás cambios, observados en las arterias, también pueden encontrarse en las venas.

● **Bazo**

Mientras dura el rigor mortis de la musculatura lisa del bazo, el órgano tiene una consistencia dura y la superficie se observa finamente granulada; después desaparece el rigor mortis y el bazo se vuelve más blando, aunque sigue conservando su estructura. El reblandecimiento post-mortem no debe de ser confundido con una inflamación de este órgano.

El bazo comienza a perder su estructura cuando empiezan los signos de descomposición y formación de gases. En las regiones donde el bazo está en contacto directo con el estómago o con el intestino, se observa pigmentaciones verde-negruzcas, debido a la formación de sulfametahemoglobina en el aparato digestivo.

● **Pulmones**

La hipostasis generalmente comienza durante la agonía y se completa después de la muerte, ya que la sangre se va acumulando por efecto de la ley de gravedad. Por otro lado, la estasis causa la salida de sangre hacia los espacios alveolares y bronquiales; al abrir la cavidad torácica hay una retracción (colapso) del tejido pulmonar, ya que se contrarresta la presión pleural negativa.

Puede existir un enfisema alveolar o intersticial, debido a la formación de gases por fermentación bacteriana. El color del pulmón también se ve afectado con el paso del tiempo, ya que pierde su color rosa-anaranjado, tornando progresivamente a un color gris-opaco.

● **Pleura**

El epitelio plano simple de la pleura se desprende rápidamente de su propia lámina. La imbibición con hemoglobina de la capa subserosa a temperatura ambiente se presenta entre las 3 a 5 horas después de la muerte.

● **Cavidad bucal**

Debido a la deshidratación de la mucosa, (principalmente en los bordes de la lengua), ésta se vuelve arrugada (consistencia de "cuero"), por lo cual, en ocasiones no se aprecian erupciones que existían sobre la lengua antes de la muerte. Muchas veces se puede encontrar contenido estomacal, ya sea debido a vómito agónico o al vaciamiento estomacal post-mortem, por la relajación del cardias y la presión que existe por los gases intestinales.

● **Estómago**

Durante el rigor mortis el estómago mantiene su forma, por lo cual, son más aparentes los pliegues de la mucosa y se cierran el cardias y el píloro, además en el estómago del perro, si existe calcio, hay una contracción parcialmente fuerte en la parte distal del estómago (tiene apariencia de "reloj de arena"). Después que desaparece el rigor mortis, el estómago se vuelve flácido y el contenido estomacal puede fluir hacia el esófago e intestino y posteriormente, las partes más profundas del estómago toman una coloración rojo-azulada (por hipostasis) mientras las demás regiones aparecen de color rojo (debido a imbibición con hemoglobina) y no se debe confundir con un enrojecimiento inflamatorio.

A medida que los cambios post-mortem avanzan hay formación de sulfemahemoglobina, haciendo que la mucosa del estómago tome un color café o gris-negrusco; una coloración amarillenta en la pared del estómago también

puede darse por la difusión del jugo gástrico o en zonas donde el estómago tiene contacto con la vesícula biliar, pero también puede ser por el flujo del jugo biliar desde el intestino hacia el estómago.

Por el proceso de autólisis puede suceder el desprendimiento de la mucosa de color blanquecino, la cual puede tornarse a café si estuvo expuesta a sangre.

● **Intestino**

Los cambios post-mortem que más frecuentemente se observan son: timpanismo (principalmente en el intestino grueso), imbibición con hemoglobina y bilis, pseudomelanosis, desintegración autolítica de la mucosa, enfisema por putrefacción y cambios de posición debidos al manejo del cadáver. También es importante la hipóstasis post-mortem, por la cual las regiones intestinales ventrales toman un color rojo-sangre, que pueden aparentar procesos inflamatorios.

● **Hígado y vías biliares**

La autólisis comienza inmediatamente después de la muerte, pero al principio sólo puede ser detectada microscópicamente debido a la pérdida de la estructura típica granulosa del citoplasma en el hepatocito, posteriormente, con la entrada de microorganismos que llegan del intestino a través de la circulación portal, inician procesos de descomposición, imbibición con hemoglobina y formación de gas, que finalmente ocasionan que el hígado tenga un aspecto esponjoso, para después desintegrarse en una sustancia pulposa.

Debido a que en las vías biliares y la vesícula biliar la autólisis también comienza rápidamente, la imbibición con bilis es uno de los cambios post-mortem más característico del hígado, como también la pseudomelanosis, que se forma como resultado de la unión de hemoglobina liberada y ácido sulfúrico de las bacterias.

● **Páncreas**

Este órgano se colorea con hemoglobina en un tiempo relativamente corto (24 horas) después de la muerte. Adicionalmente, la autodigestión y la autólisis conducen a una coloración rojiza-obscura y a su reblandecimiento.

● **Peritoneo**

Después de la muerte aumenta la permeabilidad de los capilares sanguíneos y cesa la reabsorción de líquidos, por lo que hay un aumento del líquido peritoneal;

al continuar la autólisis, el peritoneo puede aparecer imbibido con hemoglobina.

La liberación de ácido sulfúrico procedente de los gases de putrefacción intestinal, junto con la hemoglobina, produce una coloración verde-negrucza ("pseudomelanosis"). Conforme avanza la putrefacción hay formación de enfisema en el peritoneo.

● **Riñón**

En poco tiempo, después de la muerte, se pierde la estructura renal, por cuyo motivo es difícil distinguir estos cambios autolíticos con respecto a una nefrosis que se presentó en algún momento durante la vida. Uno de los cambios más característicos es la congestión hipostática del riñón que quedó hacia abajo. Desde el punto de vista microscópico hay palidez del núcleo y tumefacción de las células tubulares.

● **Sistema nervioso central**

Los cambios post-mortem se inician poco tiempo después de la muerte (8 horas). Primero hay tumefacción y cambio de color debido a la imbibición con hemoglobina; después, el cerebro toma la apariencia de una masa pastosa. Cuando comienza la descomposición bacteriana, se añade la presentación de enfisema.

● **Ojo**

Después de pocas horas se aprecia un cambio en la forma del ojo, debido a la deshidratación de la superficie de la córnea, ya que se vuelve rugosa y opaca.

La pérdida de todos los líquidos ocasiona el detrimento de la turgencia y la desaparición de la forma redondeada característica. En comparación con los otros órganos, la descomposición bacteriana en el ojo se presenta relativamente tarde. Por otro lado, los sacos conjuntivales constituyen un lugar propicio para el desarrollo de huevos y larvas de mosca.

● **Tiroides y paratiroides**

En observación macroscópica se puede ver alteraciones en cuanto al tamaño, color y consistencia, pero si se sospecha de alguna patología relacionada con estas glándulas, se debe tomar muestras para histopatología. Microscópicamente se observa la descamación de las células epiteliales, como primer cambio post-mortem; además, el coloide que normalmente es acidófilo, cambia su afinidad tintorial y se torna basófilo.

● **Adrenales**

Inmediatamente después de la muerte comienzan los cambios autolíticos; a las seis horas, aproximadamente, mediante observación microscópica, se pueden detectar áreas que parecen focos de necrosis. La médula se torna pastosa y las células pierden su afinidad cromática (Figura 10).



Figura 10. Autólisis de adrenales e imbibición por hemoglobina

● **Piel**

Los cambios post-mortem en la piel son más fácilmente apreciables en cerdos de piel clara y en aves, mientras que, en los otros animales domésticos la fuerte pigmentación y el pelaje no permiten observar estos cambios. La palidez cadavérica se empieza a apreciar durante la agonía, por la baja presión sanguínea y la deficiente irrigación. Por la hipostasis post-mortem, en las partes de la piel colocadas hacia arriba, esta palidez se acentúa; en las regiones colocadas hacia abajo, se forman "manchas de muerte" (livor mortis), siendo de color rojo a violeta.

Capítulo 5.

CONSIDERACIONES PARA RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

SELECCIÓN DE LAS MUESTRAS

Debido a que la necropsia proporciona un diagnóstico presuntivo, se hace necesario implementar la toma y análisis de muestras para llegar a un diagnóstico más relevante, con ayuda del laboratorio dirigido a varias áreas: histopatología, toxicología, bacteriología, virología y parasitología.

En esta etapa, la confiabilidad del resultado revelado por el laboratorio dependerá, en gran parte, del estado, forma de almacenamiento y envío de la muestra.

Para la selección de muestras es de gran importancia tener en cuenta los hallazgos macroscópicos y el diagnóstico presuntivo establecido antes, para lo cual es necesario el conocimiento de las enfermedades que podrían estar involucradas, así como su forma de presentación en el animal, para así descartar muestras que no tengan importancia para el análisis, disminuyendo los costos de la práctica y el tiempo utilizado.

Cuando se desea enviar muestras al laboratorio de toxicología, es importante la selección adecuada, además de la exploración de datos como los siguientes:

- Analizar si recientemente ha recibido algún tipo de medicamento o desparasitante, entre otros, teniendo en cuenta la vía de administración, dosis y fecha de caducidad.
- Si en el lugar de vivienda del animal, o cerca a éste, se utiliza algún tipo de químicos que sirven para controlar plagas (insecticidas, herbicidas, rodenicidas, etc.), o bien, productos químicos de uso habitual, como fertilizantes, pinturas, desinfectantes y otros que son etiquetados como tóxicos al ser ingeridos o simplemente al ser rociado.
- Establecer si en la zona de vivienda existen actividades o, posiblemente, están establecidas fábricas consideradas contaminantes.
- Si el animal tiene acceso a la calle, se debe valorar su comportamiento en este ambiente, igualmente, la reacción que muestra al interactuar con la gente (agresividad).
- Se ha podido establecer que, cuando el animal es envenenado, la sinología es de presentación inmediata al querer ingerir cualquier alimento.

- Tener a disposición la historia y hallazgos clínicos: siempre será útil para poder determinar el tipo de sustancia tóxica presente en el animal, sabiendo que hay presente un gran grupo de intoxicaciones.

Siempre hay que recordar, en todo procedimiento, la disponibilidad del instrumental adecuado y elementos requeridos para el éxito de la práctica. En estos casos se haría necesario tener a disposición: envases de plástico, jeringas, tubos de ensayo, placas y porta objetos, bolsas de plástico, bisturís, tijeras, cuchillo.

Todos los implementos deben ser esterilizados; además, se debe disponer por lo menos de hielo, formol al 10% o formol bufferado, que servirán para conservar las muestras al ser transportadas.

RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

Cada muestra tendrá un destino definido para los distintos laboratorios donde se realizará los análisis, dependiendo de las áreas (histopatología, bacteriología, virología, etc.); algunas necesitan un protocolo distinto para tomar la muestra.

Histopatología

La calidad y la fidelidad con que una célula o un tejido muestren una imagen al microscopio, con las características morfológicas que poseían cuando estaban con vida, dependen esencialmente de la prontitud y el cuidado que se aplicó para obtener la muestra a ser procesada. Los cortes de tejido deben ser de 0,5 a 1 cm de grosor para que se fijen correctamente, procurando que se encuentren exentos de tejido conjuntivo. La selección del área del corte es vital para el diagnóstico; su apreciación se hace macroscópicamente considerando que será útil para el análisis; en el caso que la lesión sea general, se deberá enviar acompañado de otro corte de tejido normal para facilitar la identificación del órgano por comparación.

Los tejidos y los órganos se deben seccionar empleando bisturís o navajas de afeitar nuevos, sin hacer presión sobre ellos. No es recomendable el uso de tijeras para cortar los tejidos pues ésta penetra hasta aproximadamente 1 cm.

Órganos con variación regional como el pulmón y tracto gastrointestinal re-

quieren múltiples muestras, por ejemplo: áreas craneoventral y caudodorsal de pulmón, varios niveles de los intestinos; los órganos con lesiones focales o multifocales deben incluir diversas muestras que comprendan áreas afectadas y no afectadas.

Las muestras que no puedan identificarse fácilmente fuera del cuerpo deben etiquetarse (colocar el tejido en un cassette o con una etiqueta de lavandería) ej. ganglios linfáticos específicos, lesiones no unidas a tejidos reconocibles, y para el caso de tumores es recomendable referenciar los bordes de la lesión con tinta quirúrgica o sutura.

En términos generales los órganos parenquimatosos que disponen de cápsula y corteza, se muestrean con cuchilla y siempre respetando la relación anatómica e histológica (riñón: corteza, médula y pelvis renal; hígado-bazo: cápsula y parénquima funcional). Para el caso de pulmón se muestrea con tijera de la región proximal (área de conducción), región media (área de transición) y región distal (parénquima funcional). En el encéfalo como mínimo se debe incluir zona de corteza, base, hipocampo, cerebelo y tallo. La hipófisis se extrae y se incluye por completo. Para corazón se realiza un corte transversal y longitudinal asegurándose de incluir endocardio. La médula ósea por la consistencia blanda de la muestra se recomienda recubrirla con papel para evitar que se pierda. Los órganos tubulares se deben muestrear con tijera evitando manipular su mucosa y realizando cortes transversales para conservar la relación anatómica y así permitir la evaluación histológica de sus capas de forma adecuada. En caso de tejido muscular se muestrea con cuchilla incluyendo un corte longitudinal y otro transversal.

Las muestras requeridas para una evaluación completa deberían incluir:

- Todas las lesiones
- Tónsilas
- Nervio periférico
- Piel
- Músculo esquelético
- Hueso y médula ósea

- Cualquier ganglio linfático agrandado, etiquetado con la ubicación
- Lengua
- Tráquea
- Esófago
- Glándulas tiroides con paratiroides, en un cassette si es pequeño
- Timo
- Pulmón, una sección de cada lóbulo
- Corazón, ya sea corazón entero o secciones de ventrículo izquierdo, ventrículo derecho y tabique. En los casos donde no exista lesión macroscópica evidente, es necesario complementar con muestras de válvulas, pericardio y músculo papilar.
- Hígado, una sección de cada lóbulo
- Vesícula biliar, si no se incluye con la sección del hígado
- Bazo
- Glándulas suprarrenales, en un cassette si es pequeño
- Riñón
- Vejiga urinaria, tira longitudinal con ápice y triángulo
- Glándula prostática
- Gónadas
- Útero, todo o secciones del cuerpo y cuerno
- Estómago (cardias, cuerpo, píloro)
- Duodeno y páncreas

- Yeyuno
- Unión ileocecólica y ganglio linfático
- Colon proximal
- Colon distal
- Encéfalo
- Glándula pituitaria
- Ojo

Los tejidos adicionales que se pueden incluir teniendo en cuenta la historia clínica del paciente son:

- Laringe
- Uretra
- Uréter
- Pene
- Vagina
- Aorta
- Arteria pulmonar
- Nervios periféricos adicionales
- Secciones adicionales de músculo esquelético
- Secciones adicionales de hueso
- Cápsula articular
- Secciones adicionales de piel

- Sección de la cavidad nasal
- Sección ósea temporal petrosa
- Glándula mamaria
- Saco anal
- Diafragma
- Glándula salival

Las muestras deben ser conservadas inmediatamente después de ser tomadas, agregándolas a un recipiente que contenga una solución fijadora para detener la vida de las células e impedir las modificaciones post mortem que pueda sufrir la célula (procesos autolíticos), manteniendo la estructura morfológica de células y tejidos sin que ocurran cambios notables en ellos. El volumen del fijador debe ser como mínimo, diez veces superior al de la pieza ya que si el volumen de la muestra es muy grande no se obtiene una fijación óptima, y para evitar que se adhieran al fondo del recipiente, se pone primero el fijador y luego los fragmentos seleccionados.

El formol o formalina es la sustancia más usada porque posee un buen poder de penetración y difusión, mantiene de manera adecuada la estructura y facilita la coloración posterior de los componentes celulares y tisulares, endurece bien las muestras, conserva bastante bien a las grasas. El formol se emplea en una solución al 10% (una parte de formalina por nueve partes de agua destilada) y el tiempo de fijación de las muestras depende del tamaño de ellas, variando de 24 a 48 horas como mínimo y si es posible, en refrigeración.

Existen mezclas fijadoras a través de las cuales se acrecientan las cualidades de un fijador y se atenúan sus defectos y desventajas, las de mayor uso son:

- **Formol - fosfato (formol tamponado):** solución de formaldehído (37% a 40%) 100 ml, agua destilada 900 ml, fosfato de sodio monobásico ($\text{NaH}_2\text{PO}_4 - \text{H}_2\text{O}$) 4 g y fosfato de sodio dibásico (Na_2HPO_4) 6,5 g. Se emplea como un fijador de rutina, al igual que el formol al 10%.
- **Formol - bicloruro de mercurio:** solución de formaldehído (37% a 40%) 150 ml, agua destilada 850 ml, bicloruro de mercurio 50 g. Es recomenda-

ble usarlo para fijar tejidos hematopoyético y linfáticoreticular. Se utiliza para los tejidos en los que se aplicará técnicas inmunohistoquímicas. Los tejidos no deben mantenerse mucho tiempo en fijación (no más de 48 horas) porque se endurecen demasiado.

- **Formol - cloruro de calcio:** solución de formaldehído (37% a 40%) 100 ml, cloruro de calcio 10 g, agua destilada 900 ml. Se recomienda cuando se desean preservar lípidos, especialmente fosfolípidos
- **Líquido fijador de Bouïn:** solución acuosa saturada de ácido pícrico 750 ml, solución de formaldehído (37% a 40%) 250 ml, ácido acético glacial 50 ml. Se le emplea con resultados óptimos en la fijación de embriones y fetos pequeños pues ejerce cierto poder descalcificante.
- **Fijador de Carnoy:** alcohol etílico absoluto 60 ml, cloroformo 30 ml, ácido acético glacial 10 ml. Produce lisis de los eritrocitos, es el fijador adecuado cuando se desea demostrar glucógeno y la tinción de núcleos y especialmente cromosomas.
- **Glutaraldehído al 2%:** es el fijador más usado para microscopía electrónica, por su mayor capacidad de fijación que la del formaldehído, ya que es una molécula con dos grupos aldehídos.

Citología

Permite hacer el estudio morfológico de las células aisladas o en grupos celulares extraídos de su contexto tisular con el fin de obtener, al menos, una aproximación al diagnóstico de la lesión. El material celular para estudio citológico se puede obtener de:

- Frotis de mucosas (vaginal, oral, nasal, etc.)
- Líquidos (orina, líquido cefalorraquídeo, ascítico, pleural, articular).
- Raspados de lesiones expuestas o de material obtenido por escisión.
- Improntas de lesiones que drenan, lesiones externas o material obtenido por escisión.
- Punción-aspiración de masas, linfonodos.

- Lavados (nasal, gástrico, bronquial).

El análisis de frotis e improntas exige que la muestra sea delgada y fijada inmediatamente, ya que de esto depende la buena conservación de las células, lo que evitará una mala interpretación de las mismas y permitirá un diagnóstico correcto.

Existen varios tipos de fijación de acuerdo a las tinciones que se vayan a realizar (fijadores líquidos, fijación al aire). El fijador líquido más utilizado es el alcohol etílico al 96%, los frotis deben colocarse inmediatamente en el fijador y ser transportados de esta forma al laboratorio, o dejarlos durante 10 minutos y al cabo de este tiempo, retirarlos del alcohol y enviarlos al laboratorio.

Bacteriología

El éxito y valor final de analizar una muestra de bacteriología, depende del cuidado en la selección, recolección y envío de la muestra. Las muestras seleccionadas deben ser aquellas que es más probable que contengan el agente causal para lo cual se debe tener en cuenta la sospecha de los agentes involucrados de acuerdo a la historia clínica y lesiones evidenciadas y se deben tomar con las mayores condiciones higiénicas posibles para evitar que la muestra se contamine con bacterias del ambiente e introducirlas en un recipiente estéril; Además, se debe impedir que haya contacto entre unas muestras y otras para evitar contaminaciones cruzadas, por ello se deben depositar dentro de contenedores aislados (pueden utilizarse bolsas de plástico con autocierre o recipientes estériles de muestras) e identificarse correctamente.

Las muestras para evaluación microbiológica se pueden tomar de:

- **Tejidos y órganos:** En lo posible, el tamaño de las muestras debe ser mínimo de 3 x 3 cm. Porciones de intestino deben enviarse con sus extremos amarrados y empacados individualmente.
- **Hisopos:** Los hisopos son la forma preferida para enviar muestras de secreciones (nasal, faríngea, ocular, cutánea, cervical, vaginal, etc.), exudados, contenido de abscesos, etc. Deben ser introducidos en un medio de transporte adecuado y enviados en refrigeración.
- **Heces:** Las muestras fecales deben ser recolectadas directamente del recto para evitar contaminación, puestas en un envase hermético y envia-

das en refrigeración al laboratorio.

- **Fluidos:** Leche, orina, abscesos, edemas, líquido articular.

Las muestras deben mantenerse en refrigeración hasta el momento del envío.

Si las muestras deben ser enviadas de un laboratorio a otro se recomienda el uso de medios de transporte para asegurar la viabilidad de la bacteria sin multiplicación significativa de los microorganismos desde el momento de su extracción hasta su posterior estudio. Los medios de transporte más frecuentemente utilizados son los de Stuart, Amies y Cary - Blair.

Hay que tener presente no hacer uso de sustancias químicas que inhiban o inactiven las bacterias, también es importante considerar la existencia de grupos de bacterias, como la *Brucella* sp, las cuales por exigencias ambientales mueren al ser transportadas ocasionando que al llegar al laboratorio la muestra sea inservible, en estos casos se debe consultar al laboratorio sobre las condiciones de transporte.

Parasitología

En el caso de patologías parasitarias es conveniente enviar al laboratorio muestras de heces, sangre, exudados y raspados cutáneos con pelaje, si es necesario.

Para coproparasitarios, cuando se haya obtenido la cantidad suficiente de materia fecal (20 a 40 g) se deposita en un recipiente con tapa a rosca o en bolsa de plástico, evitándose el empleo de tapones de goma pues el gas que se genera puede expulsar el tapón del tubo destruyendo la integridad de la muestra y la contaminación del entorno. Si la muestra tardara más de 4 horas en llegar al laboratorio se recomienda adicionar 3 gotas de formalina al 10%, en caso de requerir investigación de parásitos pulmonares (identificación de larvas) enviar otra muestra sin formalina, en refrigeración.

Si se extrae los parásitos completos, se rotulan y envían al laboratorio para su identificación en solución que los conserve (formol al 5% o alcohol al 70%).

Para la identificación de ácaros, se sugiere hacer raspados de piel cerca de los bordes de las lesiones activas hasta lograr algo de sangrado, evitando incluir costras secas o pelos, para lo cual se usa una hoja de bisturí y luego se deposita

la muestra en un recipiente estéril para enviar al laboratorio.

En el caso de sospecha de coccidiosis, durante la necropsia, en el momento de la inspección del tracto digestivo se puede tomar muestras de contenido fecal (20 g), referenciando el sitio anatómico muestreado debido a que puede haber variaciones en la distribución de la carga parasitaria y la conservación se hace en una solución especial para identificación del tipo (dicromato de potasio al 3%). Es importante tener en cuenta que no debe utilizarse el mismo segmento muestreado para muestras de histopatología.

Virología

El diagnóstico de enfermedades virales en términos generales puede requerir de: Suero, exudados o tejidos con el fin de llevar a cabo pruebas serológicas, aislamientos de virus y estudios estructurales. Para el análisis de muestras virales, al igual que en el procedimiento para la recolección de muestras bacteriológicas, el corte del tejido se debe introducir en frascos acompañados de glicerol al 50% (la solución puede ser dañina para algunos virus, afectando la técnica de inmunofluorescencia) y antibióticos (penicilina y estreptomicona en dosis de 100 UI y 100 mg por cada 1 ml de caldo, respectivamente); la combinación de antibióticos evita el crecimiento de bacterias. Es necesario asegurar que la cantidad de solución utilizada para el transporte sea 10 veces mayor que el volumen de la muestra y debe estar debidamente refrigerada. En caso de no usar soluciones de conservación, las muestras se congelan a menos 60°C. En eventos particulares, en los cuales se sospecha de Rabia en el animal, el análisis se debe hacer sobre muestras extraídas del sistema nervioso, para lo cual se recomienda enviar el encéfalo del animal de la siguiente manera: un segmento de hipocampo, base, tallo, corteza y cerebelo refrigerados para evaluación por virología y los otros segmentos conservados en formol para evaluación por histopatología.

Micosis

Para las micosis superficiales las muestras para análisis están constituidas principalmente por raspados cutáneos y pelo, realizados en el borde de una lesión activa; luego se los agrega a un recipiente limpio, con una solución de fijación (hidróxido de sodio al 5% o glicerol al 50%), no se debe enviar la muestra en medio de cultivo porque proliferan los hongos contaminantes.

En caso de micosis profundas las muestras (tejidos y órganos) deben ser enviadas en condiciones semejantes a las de bacteriología.

Para hemocultivos se debe recolectar sangre con anticoagulante EDTA (Vacu-tainer tapa lila), refrigerar y enviar lo más pronto posible al laboratorio (máximo 4 horas).

En caso de sospecha de contaminación de alimentos se debe enviar como mínimo 50 g de concentrado o alimento en una bolsa al laboratorio, si existe demora para su envío debe refrigerarse.

Para análisis de agua se envía al laboratorio una muestra de 50 ml aproximadamente sin preservativos, en un frasco estéril en condiciones de refrigeración.

Serología y hematología

Los análisis de sangre son un importante apoyo para el diagnóstico clínico, para la identificación de anticuerpos o identificación directa del agente. Puede extraerse con jeringa y aguja y transferirse a recipientes de diferentes capacidades, con o sin anticoagulante, o recolectarse en tubos de vacío que, al ser herméticos, garantizan la esterilidad de la muestra, lo que es deseable en toda punción venosa.

Para la obtención de suero se debe extraer la sangre en un tubo sin anticoagulante; mantener el tubo inclinado a temperatura ambiente hasta que se coagule la sangre, se retraiga el coágulo, y exude el suero (30 a 60 min). Transferir el suero a otro tubo (tapón de rosca o tipo "Eppendorf"). Si se utiliza tubo con gel separador, será necesario centrifugar la sangre como mínimo 30 minutos y como máximo 2 horas después de la extracción, y enviar el suero en el mismo tubo. En el caso de requerir sangre total, esta se debe extraer y enviar en un tubo con anticoagulante (EDTA). Homogeneizar suavemente, invirtiendo el tubo (alrededor de 6 veces). Las muestras deben refrigerarse (2-8 oC) para su transporte, considerando que el tiempo crítico para llegar al laboratorio es de hasta 48 horas.

Uroanálisis

La obtención de muestras de orina, comúnmente se hace cuando el animal está vivo, utilizando métodos de sondeo o directamente por punción de la ve-

jiga, con una jeringa estéril, pero si se realiza durante la necropsia, una vez expuesto el tracto genitourinario, se punciona la vejiga urinaria en el segmento medio, usando una jeringa estéril en un ángulo de 45 grados. Se envía en frascos refrigerados; si se desea utilizar conservantes se puede aplicar formalina (1 a 2 gotas de formol al 40%, en 20 a 40 ml de orina), o timol (100 ml de orina por 0,1 ml de timol); otra técnica consiste en recubrir la superficie con una capa de tolueno.

Vacuna

Cuando la sospecha proviene de la vacuna utilizada en el animal vivo, simplemente se envía al laboratorio dos frascos del componente con el envase de la fábrica, para titulación o prueba de esterilidad.

Toxicología

Para optimizar los resultados es conveniente que el envío de muestras para evaluación toxicológica se realice teniendo en cuenta:

- Hacerlo en recipientes separados, limpios, identificados y que puedan congelarse (bolsas plásticas, por ejemplo) y se recomienda no usar preservativos químicos, si esto fuera esencial para alguna prueba específica se debe recoger un duplicado de la muestra.
- Congelar la muestra si es posible y transportarla en una caja con aislamiento y enviarla por el medio más rápido disponible indicando fecha y hora de recolección.

Las muestras requeridas para evaluación toxicológica varían dependiendo del tóxico del cual se sospeche (Tabla 1), de ahí la importancia de contactar al laboratorio de referencia para determinar el tipo de muestra y medios de conservación.

Tabla 1. Recolección de muestras para toxicología

MUESTRA	CANTIDAD	ALMACENAMIENTO	ANÁLISIS
Hígado	300 g	Refrigerado, Congelado	Metales pesados, pesticidas, productos farmacéuticos
Riñón	300 g	Refrigerado, Congelado	Metales pesados, Etilenglicol (relación Ca:P), Productos farmacéuticos, toxinas vegetales.
Cerebro	Medio Cerebro	Refrigerado, Congelado (Sin congelar para actividad de acetilcolinesterasa)	Sodio, Actividad de acetilcolinesterasa, Pesticidas
Grasa	300 g	Refrigerada, Congelada	Organoclorados, Bifenilos policlorados, Brometalina
Fluido ocular	Ojo Completo	Refrigerado	Potasio, Nitratos, Magnesio, Amoniaco
Retina	Ojo Completo	Refrigerada, No congelada	Actividad de acetilcolinesterasa
Pulmón/Bazo	100 g	Refrigerado/Congelado	Paraquat, Barbitúricos
Pulmón	Lóbulo entero	Refrigerado en un recipiente hermético	Agentes volátiles
Sitio de inyección	100 g	Refrigerado	Productos farmacéuticos
Sangre entera	5-10 ml	Refrigerada	Metales pesados, actividad de acetilcolinesterasa, insecticidas
Suero	5-10 ml	Refrigerado	Algunos metales, productos farmacéuticos, alcaloides, electrolitos.
Orina	5-10 ml	Refrigerada	Productos farmacéuticos, metales pesados, alcaloides
Leche	30 ml	Refrigerada	Organoclorados, Bifenilos policlorados
Ingesta/Heces	500 g	Refrigerada	Metales, Plantas, micotoxinas, otros tóxicos orgánicos
Pelo	3-5 g	Seco, almacenar en papel	Pesticidas, algunos metales pesados
Alimento	1kg	Seco: almacenar en papel Húmedo: congelar	Ionóforos, Sal, Pesticidas, Metales pesados, Micotoxinas, Nutrientes, Botulismo
Planta	Planta completa: 2 muestras	Secas: entre hojas de periódico	Alcaloides, glucósidos, Nitratos, Pesticidas
Agua	1-2 L	Envase de vidrio	Pesticida, Metales pesados, Sal, Nitratos, Algas verdeazuladas
Suelo	500 g	Envase de vidrio	Pesticidas, Metales pesados
Insectos, Caparazón de insectos	3-5 g (*100 gusanos) a	a. Vivos (viales de vidrio) b b. Muertos (viales de vidrio)	Vivos: entomología forense Muertos: Pruebas para productos farmacéuticos, metales pesados, tóxicos orgánicos

a. Incluir muestra de todos los ciclos de vida presentes.

b. Coloque la mitad en el vial (no más de 1 gusano de espesor en el fondo) con una toalla de papel húmeda y carne cruda, selle con cuidado para evitar el escape; colocar otra mitad en etanol al 75-90% o alcohol isopropílico al 50%.

Fuente: Gwaltney-Brant, SM. Veterinary forensic toxicology. Vet Pathol. 2016;53(5):1067-1077.

ENVIO DE MUESTRAS

Todas las muestras recolectadas son consideradas un material infeccioso, por lo cual, al ser almacenadas deberán tener un sello que anuncie su riesgo. Cuando el transporte se hace por mensajería su almacenamiento es más complejo y estricto. En estas condiciones, su almacenamiento debe incluir tres recipientes.

- **Recipiente primario.** Debe ser de polipropileno o polietileno (bolsas y envases plásticos), que sea resistente al agua, con cierre hermético para evitar cualquier derrame o fuga; debe transportarse en posición vertical y con identificación inequívoca, envuelto en material absorbente para retener los líquidos en caso de pérdida o rotura para evitar contaminar otros materiales o potencial riesgo biológico. No se recomienda usar envases de cristal.
- **Recipiente secundario.** Debe ser resistente, impermeable, el cual contiene y protege al recipiente primario. Se requiere un envase resistente a roturas o perforaciones que dejen escapar el contenido al envoltorio externo.

El hielo ha sido siempre un conservador práctico a la hora de almacenar las muestras, retardando así la descomposición de éstas, se debe colocar el refrigerante entre los compartimientos de almacenamiento y para mayor protección, se debe colocar en conjunto con material absorbente alrededor, con el fin de amortiguar los golpes generados en el transporte y el ingreso de líquidos derramados a las muestras (Figura 11).



Figura 11. Recipiente secundario para envío de muestras

Varios recipientes primarios, envueltos en forma independiente y protegidos con material absorbente, se pueden colocar en un recipiente secundario. Los envases de almacenamiento de cada muestra deben estar bien cerrados, para evitar daño de la muestra y que contaminen otras.

Los contenedores primarios y secundarios deben pasar satisfactoriamente la prueba de control, que consiste en someterlos a una presión de 95 kpa, a temperatura entre -40°C a 55°C .

- **Recipiente terciario.** Este envase debe estar hecho de material resistente a golpes y roturas. El uso del recipiente terciario estará en función de las exigencias normativas de cada tipo de transporte (terrestre, aéreo, postal o marítimo).

Es indispensable que vaya acompañado de una etiqueta en la que consten las direcciones del remitente y del laboratorio destinatario, al igual que una etiqueta con la frase "muestra de diagnóstico" y otras de orientación, colocadas en lados opuestos del paquete, indicando su correcta posición, además de otra que especifique la temperatura de conservación (Figura 12)

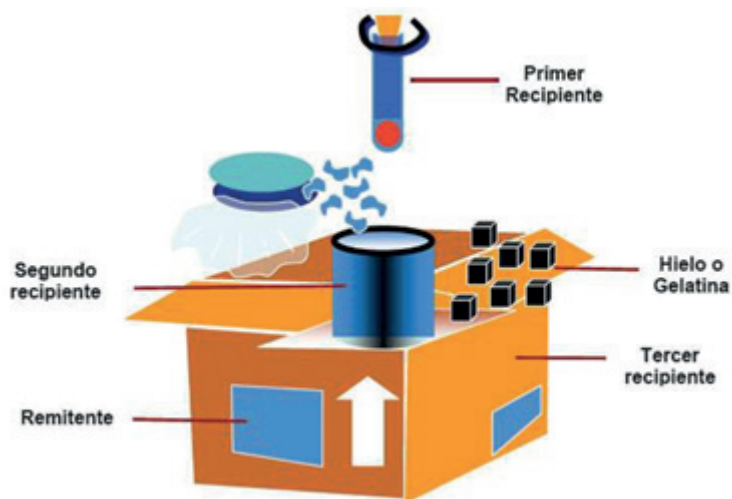


Figura 12. Recipientes para el transporte de muestras

Al enviar las muestras al laboratorio es necesario analizar la disponibilidad de tiempo del mismo, evitando el envío los fines de semana, festivos y víspera de vacaciones, ya que las muestras no serían analizadas, por consiguiente, se perderían.

Es de suma importancia anexar, a la caja de las muestras, la información con los datos completos, preferiblemente escritos a lápiz, dentro de una bolsa de

hule, para evitar que se borren si se humedece el papel. El documento contendrá la siguiente información:

- Los datos del propietario y del veterinario (nombre, dirección, teléfono).
- Diagnóstico presuntivo y diferencial.
- Examen que se desea realizar.
- Anamnesis.
- Datos del animal (especie, raza, edad, sexo).
- Anotar si se hizo necropsia antes o después de enviar las muestras.
- Anexar datos de la historia clínica importantes (macro–micro clima, sintomatología, hallazgos de exploración).
- Resultados de la necropsia (descripción de lesiones por sistemas).
- Tipo de conservador utilizado en las muestras.
- Hora y fecha en que se tomó las muestra.
- Cuando se necesite los resultados de inmediato, se debe especificar la urgencia y el medio en que se desea enviar la información de resultados (fax, correo electrónico, teléfono).

Capítulo 6.

FORMATO DE NECROPSIA

FORMATO DE REMISIÓN DE MUESTRAS PARA ANÁLISIS ANATOMOPATOLÓGICO				
Fecha:		No. de registro:		
Datos del propietario				
Departamento:		Municipio:		
Nombre del propietario:		Teléfono:		
Profesional encargado:				
Datos del paciente				
Nombre:		Especie:	Raza:	
Género:		Edad:		
Fecha de muerte:		Hora:		
Eutanasia:	Si	No	Método	
Material recibido:				
Registro fotográfico:	Si	No		
Historia clínica Antecedentes y/o tratamientos actuales o recientes (medicación, vermifugación, otras prácticas):				
DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA				
Examen externo:				
Sistema respiratorio:				
Sistema cardiovascular:				
Sistema digestivo:				
Sistema urogenital:				
Sistema nervioso:				
Sistema hematopoyético:				
Sistema musculoesquelético:				
Diagnóstico de Necropsia:				
MUESTRAS REMITIDAS				
Histopatología		Laboratorios	Muestras	Resultado
Tomados	Cortados	Patología clínica		
		Toxicología		
		Parasitología		
		Microbiología		
		Otros		
RESULTADOS				
Descripción Microscópica:				
Diagnóstico Microscópico:				
Diagnóstico final:				
Patólogo responsable:				
Anexos:				

El primer paso de rutina es el diligenciamiento del formato de recepción de muestras, para garantizar el registro ordenado de la información, que más tarde será clave para establecer un posible diagnóstico y toma de decisiones.

Se debe revisar en forma detenida la historia clínica, además de los antecedentes y características del paciente (raza, edad, sexo, color, estado general, función zootécnica, peso) y otros datos anamnésicos suministrados por el dueño, para saber la finalidad de la necropsia y de esa manera, acercarse al diagnóstico.

El formato puede variar en su diseño, dependiendo de las necesidades del usuario, pero ha de contener la información mínima necesaria, según el esquema que anteriormente se presentó.

Debido a que la necropsia es un proceso sistemático y ordenado, permite recopilar información que debería consolidarse en una conclusión o **diagnóstico morfológico macroscópico preliminar** y un comentario adicional, el cual tendría que reunir las siguientes características:

- Identificar el disturbio y/o trastorno presentado (disturbio microcirculatorio, trastorno inflamatorio, degenerativo, tumoral y muerte celular, entre otros). Un mismo tejido u órgano pueden incluir varios trastornos.
- Órgano o tejido (precisar la región anatómica, por ejemplo: íleon, lóbulo cuadrado del hígado).
- Duración siempre y cuando sea posible (agudo, crónico o crónico activo).
- Severidad (leve, moderado, severo). Se debe tener en cuenta el compromiso funcional del tejido y órgano involucrado.
- Distribución (focal, multifocal, difuso/generalizado)

Ejemplos:

- Hígado: hepatitis necrótica multifocal severa
- Hígado: Degeneración grasa difusa
- Mucosa glandular de la región pilórica con focos hemorrágicos y ulcerados multifocales severos.

- Enteritis catarral generalizada

En el comentario se puede incluir particularidades de la necropsia, eventos que hayan llamado la atención o con correlación clinicopatológica, diagnósticos o hallazgos asociados a entidades clínicas como por ejemplo insuficiencia renal crónica, insuficiencia cardíaca congestiva, diagnósticos diferenciales o pruebas adicionales.

Toda esta información es de utilidad para que junto a la evaluación microscópica se pueda llegar al diagnóstico final lo más preciso posible. Si está en campo o un sitio alejado del laboratorio se recomienda adicionar fotografías macroscópicas de la lesión.

Capítulo 7.

TÉCNICA DE NECROPSIA

CONSIDERACIONES DE PROCEDIMIENTO

La técnica que se describe a continuación es de carácter topográfico con un abordaje en sentido craneal a caudal, con la posterior evaluación de órganos y tejidos por sistemas.

- Proceder ordenadamente, examinando los diferentes órganos y tejidos sistemáticamente.
- Efectuar cortes netos, con seguridad, evitando accidentes personales.
- No destruir los tejidos con cortes inadecuados, sin previa y detenida observación de los mismos.
- No lavar los tejidos u órganos antes de observarlos.
- No descartar órganos o tejidos antes de haber realizado una completa revisión de los mismos.
- Se inicia con la realización de la reseña del animal en donde se incluye: especie, raza, sexo, edad, peso, color, señas particulares, función zootécnica.

La necropsia del cadáver se puede dividir en cinco partes: inspección externa, incisión primaria, incisión secundaria, extracción de vísceras, inspección de órganos.

INSPECCIÓN EXTERNA

Se inicia con el examen de la piel, revisando su continuidad, color, elasticidad, consistencia y aspecto. Se examina el pelo, tomando en cuenta su distribución, cantidad, implantación, aspecto, presencia de parásitos externos (Figuras 13 y 14).

Aquí se revisa uñas, espacios interdigitales y cojinetes plantares (Figura 15)



Figura 13. Inspección externa



Figura 14. Inspección del pelo



Figura 15. Inspección de cojinetes plantares

También es importante valorar el estado nutricional y muscular del paciente, ya que puede ser un indicador de otros hallazgos evidenciados durante el procedimiento de necropsia.

Se inspecciona los orificios naturales en busca de lesiones ulcerativas o erosivas, exudados, diarrea y cambio en el color de las mucosas, en el siguiente orden: 1) cavidad oral, 2) mucosa nasal, 3) mucosa ocular, 4) pabellón auricular, 5) mucosa vaginal o prepucial, 6) mucosa anal (Figuras 16-22).



Figura 16. Inspección de cavidad oral (lengua, paladar)



Figura 17. Inspección de cavidad oral (dientes, encías)



Figura 18. Inspección de la mucosa nasal

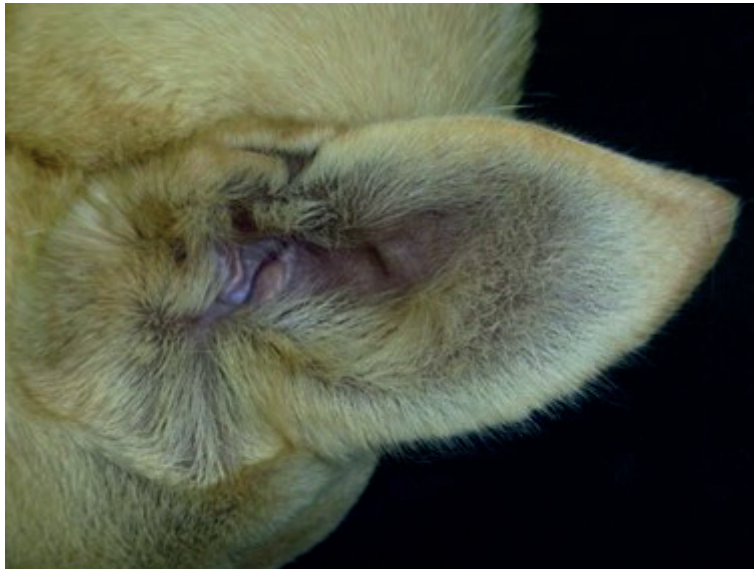


Figura 19. Inspección del pabellón auricular



Figura 20. Inspección de mucosa ocular



Figura 21. Inspección de la mucosa vaginal o prepucial



Figura 22. Inspección de Mucosa anal

INCISIÓN PRIMARIA

Los objetivos de la incisión primaria son:

- Poner en posición adecuada el cadáver, para efectuar la necropsia de la manera más cómoda posible.
- Revisar la articulación coxofemoral.
- Inspeccionar el tejido subcutáneo.

- Inspeccionar los músculos.
- Inspeccionar los ganglios linfáticos explorables.

El procedimiento empieza colocando el cuerpo en posición decúbito dorsal, se demarca una línea desde la sínfisis mandibular hasta la sínfisis púbica y se procede a iniciar la incisión; en el caso de los machos se rodea el pene, prepucio y testículos por el mismo lado, para retraerlos caudalmente; si se trata de una hembra se sigue la incisión por la línea media (Figuras 23 y 24).



Figura 23. Demarcación de la Incisión primaria



Figura 24. Incisión primaria

Posteriormente se procede a separar a lado y lado la piel del tejido subcutáneo y se cortan los músculos pectorales que fijan los miembros anteriores (desmembrar el cadáver); los miembros posteriores se desarticulan a nivel coxofemoral.

El corte de los músculos se hace en sentido craneal a caudal, procurando no afectar las arterias y venas femorales, evitando que éstas llenen de sangre la cavidad acetabular e impidan la observación de la superficie articular. Una vez incidida la capsula articular, se corta el ligamento redondo, se observa e inspecciona la cabeza del fémur (Figuras 25 y 26).



Figura 25. Separación de la piel

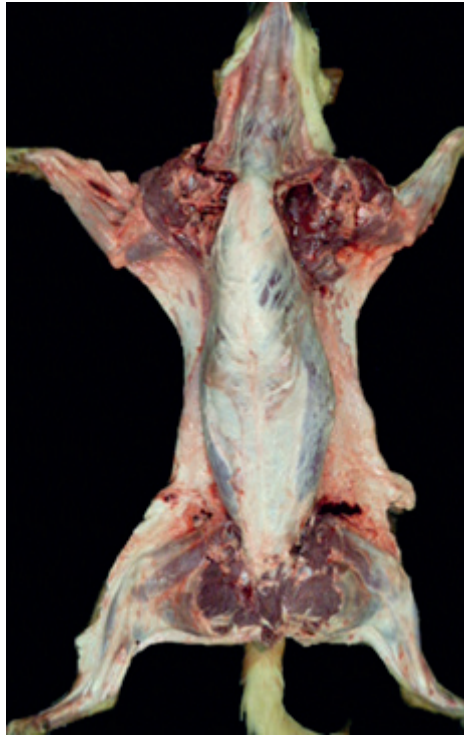


Figura 26. Corte de desarticulación coxofemoral y músculos pectorales

Una vez extraída la piel, se revisa el tejido subcutáneo, el tejido muscular y linfonodos explorables (mandibulares, cervicales superficiales, subescapulares, inguinales en el macho, mamarios en la hembra y poplíteos); éstos se podrán observar claramente siempre y cuando los animales no tengan mucha grasa, de lo contrario es necesario desplazar la grasa para sentir la firmeza del linfonodo.

En general, el poplíteo se puede identificar al saber que se encuentra incidiendo la piel en la parte caudal de la rodilla (articulación femorotibiopatelar), encontrando un acumulo de grasa en el lugar donde se localiza el linfonodo.

Después de la inspección externa, en la revisión de linfonodos se debe tener en cuenta el color, la consistencia, la textura y el tamaño; se hace un corte longitudinal para observar la relación entre la zona cortical y medular, definiendo su color, contenido y consistencia.

INCISIÓN SECUNDARIA

Los objetivos de la incisión secundaria son:

- Exponer cavidad abdominal y torácica.

- Revisar la posición de las vísceras, junto con las condiciones de la pleura y el peritoneo.

Los objetivos de la incisión secundaria son:

- Exponer cavidad abdominal y torácica.
- Revisar la posición de las vísceras, junto con las condiciones de la pleura y el peritoneo.
- Determinar la presencia de líquidos o adherencias en estas cavidades

El procedimiento inicia con una incisión paralela al cuerpo de la mandíbula, en su parte medial sobre los músculos que se encuentran en el espacio intermandibular, de craneal a caudal desde la sínfisis mandibular hasta la base de la lengua, para permitir su extracción y cortar el frenillo que une la base de esta con la mucosa oral; se expone la lengua ventralmente con ayuda de una pinza o gancho para facilitar su disección, luego se la flexiona caudalmente mientras se cortan los tejidos orofaríngeos, incluyendo el musculo externotirohioideo de la tráquea, tratando de evitar el mayor daño del tejido; finalmente con ayuda de un costótomo se hace un corte del aparato hioides entre los huesos epihioideo y estilohioideo, en animales pequeños este corte se puede hacer con ayuda de una cuchilla de bisturí (Figura 27).

Una vez liberada la lengua se sigue con el corte hasta la parte caudal, llegando a la entrada del tórax, donde se elevan los músculos exponiendo la tráquea y el esófago hasta llegar a la unión costochondral (Figura 28).

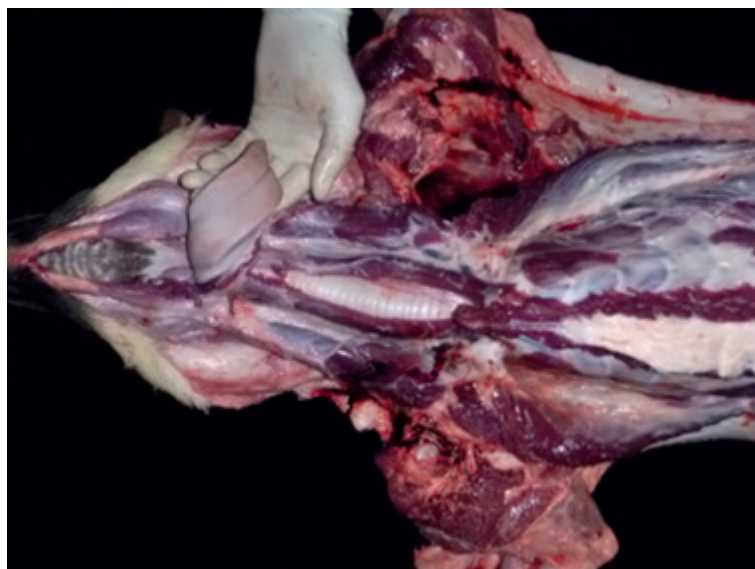


Figura 27. Incisión del músculo externotirohioideo



Figura 28. Extracción de lengua, esófago y tráquea

Es conveniente tener en cuenta la ubicación de la glándula tiroides, al realizar este procedimiento, para su adecuada inspección. Con este corte es posible revisar las tonsilas que es un órgano par de forma lenticular localizadas caudal al arco palatogloso, las cuales se inspeccionan tanto externa como internamente, además de nódulos linfáticos retrofaríngeos, del paladar, glándulas salivales y la cavidad oral.

Posteriormente se hace la incisión de la cavidad abdominal a través de la línea alba en sentido craneal a caudal en dos tiempos, si es necesario se utiliza una sonda acanalada para evitar punción accidental de vísceras; en la primera etapa se recomienda hacer un corte no mayor a 5 cm dependiendo del tamaño del animal para verificar posicionamiento y colección de posibles fluidos en cavidad (de haberlos se hace toma de muestra del contenido para microbiología y patología clínica) para evitar vaciamiento y contaminación del contenido; en una segunda etapa se continúa el corte hasta la sínfisis púbica con cuchillo, se cortan los músculos abdominales (oblicuo abdominal interno y externo, transverso abdominal y parte del recto abdominal) paralelos al borde de la última costilla (arco costal) de cada lado, finalmente queda un trozo de musculo adherido a la parte caudal de la región inguinal el cual no se corta; es conveniente hacer un corte desde la sínfisis pubiana hasta la tuberosidad isquiática, dejando que el músculo sobrante se repliegue hacia afuera (Figura 29).



Figura 29. Exposición de cavidad abdominal

Se sigue con dos cortes paralelos al borde libre de la última costilla para exponer el diafragma y hacer una punción con una hoja de bisturí preferiblemente en la región muscular cerca al esternón, donde se puede observar la retracción del diafragma, el cual se produce por la entrada de aire a la cavidad torácica y/o colección de fluidos (Figura 30).



Figura 30. Corte de diafragma

Con ayuda de una pinza de hueso se hace un corte en sentido caudal a craneal paralelo al esternón y dos cortes longitudinales en el mismo sentido en la región más alejada posible de la unión costondral desde T13 hasta T1, con el objetivo de retirar la pared costal derecha e izquierda y facilitar así la evaluación de los órganos torácicos (Figuras 31 y 32).

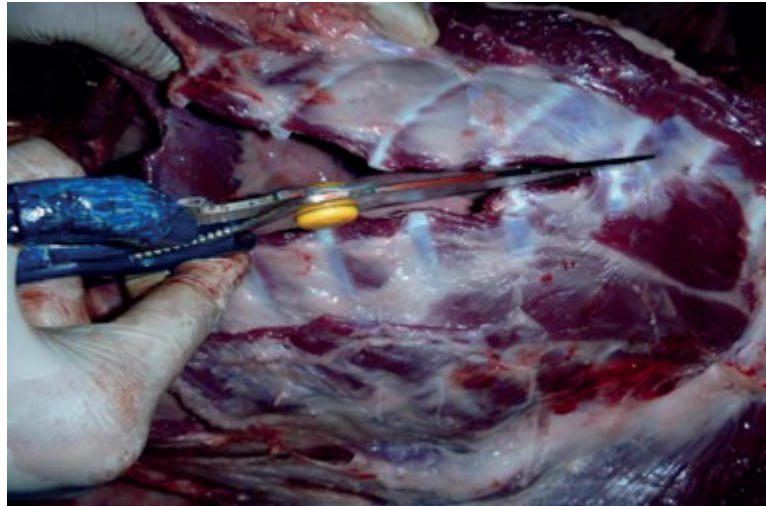


Figura 31. Incisión de la unión costochondral

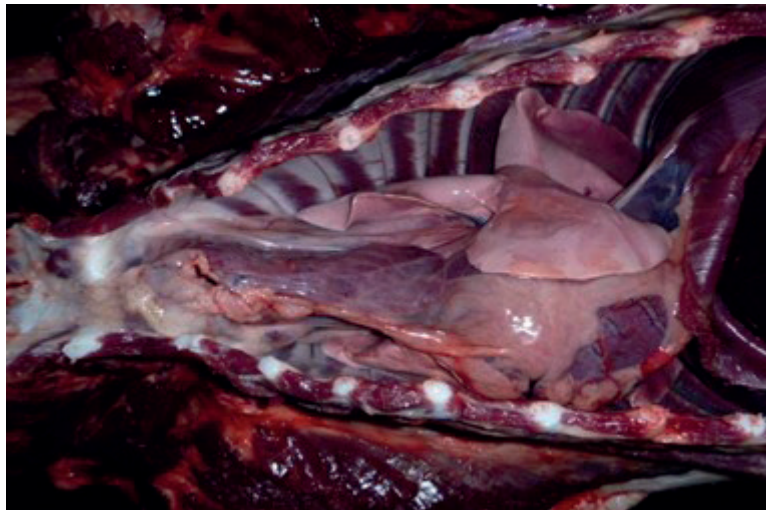


Figura 32. Exposición de la cavidad torácica.

EXTRACCIÓN DE VÍSCERAS E INSPECCIÓN POR SISTEMAS

Debe tenerse en cuenta que para evaluar cada sistema por separado se requiere hacer una serie de incisiones que facilitan el procedimiento de evaluación de los órganos específicos, cortes que se describen a continuación. Para facilitar este procedimiento, primero se revisa brevemente la anatomía de los sistemas y órganos a evaluar.

- ***Sistema respiratorio.***

Para la evaluación del sistema respiratorio los criterios a considerar son:

Anatomía. De acuerdo con la anatomía del canino, es posible observar que el pulmón izquierdo presenta dos lóbulos, el craneal y el caudal, divididos mediante cisuras profundas; el lóbulo craneal, a su vez, se divide en las porciones craneal y caudal.

El pulmón derecho se divide en lóbulos craneal, medio, caudal y accesorio. En este pulmón se puede identificar la escotadura cardiaca, el vértice de esta escotadura se prolonga con la cisura que separa los dos lóbulos craneal y medio.

También se debe tener en cuenta las estructuras relacionadas con los pulmones, como es el caso de la tráquea, que se bifurca en bronquios principales izquierdo y derecho. Cada bronquio, a su vez, se divide en bronquios lobulares, que ventilan los lóbulos pulmonares.

En la zona de la carina (eminencia entre los bronquios principales, a nivel de la tráquea), el bronquio derecho da origen al bronquio craneal, para ventilar el lóbulo craneal derecho. Los linfonodos traqueobronquiales se encuentran en la carina y sobre los bronquios (Figuras 33 y 34).

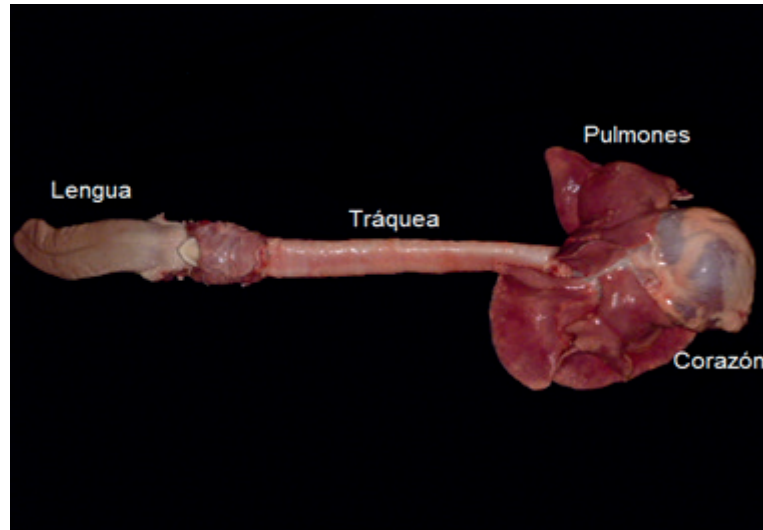


Figura 33. Paquete cardiorespiratorio

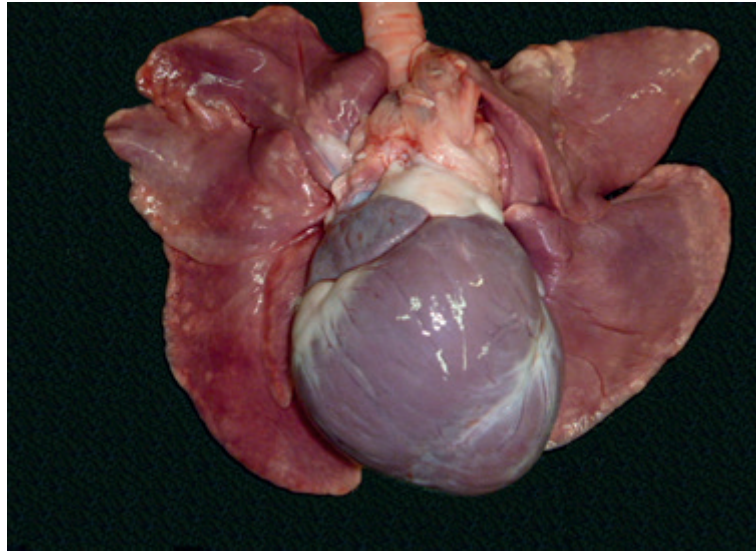


Figura 34. Paquete cardiopulmonar

Necropsia. Para extraer el sistema cardiorespiratorio se inciden con cuchillo los paquetes carotídeos (carótidas, nervio faríngeo recurrente, nervio vago y yugular), ligamentos mediastínicos, el esófago, vena cava caudal y aorta para liberar la lengua, la tráquea, los pulmones y el corazón junto al esófago. Se sugiere ligar el segmento craneal restante del esófago que fue seccionado para evitar el derrame de fluidos en cavidades. Finalmente se separa el esófago de la tráquea y posteriormente se evalúa la mucosa esofágica haciendo un corte longitudinal del órgano con tijera.

Para determinar las lesiones se debe tener en cuenta la forma en que están distribuidas (focal, multifocal, difusa o extensiva), determinando la magnitud de la lesión, expresada en porcentaje.

Con referencia a la cavidad nasal, se revisa las conchas o cornetes nasales, realizando una incisión transversal entre el primero y segundo premolar superior con ayuda de una sierra, donde se inspecciona su simetría, integridad y mucosa; Para inspeccionar la tráquea y bronquios, se realiza un corte por la parte membranosa, iniciando desde la laringe hasta llegar a su bifurcación; después se inciden los bronquios, utilizando unas tijeras, prolongando el corte hasta donde sea posible llegar, para observar la mucosa, el árbol traqueo bronquial y su contenido (Figura 35).

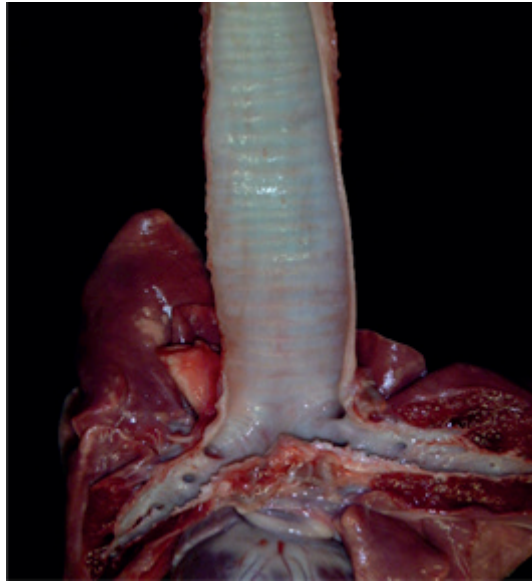


Figura 35. Inspección de tráquea

La mucosa debe ser inspeccionada minuciosamente, para detectar cualquier problema que puede causar el anormal funcionamiento del aparato respiratorio, como es el caso de úlceras, parásitos, exudados, erosiones, presencia de fluido, espuma, material aspirado, entre otros.

Se debe observar los pulmones y antes de palparlos tomar las muestras ya que pueden presentarse artefactos por presión (atelectasia artefactual). Durante la palpación se explora la textura en cuanto a su elasticidad, consolidación, nódulos y crepitación. También se inspecciona los vasos sanguíneos pulmonares, para determinar la presencia de trombos y parásitos.

Posteriormente, se debe realizar cortes de forma sagital, de un grosor aproximado de un centímetro, en todo el parénquima, incluyendo todos los lóbulos pulmonares (Figura 36), a la vez que se realiza estas incisiones, se palpa para poder determinar zonas más duras o irregulares, que pueden ser útiles para exámenes histopatológicos.



Figura 36. Cortes sagitales del parénquima pulmonar

● **Sistema cardiovascular.**

Para la evaluación del sistema cardiovascular los criterios a considerar son:

Anatomía. El corazón está conformado por endocardio, miocardio, epicardio y una membrana fibroserosa, denominada pericardio, que lo recubre, también está conformado por dos atrios, derecho e izquierdo; el primero recibe la sangre del sistema venoso y presenta los músculos pectinados; el atrio izquierdo, también conformado por músculos pectinados, recibe la sangre proveniente del pulmón (oxigenada).

En cuanto a los ventrículos, también derecho e izquierdo: en el derecho se encuentran la válvula tricúspide, las cuerdas tendinosas, los músculos papilares, las trabéculas carnosas y la trabécula septomarginal; el ventrículo izquierdo es más grueso que el ventrículo derecho (relación normal 3 a 1), en él se observan músculos papilares y cuerdas tendinosas; en cuanto a las trabéculas carnosas, se encuentran en un número menor, en comparación con el ventrículo derecho; allí se encuentra la válvula mitral.

El corazón, normalmente se ubica en la parte media del mediastino, al nivel de la tercera y la sexta costilla (Figuras 37 y 38).

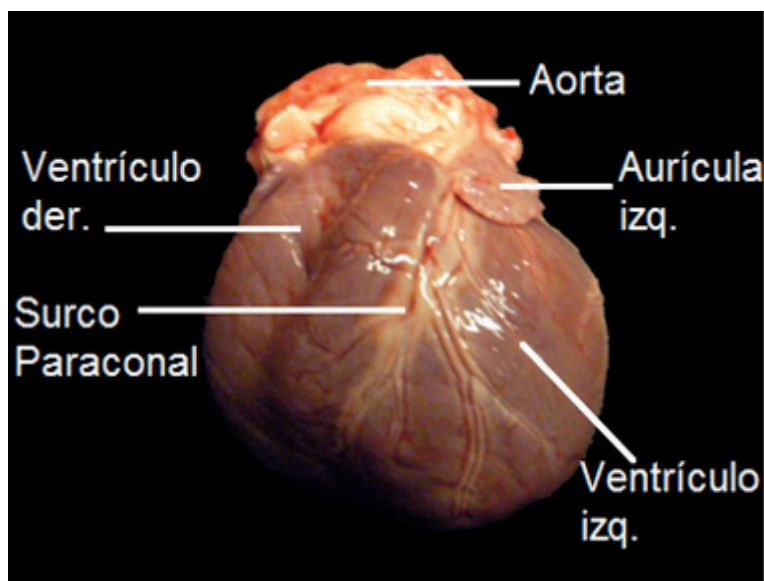


Figura 37. Anatomía del corazón cara anterior

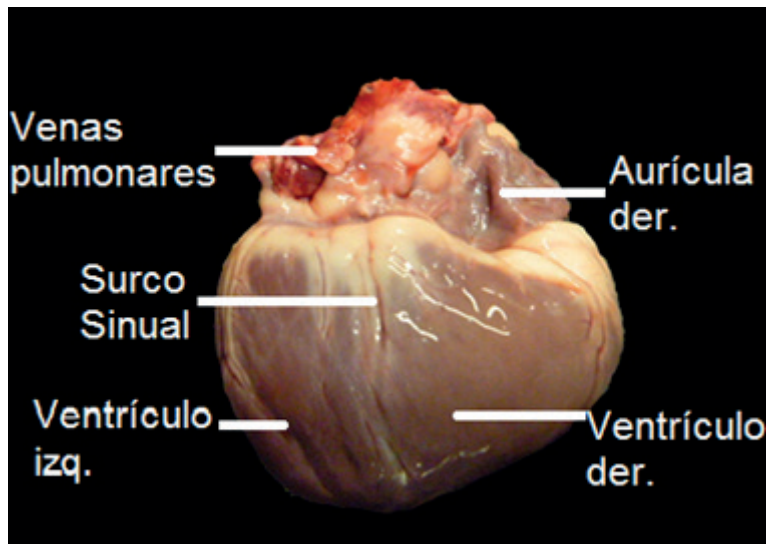


Figura 38. Anatomía del corazón cara posterior

Necropsia. La inspección del corazón debe hacerse cuando está unido al pulmón, ya que esto permite una mejor orientación y posiblemente valorar el tamaño.

Antes de realizar alguna incisión, se debería pesar el órgano y revisar externamente el saco pericárdico; posteriormente se hace un corte al nivel del ápice del pericardio, para revisar el líquido pericárdico en su consistencia, color, cantidad normal o patológica y la presencia de algún tipo de adherencia al epicardio. A continuación, se revisa la grasa del surco coronario y posteriormente el epicardio externamente, para observar algún tipo de hemorragias.

En cuanto a las arterias, se inspecciona el diámetro de éstas, el grosor de las paredes, el endotelio y las válvulas semilunares, en especial en animales jóvenes para descartar anomalías congénitas.

En el endocardio deben examinarse las válvulas (color, grosor, forma y elasticidad), tanto de la mitral como de la tricúspide. En las superficies endocárdicas murales debe buscarse cambios de color, grosor y consistencia. El miocardio se inspecciona registrando color, grosor, estado de consistencia o flacidez y tamaño.

Existen diferentes técnicas para hacer la disección del corazón, la elección de esta depende de la historia clínica del individuo y el criterio del profesional en el momento de evaluar in situ el sistema cardiorespiratorio en cuanto a la forma, tamaño y disposición anatómica de los septos.

Una opción es la realización de cortes transversales con cuchillo en diferentes segmentos (ápice, segmento medio y base), que permite detallar el diámetro de cámaras y paredes musculares del corazón derecho e izquierdo (Figura 39 y 40).

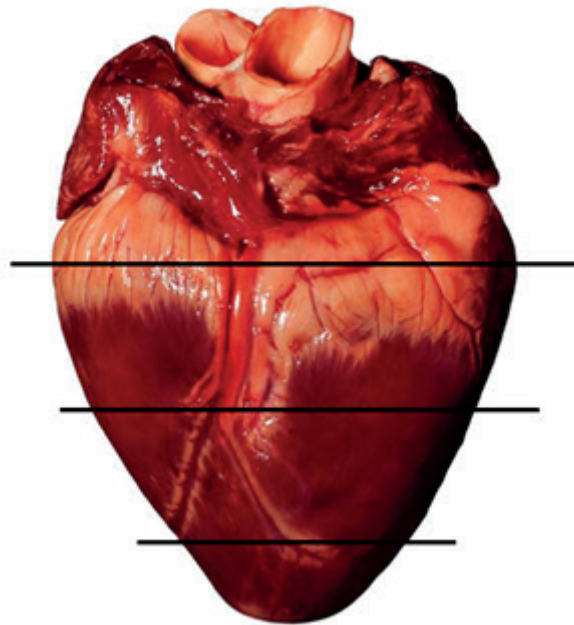


Figura 39. Puntos de referencia para cortes transversales del corazón

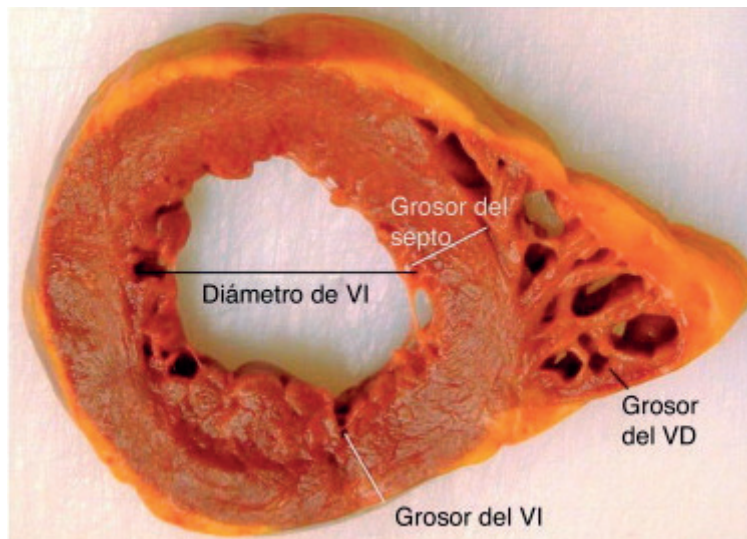


Figura 40. Evaluación de corte transversal del corazón

Fuente: Morentin-Campillo B, Suárez-Mier MP, Aguilera-Tapia B. Autopsia cardiaca en Patología forense. Revista Española de Medicina Legal. 2013; 39(3):106-111.

Otra opción es realizar un corte a través de aurículas, septos y vasos mayores, lo cual permite evaluar en mayor detalle las características del endocardio y válvulas. Para realizar los cortes se recomienda trabajar con tijeras, se toma el corazón, tratando que el ventrículo izquierdo quede al lado derecho, para observar la superficie auricular.

- **Primer corte.** Se traza una línea imaginaria, paralela al surco paraconal, aproximadamente un centímetro a la izquierda; posteriormente se realiza un corte que penetre hasta el ventrículo derecho y se continúa con la arteria pulmonar, hasta llegar al parénquima pulmonar (Figura 41).

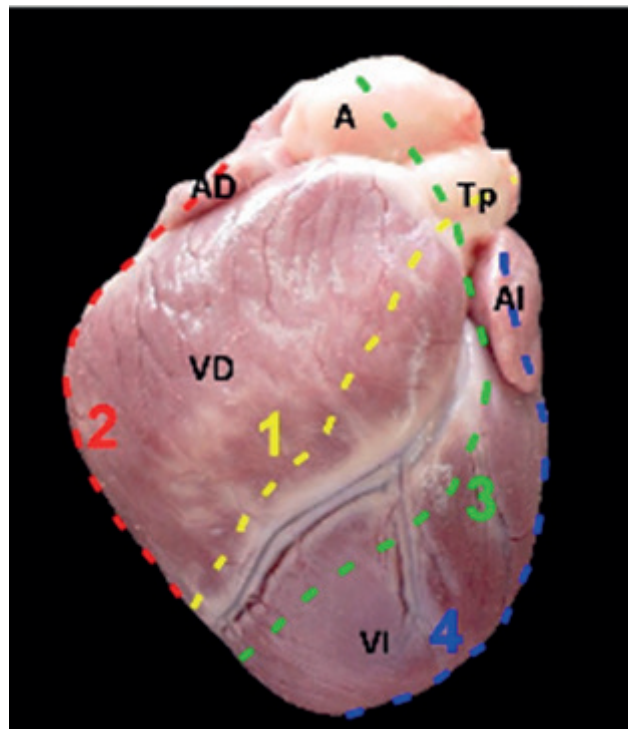


Figura 41. Puntos de referencia para cortes de corazón.

1. Primer Corte, 2 Segundo Corte, 3 Tercer Corte, 4 Cuarto Corte, AD: Atrio Derecho, VD: Ventrículo Derecho, AI: Atrio Izquierdo, VI: Izquierdo, A: Aorta, TP: Tronco Pulmonar

Con esta incisión se puede observar: epicardio del ventrículo derecho, miocardio, endocardio, endotelio de la arteria pulmonar, válvula semilunar del tronco pulmonar (nido de golondrina) (Figura 42).

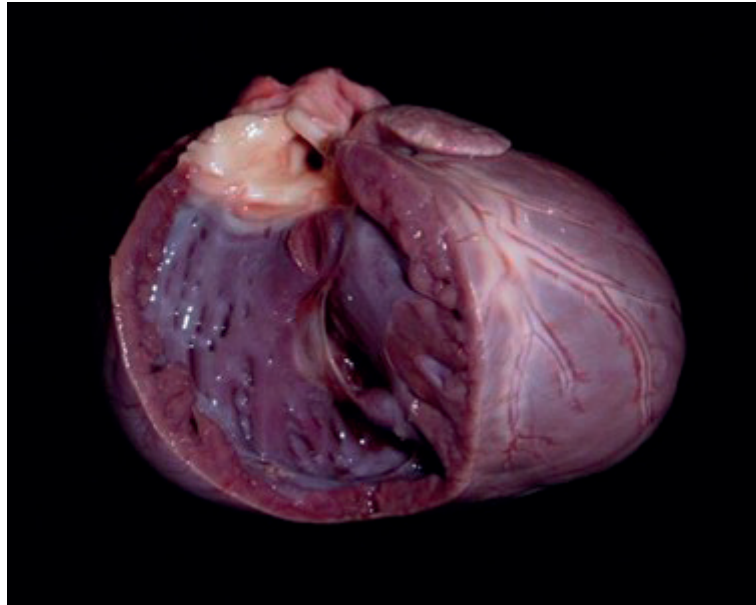


Figura 42. Primer corte del corazón

- **Segundo corte.** Para este corte, se debe girar al corazón noventa grados hacia la derecha, teniendo como punto de referencia la aurícula; se realiza un corte que llegue al ventrículo derecho y se continúa hasta la aurícula derecha, para posteriormente salir hacia las venas cavas (Figura 41).

Con esta incisión se puede observar: endocardio mural, trabéculas septo marginales, trabéculas carnosas, válvula tricúspide, músculos papilares, cuerdas tendinosas, aurícula derecha, músculos pectinados, venas cavas y ácidos (Figuras 43).

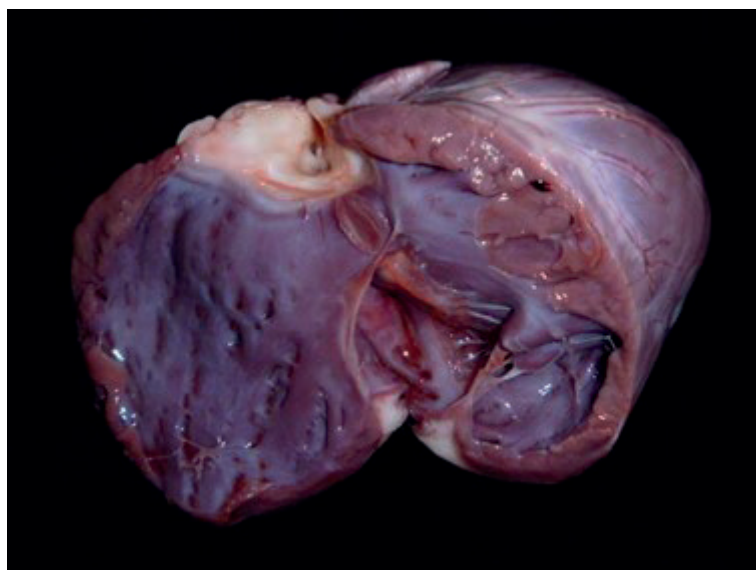


Figura 43. Segundo corte del corazón

- **Tercer corte.** Se ubica el corazón en su posición original, teniendo como referencia el surco paraconal; posteriormente se traza una línea imaginaria hacia este surco, a un centímetro a la derecha, aproximadamente, se realiza un corte que penetre hasta el ventrículo izquierdo, y se dirige el corte hacia la aorta; para esto se corta sobre la arteria pulmonar y se expone la aorta (Figura 41).

Con esta incisión se puede observar: epicardio, miocardio ventricular izquierdo, endocardio mural, arteria aorta, su endotelio y su válvula semilunar (Figura 44).

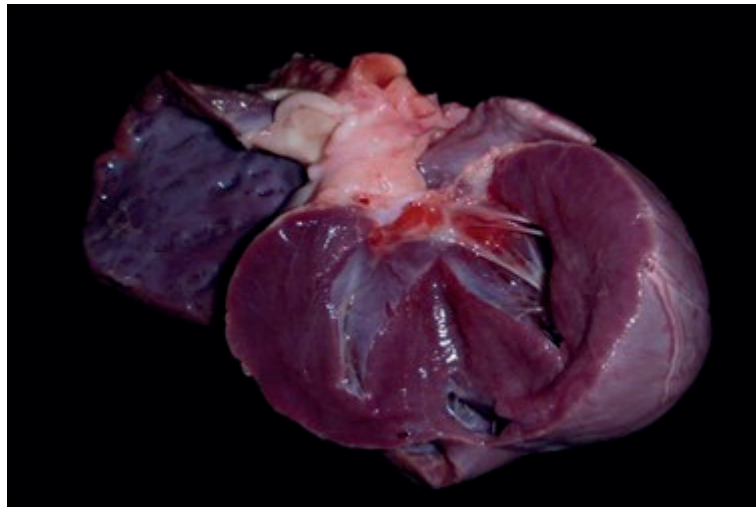


Figura 44. Tercer corte del corazón

- **Cuarto corte.** De acuerdo con la posición inicial, se gira al corazón noventa grados a la izquierda y se toma como punto de referencia la aurícula izquierda. Se realiza una incisión en el ventrículo izquierdo y se continúa hacia la aurícula izquierda, para salir a las venas pulmonares (Figura 41).

Con esta incisión se puede observar: válvula mitral, endocardio mural ventricular y auricular izquierdo, trabéculas septo marginales, trabéculas carnosas, músculos papilares, cuerdas tendinosas, aurícula izquierda, músculos pectinados y venas pulmonares (Figura 45).

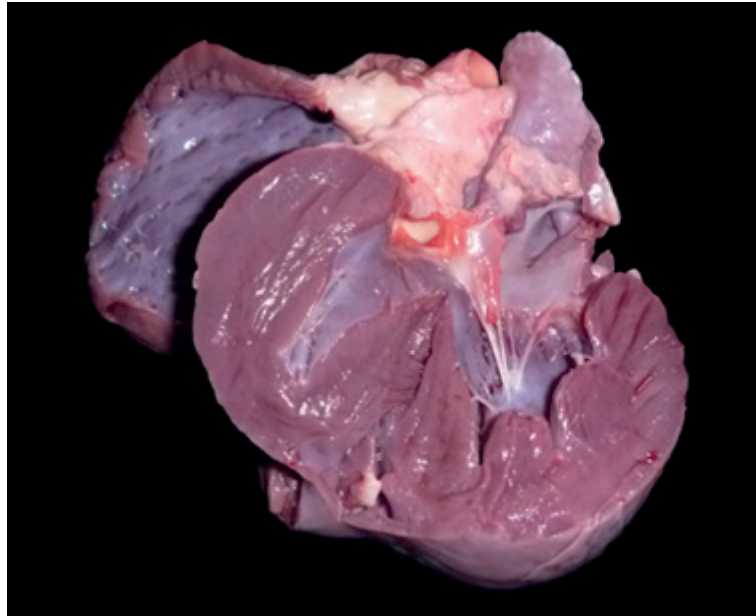


Figura 45. Cuarto corte del corazón

● **Sistema Linforeticular**

Este sistema está constituido por el bazo, timo, nódulos linfáticos y médula ósea. Teniendo en cuenta la disposición multicéntrica de los órganos que lo componen, su evaluación se realiza en la medida en que quedan expuestos.

- **Bazo.**

Anatomía. Se ubica en la lámina superficial del omento mayor, a la izquierda del plano medio y a lo largo de la curvatura mayor del estómago, En cuanto a su posición, forma y grado de distensión, estas características son variables. Este órgano tiene relación, en la superficie lateral, con el peritoneo parietal de la pared abdominal lateral izquierda y con el hígado.

La parte del omento mayor que fija el bazo al estómago es el ligamento gastroesplénico, el bazo puede observarse aumentado de tamaño, debido al uso de medicamentos como los barbitúricos (Figuras 46 y 47).

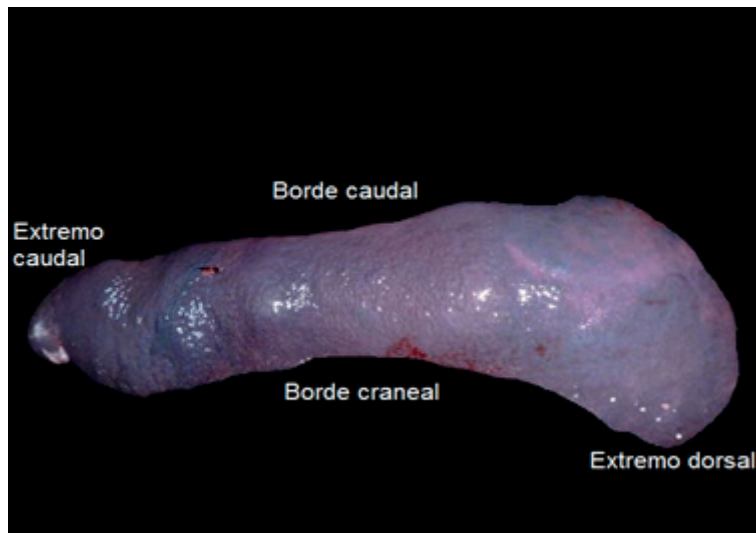


Figura 46. Anatomía del bazo- cara parietal

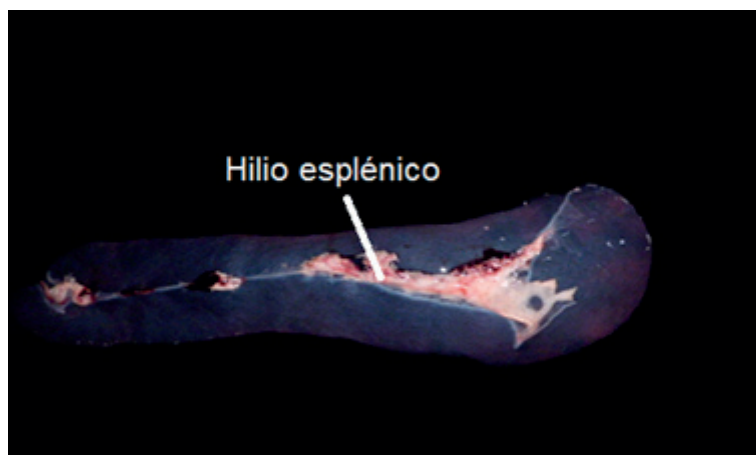


Figura 47. Anatomía del bazo- cara visceral

Necropsia. Durante la necropsia, al igual que los otros órganos ya inspeccionados, el bazo se revisa externamente, para determinar su textura, color, forma, tamaño, bordes y aspecto de la capsula, para determinar alguna lesión.

Posteriormente, al examen externo se realizan cortes transversales de 0,5 a 1 cm de tamaño para observar algún tipo de lesión patológica, y enviar muestras para su respectivo estudio histopatológico (Figura 48).

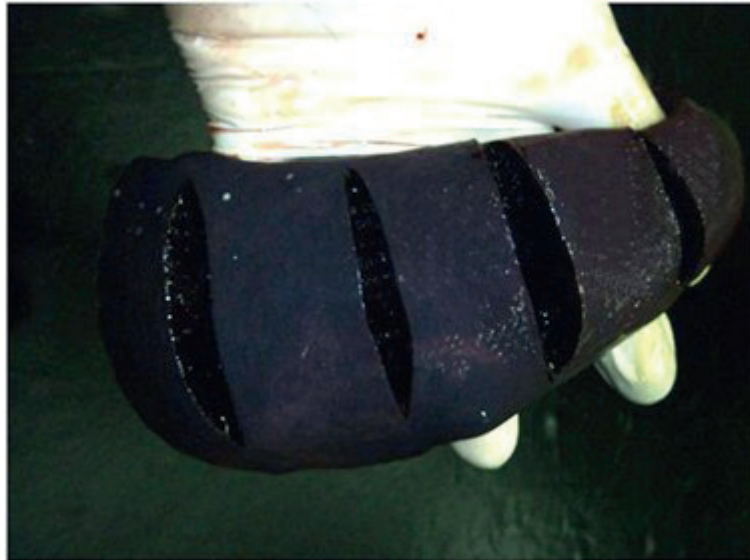


Figura 48. Cortes transversales del bazo

- **Timo.**

Anatomía. En carnívoros es un órgano pequeño, situado únicamente en la cavidad torácica, entre las hojas mediastinales, craneal al corazón, el cual se distingue por su forma triangular, lateralmente comprimido, de estructura lobulada y color gris rosado. El timo crece rápidamente durante los primeros meses de vida y alcanza el tamaño máximo entre los 4 y 5 meses de edad. La involución tímica comienza alrededor de los 6 meses de edad tanto en perros como gatos. A medida que el timo involuciona, es reemplazado por grasa. Aunque el timo nunca desaparece por completo, el remanente tímico rara vez es visible en adultos, es por eso que la resección del saco pericárdico craneal y el tabique mediastínico craneal ventral a la tráquea puede incluir restos del timo.

Necropsia. Durante la necropsia su evaluación generalmente se limita al tamaño en busca de disminución (hipoplasia, atrofia) o aumento (hiperplasia, neoplasia) y a la forma, ya que el hallazgo de quistes tímicos es relativamente común e incidental en perros mayores.

- **Nódulos Linfáticos.**

Anatomía. Filtran antígenos y agentes infecciosos de la linfa aferente y producen linfa eferente rica en anticuerpos y linfocitos. Tienen una superficie lisa y firme. Su forma es como un frijol rodeado por una cápsula de tejido conectivo y por lo general están incrustados en el tejido adiposo de los ángulos flexores de las articulaciones, en el mediastino y mesenterio, y en el ángulo formado por el origen de muchos de los vasos sanguíneos más grandes. Se designan topo-

gráficamente.

Necropsia. En nódulos linfáticos se avalúa el tamaño y se hace un corte sagital en busca de áreas de aspecto hemorrágico o edematoso, neoplasias, entre otros. Normalmente en la superficie de corte la cápsula es una banda delgada de tejido conectivo fibroso, la corteza y la médula están mal definidas pero la corteza es generalmente de color gris-blanco y la médula suele ser más oscuro que la corteza.

- **Médula ósea.**

Anatomía. Dependiendo de la cantidad de tejido hematopoyético y tejido adiposo, la médula ósea se clasifica en médula roja o médula amarilla. La médula roja predomina en los huesos planos del cráneo, costillas, esternón y pelvis, así como en la epífisis y metáfisis de huesos largos. Se encuentra médula amarilla en la diáfisis de huesos largos. En adultos, la mayoría de la médula roja está presente en los huesos planos, cuerpos vertebrales y metáfisis de huesos largos.

Necropsia. Para su estudio se extrae un hueso largo (normalmente el fémur), se coloca contra el borde de una mesa y se fractura con una pinza para hueso; este procedimiento se realiza para determinar la resistencia del hueso y facilitar la toma de la muestra de médula ósea. La evaluación de este tejido es de particular importancia en procesos infecciosos de etiología viral en animales jóvenes, patologías mieloproliferativas y aplasia medular. En la evaluación debe tenerse en cuenta el color y proporción de grasa, en animales jóvenes el color es rojo y la proporción de parénquima funcional es de 70-30 respecto al tejido adiposo, esta proporción se invierte en animales adultos y gerontes siendo su color blanco amarillento.

● **Sistema digestivo**

El sistema digestivo debe ser evaluado o inspeccionado minuciosamente: en primer lugar, se realiza una revisión externa del peritoneo, posteriormente se observa los ganglios linfáticos mesentéricos, páncreas y cada segmento de los intestinos (Figura 49).

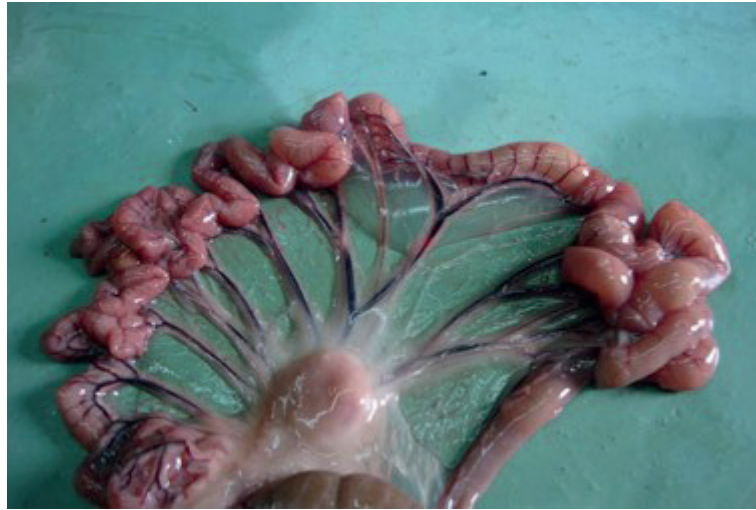


Figura 49. Inspección de mesenterio y ganglios linfáticos

En la extracción de las vísceras abdominales se debe retirar el omento mayor y el bazo. Adicionalmente, se realizan dos ligaduras en la parte anterior del esófago y en la parte caudal del recto, a su entrada en el pubis (Figura 50).

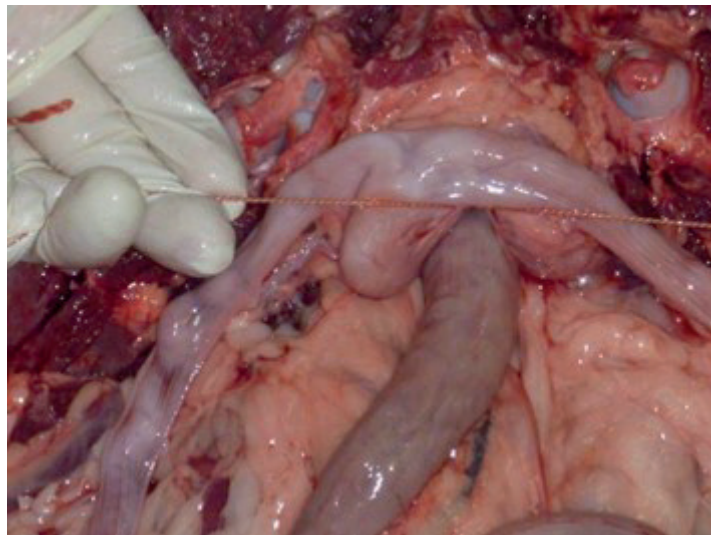


Figura 50. Ligadura del recto

El tracto gastrointestinal se debe extraer por completo, incluyendo el hígado para lo cual con tijera se hace un corte a 2 cm craneal a la ligadura del recto y con ayuda de una pinza se hace ligera tracción para facilitar el corte con tijera del peritoneo lo más cercano a la serosa de las vísceras sin dañarlas en sentido caudo craneal. Es muy importante evitar seccionar uréteres, riñones y glándula adrenal en el proceso de disección debido a que posteriormente serán evaluados in situ. Finalmente, para poder extraer las vísceras se debe cortar la porción tendinosa y muscular del diafragma que ancla el hígado a la cavidad abdominal.

Una vez extraído el tracto gastrointestinal se realiza la prueba de función del colédoco en la cual se hace un corte longitudinal no mayor de 2 cm de la región

proximal del duodeno descendente aproximadamente de 3 a 5 cm distal al píloro asegurándose de no comprometer la apertura del conducto biliar, se hace una ligera presión sobre la vesícula biliar para evidenciar la presencia de contenido biliar, asumiendo que la prueba es positiva, si el resultado es negativo se debe sospechar de procesos obstructivos en vesícula o vías biliares.

Posteriormente se secciona y se separa el hígado por completo, después se hace un corte a través del píloro para separar el estómago y para manipularlo sin alterar la mucosa se hace un corte a través de la curvatura menor.

- **Páncreas**

Anatomía. Este órgano se compone de cuerpo y dos lobulaciones, el cuerpo está cerca del píloro, el lóbulo derecho se encuentra ventral al riñón derecho y el lóbulo izquierdo está ubicado entre las capas peritoneales que forman la lámina profunda del omento mayor (Figura 51).

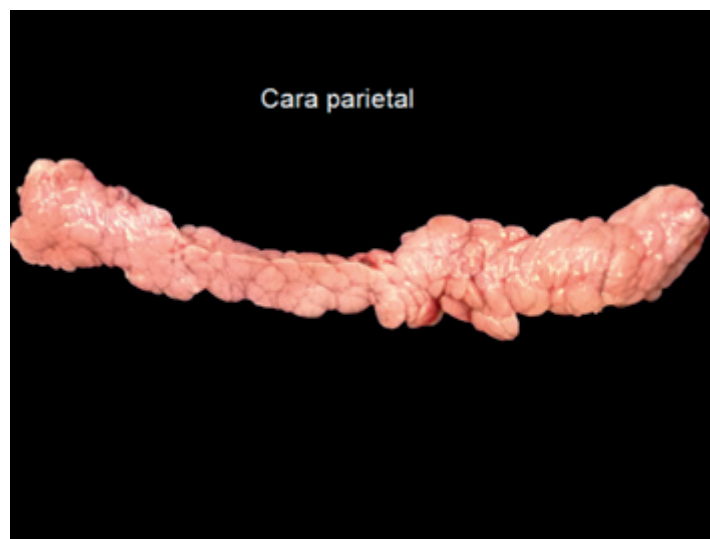


Figura 51. Páncreas- cara parietal

La mayoría de los perros presenta dos conductos que se encuentran separadamente en el duodeno, pero se comunican en la glándula, éstos son: el conducto pancreático, que es el más pequeño y a veces no se encuentra presente, desemboca en la papila duodenal mayor; el otro conducto es el pancreático accesorio, más largo y desemboca en la papila duodenal menor.

Necropsia. Para la revisión del páncreas, inicialmente debe ser separado el duodeno; una vez se realice este procedimiento, se prosigue a su inspección externa, teniendo en cuenta su tamaño, forma, color, consistencia y aspecto;

finalmente, se realiza cortes transversales de 0,5 a 1 cm de grosor con una hoja de bisturí, para observar todo el parénquima y detectar cualquier anomalía en este órgano; de esta manera se determina la necesidad de enviar muestras de laboratorio para su respectivo estudio histopatológico (Figura 52).



Figura 52. Inspección del páncreas

- **Esófago y estómago**

Anatomía. En cuanto a la anatomía del estómago, éste presenta varias regiones que en el perro se disponen así:

- *Cardias*: porción más pequeña del estómago que se encuentra muy próxima al esófago.
- *Fondo*: tiene forma de cúpula. Su relación con el cardias, es por la parte dorsal izquierda.
- *Cuerpo*: gran porción central, que se encuentra desde el fondo, hasta la región pilórica.
- *Porción pilórica*: tercio distal del estómago.
- *Antro pilórico*: paredes delgadas.
- *Píloro*: esfínter de unión con el duodeno (Figura 53).

El estómago presenta dos curvaturas: la mayor (izquierda) y la menor (derecha).

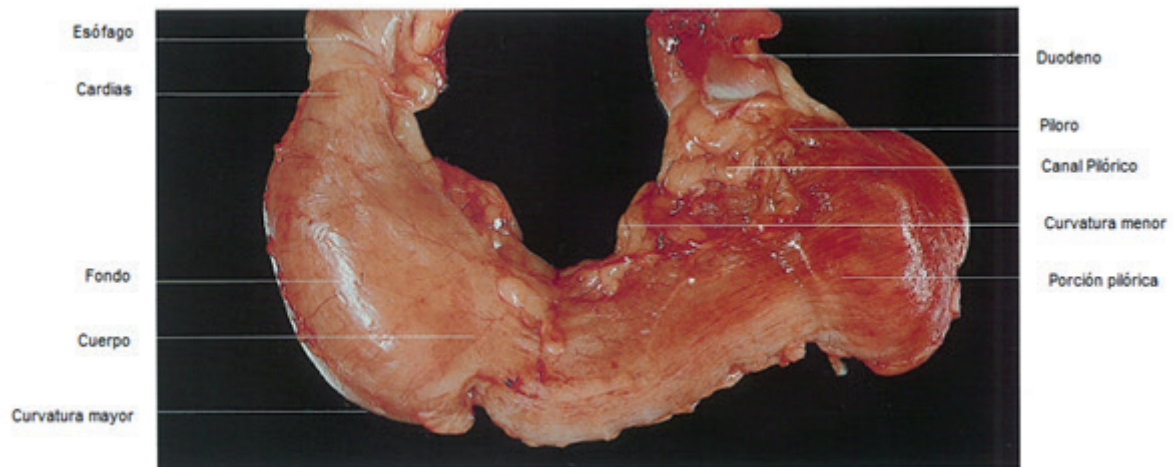


Figura 53. Anatomía del estómago

Fuente: König HE, Liebich HG. Anatomía de los animales domésticos: texto y atlas en color. Segunda edición. Editorial médica Panamericana; 2011.

Necropsia. Es muy importante tener en cuenta que la manipulación del estómago se realiza solamente por la superficie serosa para evitar alteraciones en la mucosa. Una vez expuesto el órgano se debe retirar todo el contenido estomacal, para dejar expuesta la mucosa del estómago y facilitar su inspección, observando las diferentes regiones gástricas: cardiaca, fúndica y pilórica. Se debe inspeccionar la mucosa en busca de focos hemorrágicos, áreas de aspecto ulcerado, en el esófago proximal presencia de línea timpánica, cuerpos extraños, entre otros (Figura 54).



Figura 54. Inspección de mucosa gástrica

- **Intestino delgado**

Para la evaluación del intestino delgado los criterios a considerar son:

Anatomía.

- *Duodeno*: su inicio está en el píloro, presenta la flexura duodenal craneal, continúa con la porción descendente, la flexura duodenal caudal o pelviana, la porción ascendente, y termina con la papila duodenoyeyunal.
- *Yeyuno*: irrigado por la arteria mesentérica craneal, el yeyuno integra las asas del intestino delgado. Los linfonodos mesentéricos se encuentran a lo largo de los vasos del mesenterio. Es la porción más larga del intestino delgado.
- *Íleon*: es la pequeña porción terminal del intestino delgado. Se une al colon ascendente en el orificio ileocólico.

- **Intestino grueso**

Para la evaluación del intestino grueso los criterios a considerar son:

Anatomía.

- *Ciego*: tiene forma de "S" y se comunica con el colon en el orificio cecocólico.
- *Colon*: se divide en colon ascendente, transverso y descendente, con sus respectivas flexuras cólicas: derecha e izquierda. El colon descendente termina en la entrada de la pelvis y continúa con el recto.

Necropsia. Se realiza una inspección externa, teniendo en cuenta los linfonodos mesentéricos y las asas intestinales, para determinar alguna modificación en su estructura anatómica y así determinar posibles alteraciones como retracción o dilatación.

Posteriormente se corta el mesenterio, teniendo mucho cuidado de no afectar la localización de los linfonodos, para permitir la toma de muestras destinadas a estudios de laboratorio o para examinarlos más minuciosamente. Ya cortado el mesenterio, se extienden los intestinos, de manera ordenada, formando una "S" encima de la mesa de necropsia, para diferenciar todas las porciones del intestino y hacer más fácil su inspección, por lo tanto, propiciar una toma de muestras de manera adecuada, para su respectivo estudio histopatológico (Figura 55).

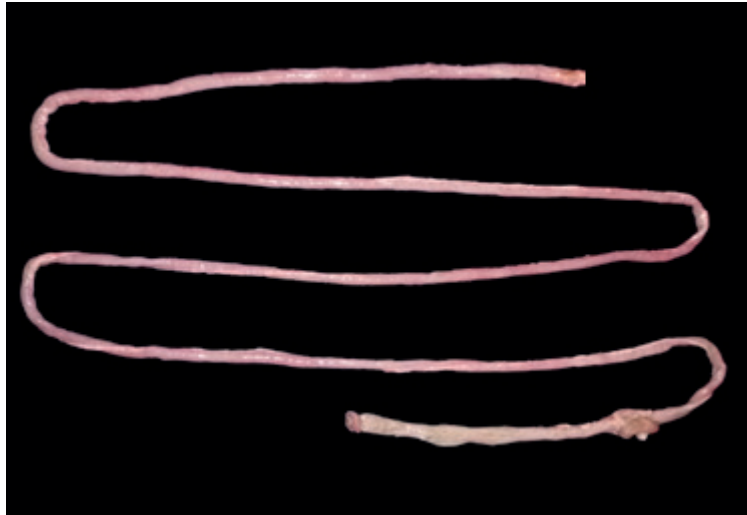


Figura 55. Ordenamiento e inspección de intestino

Finalizado este procedimiento, se prosigue a revisar la superficie serosa del intestino, continuando con un corte con tijera por el borde anti mesentérico, sobre todas las porciones intestinales, para apreciar cambios significativos. En cachorros no es posible hacer este corte por lo que se recomienda tomar muestras haciendo un corte transversal de 2 cm máximo del segmento intestinal, asegurándose de que la luz no se ocluya al momento de fijarla.

En general se debe evitar la manipulación de la mucosa del tracto gastrointestinal debido a su fragilidad, lo cual puede ocasionar la formación de artefactos en su posterior evaluación microscópica.

Se debe observar, tanto el contenido como la mucosa, para determinar algún tipo de patología que requiera el envío de muestras, para lo cual se debe tomar una muestra mínimo por cada segmento anatómico realizando cortes transversales de 2 cm de distancia entre corte y corte usando tijeras (Figuras 56 y 57).



Figura 56. Inspección de mucosa intestinal



Figura 57. Detalle de mucosa intestinal

- Hígado

Anatomía. El hígado del canino presenta seis lóbulos. La superficie parietal tiene contacto con el diafragma; la superficie visceral está en contacto con el lado izquierdo del estómago y, a veces, con el bazo; su lado derecho tiene relación con el páncreas, el riñón derecho y el duodeno; ventralmente está relacionado con el omento mayor (Figura 58).

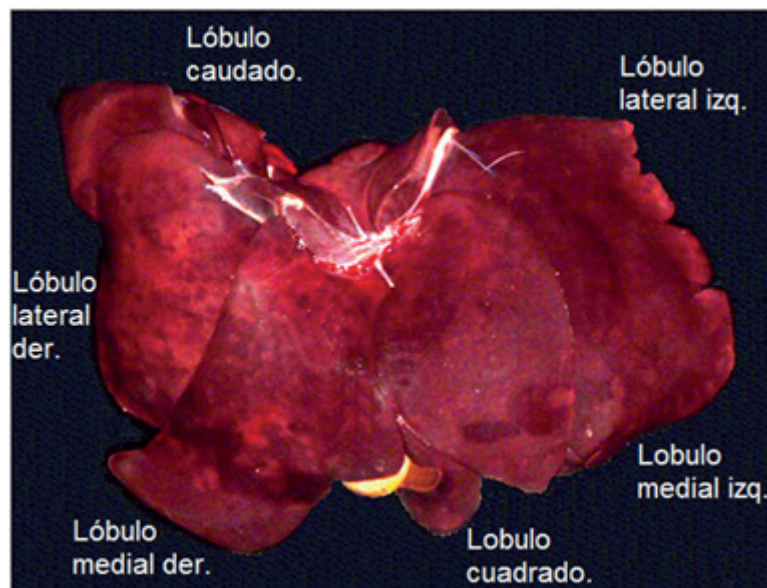


Figura 58. Hígado superficie parietal

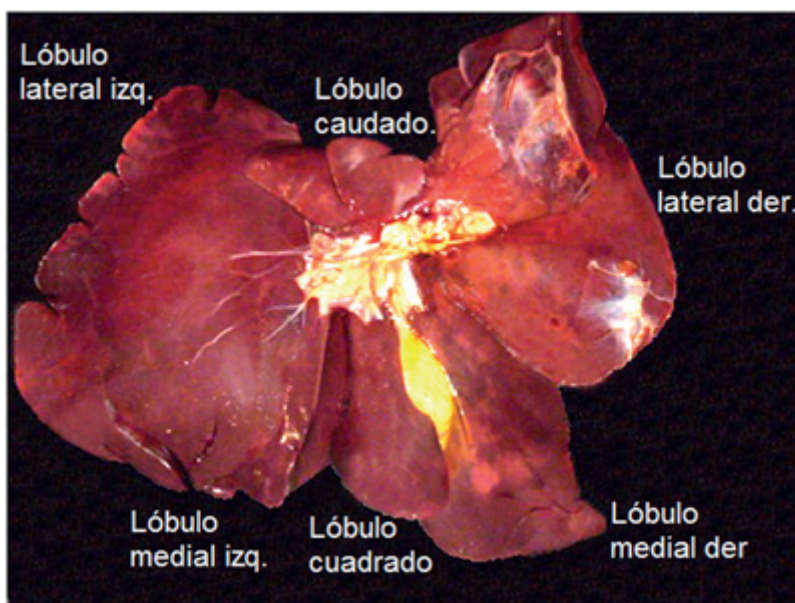


Figura 59. Hígado superficie Visceral

El hígado presenta dos procesos, el caudado y el papilar; el primero cubre la parte craneal del riñón derecho, por esto se aprecia una impresión renal muy profunda; el segundo se identifica en el omento menor, con el cual está en contacto.

Necropsia. La inspección del hígado se realiza examinando externamente las caras visceral y parietal, observando todos los lóbulos hepáticos incluyendo la cápsula para determinar alguna alteración en color, forma, tamaño. Posterior a este examen externo, se realiza una serie de cortes transversales, como en órganos anteriores, con un grosor de 0,5 cm a 1 cm de grosor para evaluar la consistencia del órgano, presencia de masas, quistes o lesiones que profundicen al corte provenientes de la cápsula. (Figura 60). Para terminar la inspección en este órgano se revisa el hilio y los linfonodos.

Se deben tomar muestras con cuchillo de 0,5 a 1 cm de grosor y de 1 a 2 cm de largo provenientes como mínimo de los lóbulos laterales derecho e izquierdo, así como de la región portal.

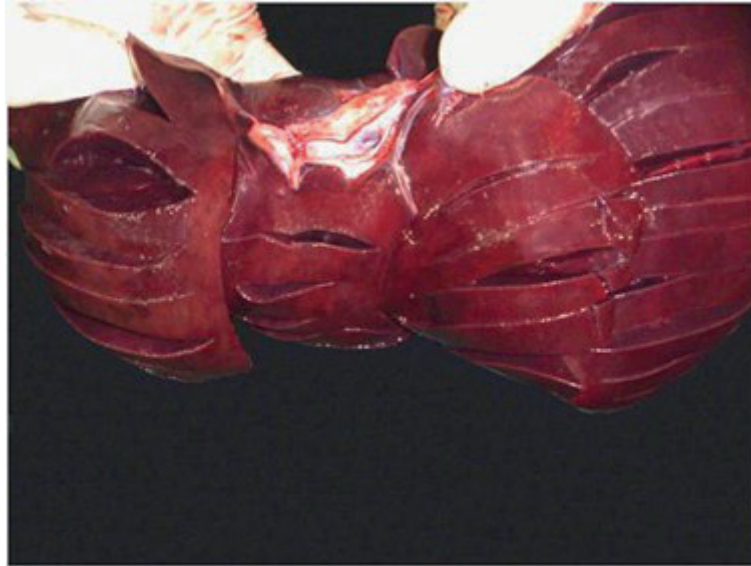


Figura 60. Cortes transversales de hígado

- **Vesícula biliar**

Anatomía. Este órgano se ubica en una fosa entre los lóbulos cuadrado y medial derecho del hígado. El cuello de la vesícula biliar se continúa con el conducto cístico. El principal conducto es el conducto biliar o colédoco, el cual desemboca en la papila duodenal mayor, junto con el conducto pancreático.

Necropsia. El proceso inicia con una inspección externa, antes de realizar alguna incisión; después de realizarla se corta con tijera a lo largo de la pared y del conducto biliar; entonces se podrá observar las características de la bilis y la superficie de la vesícula biliar (Figura 61).

Se recomienda realizar este procedimiento evitando el contacto del contenido biliar con otras vísceras debido a la naturaleza enzimática que puede degradar los tejidos.

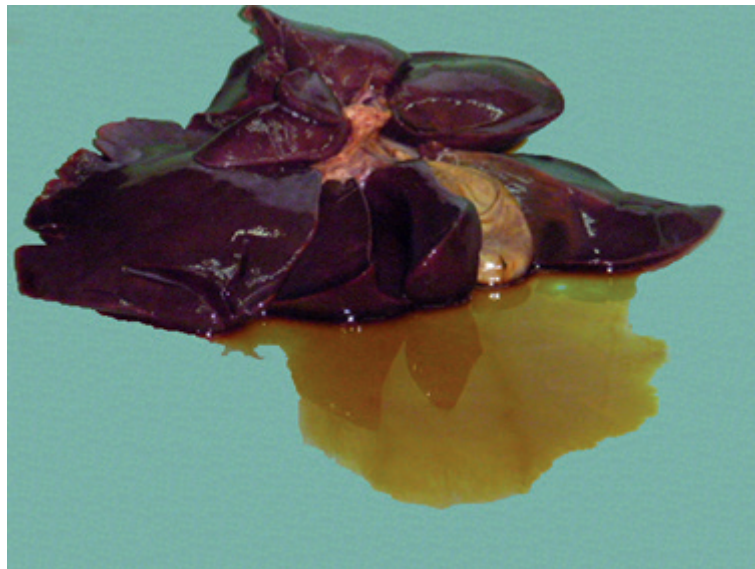


Figura 61. Incisión en la vesícula biliar

● **Sistema genitourinario**

Para la evaluación del sistema genitourinario los criterios a considerar son:

Anatomía. Los riñones tienen una coloración café oscura. Una característica típica es que están rodeados de grasa dependiendo de la condición corporal del animal. El uréter, los vasos y los nervios renales propios sobresalen de una depresión en la parte central del borde medial, donde se denomina hilio. El riñón derecho se puede observar dispuesto en las tres primeras vértebras lumbares y está relacionado con el hígado, a diferencia del izquierdo, que se encuentra situado al lado de la segunda a la cuarta vértebras lumbares, más relacionado con el colon descendente, parte del intestino delgado y del bazo.

Dentro del riñón se puede observar la pelvis renal, consistente en una simple dilatación de los uréteres. La medula posee una coloración más oscura, con un aspecto rugoso, a diferencia de la corteza, que es más clara y granulosa. El riñón tiene su conexión directa con la vejiga, a través de los uréteres.

En la vejiga se puede diferenciar un vértice, un cuerpo y un cuello, acompañada de tres ligamentos de soporte, que la sujetan a las paredes abdominales. La presencia o no de pliegues en esta estructura se deben asociar al grado de distensión.

En el macho, la próstata rodea el cuello de la vejiga y la parte inicial de la uretra. El pene se compone de la raíz, el cuerpo y el glande; este último se ve recubierto por el prepucio, zona donde se encuentra el hueso del pene (hueso peneano). El

aparato reproductor está provisto de un par de testículos, que están conectados con el pene por los túbulos espermáticos.

En la hembra, los ovarios se encuentran relacionados con los riñones, recubiertos por un saco peritoneal, unidos al útero por un ligamento que los soporta. El útero está constituido por dos cuernos que conectan con los ovarios, tiene un cuello y un cuerpo propiamente dicho, además, está constituido por un cérvix, de mucha importancia en la gestación, las estructuras que continúan al útero son el vestíbulo y la vagina.

Necropsia. Para la extracción del paquete genitourinario, se procede a desprender todo el tejido conectivo circúndate de los órganos y, se corta el paquete vascular de los riñones, procurando no incidir los uréteres, para ser observados con todo el paquete (Figura 62).

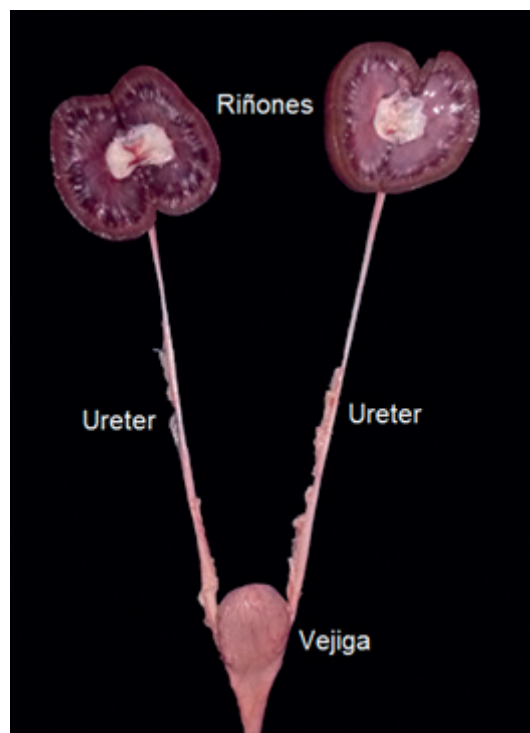


Figura 62. Sistema urinario

Para permitir una extracción correcta de todos los órganos, se debe hacer cortes en la región pelviana, de manera paralela a la sínfisis púbica (ramas del pubis e isquion) para retirar el segmento óseo y si es necesario cortar el músculo circundante, y proceder a la disección alrededor del ano; en el caso de las hembras, alrededor de la vagina.

La revisión de los riñones requiere un corte longitudinal, siguiendo la curvatura mayor de estos, disponiendo a la vista su corteza, medula y pelvis renal, donde

se hará su respectiva descripción anatómica. Se debe desprender la capsula fibrosa que los recubre, para analizar la existencia de alguna adherencia, típica de ciertas enfermedades; al finalizar se hacen cortes transversales del parénquima renal, para la inspección del mismo (Figura 63).



Figura 63. Corte longitudinal del riñón

Los uréteres se palpan y se observan comparando la simetría del grosor, cambios microcirculatorios, obstrucciones y dilataciones. Por último, se analiza la vejiga detallando su textura, color de orina y presencia de masas, cuerpos extraños, parásitos entre otros.

Inspección de aparato reproductor masculino. En el perro, la glándula accesoria que se revisa es la próstata ubicada alrededor del segmento pélvico de la uretra, teniendo en cuenta su tamaño, simetría y superficie de corte (Figura 64).



Figura 64. Aparato reproductor masculino.
Vejiga (V), Próstata (P), Testículo (T)

La uretra en general no es evaluada a excepción de historial de patologías de vías urinarias bajas, en los cuales se recomienda hacer disección del segmento anatómico implicado haciendo un corte transversal. Los testículos, después de la revisión in situ, se desprenden las envolturas testiculares, observando su grosor; luego se continúa con la inspección del cordón espermático y se valora el testículo, realizando cortes transversales.

Inspección de aparato reproductor femenino. Para la extracción del paquete se cortan el ligamento suspensorio del ovario y el ligamento ancho del útero.

Para su revisión, se debe anotar los hallazgos en los ovarios (tamaño, cambios microcirculatorios, presencia de masa.) y referenciar el lado derecho e izquierdo con tinta quirúrgica o sutura ya que en casos de historial de patologías ováricas es indispensable la evaluación microscópica de los dos ovarios. La revisión de los cuernos uterinos, cuerpo del útero y vagina consiste en una incisión longitudinal con tijera para observar su grosor e integridad de la mucosa, además de la simetría de los cuernos uterinos (Figuras 65 y 66).

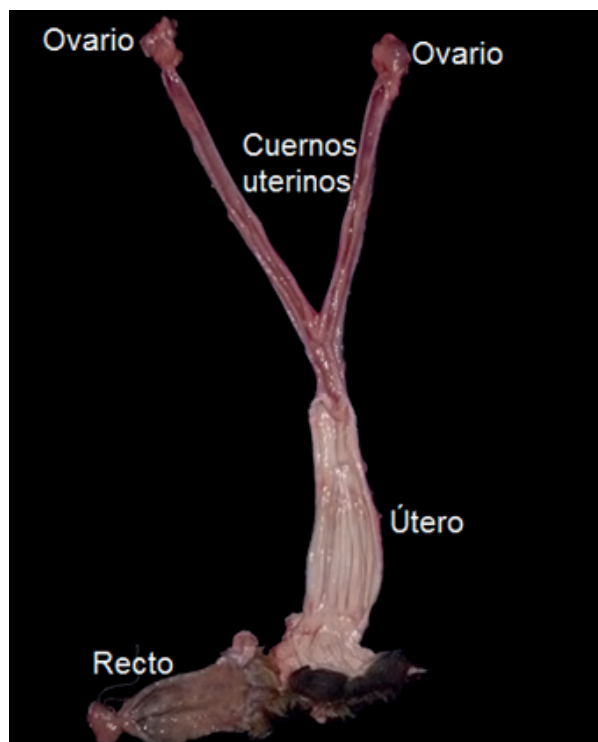


Figura 65. Aparato reproductor femenino



Figura 66. Evaluación de ovarios

● **Sistema musculoesquelético**

Para la evaluación del sistema musculoesquelético los criterios a considerar son:

Anatomía. Se puede reconocer el sistema óseo compuesto por los huesos, cartílagos y ligamentos, y el sistema muscular conformado por los músculos estriados y tendones del cuerpo, cuya acción es generar el soporte, el movimiento y el almacenamiento de iones, como calcio y magnesio. Están controlados por el sistema nervioso, proporcionando respuestas voluntarias e involuntarias. Equivalen entre el 40 y el 60% del peso corporal, aproximadamente.

El esqueleto brinda el armazón y el soporte al cuerpo, además de servir como protección a los órganos más internos e importantes en el animal, como el cerebro, el corazón y los pulmones. Los músculos, junto con el armazón, le proporcionan locomoción y elasticidad al animal, además de tener un papel importante en la termorregulación.

El perro contiene alrededor de 220 huesos y 400 músculos, localizados en todo el organismo.

Necropsia. Rutinariamente no se evalúa el sistema musculoesquelético en caninos, a excepción de historial de patologías que afecten este sistema como artritis, artrosis, displasia de cadera, enfermedades inmunomediadas o eventos traumáticos, entre otros; en cuyos casos se debe evaluar las articulaciones: coxofemoral, humeroradiocubital y femorotibiorotuliana.

Para el estudio de la articulación coxofemoral se realiza una incisión en sentido cráneo-caudal, tratando de no afectar las arterias y las venas femorales, para impedir que se llene de sangre la cavidad acetabular y tener una correcta observación de la superficie articular. A continuación, se incide la capsula articular, cortando el ligamento redondo, permitiendo observar la cabeza del fémur; de igual forma se inspecciona todas las superficies articulares.

Tanto para la articulación del miembro anterior, como para las costillas, se debe retirar la piel antes de realizar cualquier incisión, se debe palpar la articulación y, posteriormente incidir cortando las estructuras que rodean la articulación; este corte es completamente circular, para exponer las superficies articulares e inspeccionar correctamente estas estructuras, como también, examinar el líquido sinovial, ligamentos y estructuras anexas (Figura 67).

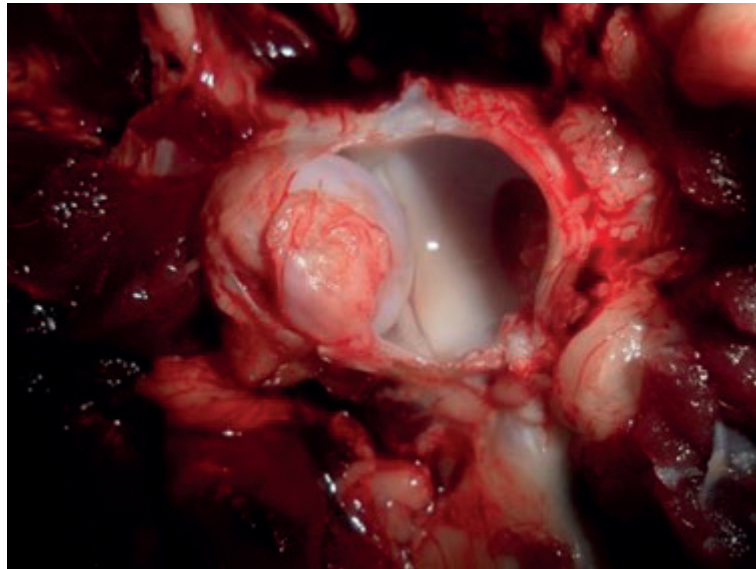


Figura 67. Evaluación de superficies articulares

Entre los aspectos a considerar en la evaluación de las articulaciones se incluye: presencia de erosiones en el cartílago articular, cambios microcirculatorios, cambios de color y el líquido sinovial (volumen, color, consistencia) y de ser necesario se debe tomar una muestra en condiciones asépticas para evaluación citológica y/ cultivo.

En cuanto a las costillas, se examina por la superficie medial, en la unión costo-condral; enseguida se extrae una costilla, apartándola de la articulación costo-ventral, para realizar un corte longitudinal a nivel del extremo esternal de la costilla, a lo largo de la unión costo-condral y de esa manera, examinar la línea de osificación.

Se realiza cortes a los músculos de los miembros posteriores, para determinar alguna modificación e inspeccionar el color, o algún tipo de patología. Si requiere tomar muestras del tejido se debe incluir un corte transversal y longitudinal usando cuchillo.

● **Sistema Nervioso**

El sistema nervioso (SN) está formado por una red tisular altamente especializada. Se encarga de recibir diferentes informaciones, y desencadenar las respuestas adecuadas para adaptar al organismo a su situación y necesidades. Anatómicamente, se clasifica en sistema nervioso central (SNC) y sistema nervioso periférico (SNP).

El sistema nervioso central (SNC) está formado por el encéfalo y la médula espinal. Se encuentra protegido por hueso, el cráneo y la columna vertebral respectivamente, y está envuelto por tres membranas que son las meninges (duramadre, aracnoides y piamadre).

En el SNC destaca la presencia de líquido cefalorraquídeo, que se sitúa en el espacio subaracnoideo (entre la aracnoides y la piamadre) y en las cavidades del SNC (sistema ventricular). En el SNC se diferencian la sustancia gris y la sustancia blanca. La sustancia gris corresponde a cúmulos de somas neuronales, y es de aspecto grisáceo. La sustancia blanca corresponde a grupos de fibras, y es de aspecto blanquecino debido a su elevado contenido en mielina.

El sistema nervioso periférico (SNP) está formado por los nervios y ganglios nerviosos que se extienden fuera del sistema nervioso central (nervios craneales, nervios espinales, nervios y troncos del sistema nervioso autónomo).

- **Encéfalo**

Anatomía. El encéfalo está protegido en la bóveda craneana que está conformada por los huesos parietales y frontal; dos tercios rostrales está protegido por el hueso esfenoides y el tercio caudal por los huesos temporales y el occipital.

La parte rostral corresponde a la placa cribiforme del etmoides; finalmente, las paredes laterales están conformadas por los huesos temporal, parietal, frontal y esfenoides. A la cavidad craneal se articulan los huesos de la cara, mandíbulas, paladar, huesecillos del oído y aparato hioideo. El cráneo del perro tiene mayo-

res variantes de forma entre las diferentes razas, que el de otras especies de animales domésticos.

El encéfalo es la porción intracraneal del SNC y presenta 3 divisiones principales: cerebro, cerebelo y tronco del encéfalo.

El cerebro es la porción más rostral del encéfalo; su función es recibir sensaciones, integrar informaciones, e iniciar movimientos y actividades voluntarias.

Está formado por dos hemisferios cerebrales, conectados entre ellos y unidos al tronco del encéfalo. En cada hemisferio la sustancia gris se dispone superficialmente formando la corteza cerebral e interiormente formando los núcleos basales. La sustancia blanca se dispone bajo la corteza cerebral constituyendo un entramado de fibras y vías neuroanatómicas, entre las cuales se encuentran los núcleos basales.

El cerebelo ocupa una posición caudal en el encéfalo, situado sobre el tronco del encéfalo y bajo el tentorio (o apófisis tentorial). Su función es integrar y coordinar informaciones, participando en el mantenimiento de la postura y en la coordinación y la precisión de movimientos. Está formado por un vermis (porción central impar) y dos hemisferios cerebelosos (porciones laterales).

El tronco del encéfalo es la porción del encéfalo que ocupa la fosa media y caudal del cráneo. Entre sus funciones destacan: establecer conexión entre cerebro, cerebelo y médula espinal; regular funciones reflejas; y controlar estructuras craneofaciales. Sus divisiones anatómicas de rostral a caudal son: diencefalo, mesencefalo, puente y médula oblongada.

Necropsia. Si el paciente ha tenido un cuadro clínico nervioso antes de la muerte, es adecuado realizar una toma del líquido cefalorraquídeo (LCR), procedimiento que se efectúa con ayuda de una jeringa introduciéndola en la articulación atlanto-occipital (Figura 68 y 69), así se podrá observar la cantidad, color y consistencia del LCR; con esta muestra se pueden realizar frotis para observar células inflamatorias y cuerpos de inclusión en las células presentes.

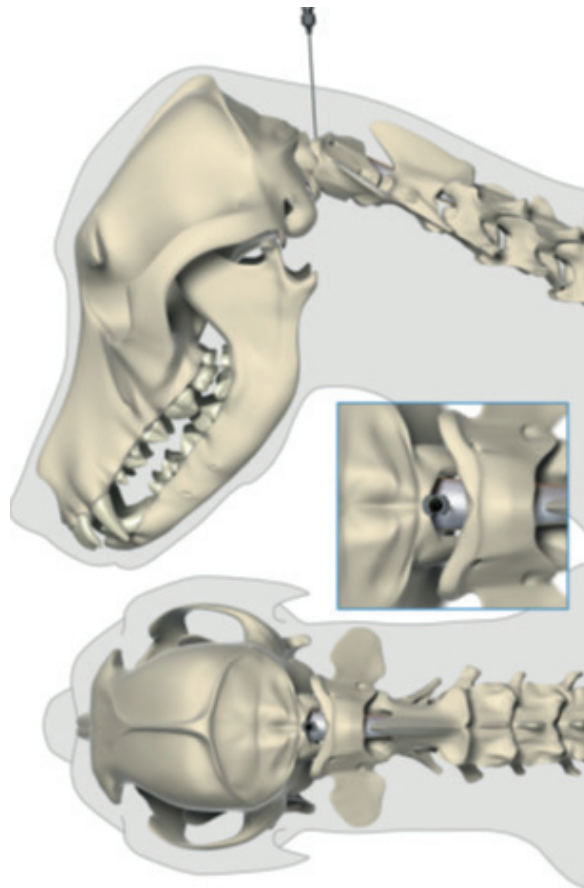


Figura 68. Punción en la articulación Atlanto-occipital
 Fuente: Taylor S. Small Animal Clinical Techniques. USA; Elsevier. 2015



Figura 69. Obtención de Líquido cefalorraquídeo
 Fuente: Taylor S. Small Animal Clinical Techniques. USA; Elsevier. 2015

Para la extracción del encéfalo se realiza una incisión por la línea media de la piel, desde la región frontal hasta el tercio craneal del cuello, procedimiento que facilita la separación de la piel y la exposición del arco cigomático; se debe retirar los músculos temporales para tener un área de observación más adecuada;

luego se desarticula la cabeza en la articulación atlanto-occipital, por medio de un corte transversal de los músculos dorsales, y se la fija en una prensa hidráulica para facilitar su manipulación.

Posteriormente, con sierra se realizan los siguientes cortes en el cráneo para permitir el retiro del encéfalo: Los primeros cortes son transversales: a cada lado se traza una línea imaginaria desde el borde palpebral lateral, paralelo al arco cigomático lo más ventral posible incluyendo el cóndilo occipital para facilitar la posterior extracción del cerebelo y tallo evitando que queden atrapados ; el siguiente corte se realiza desde la comisura palpebral lateral izquierda a la comisura palpebral lateral derecha incidiendo parte del hueso frontal del cráneo (Figura 70)

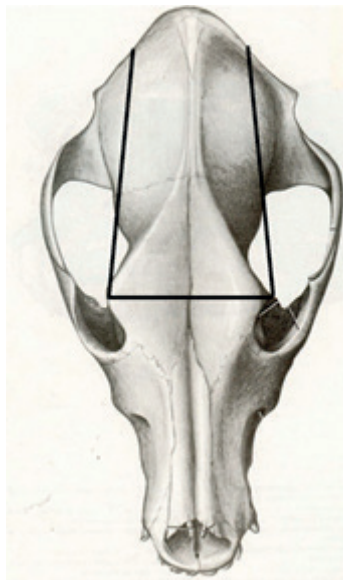


Figura 70. Cortes en el cráneo para retirar el encéfalo

Esta técnica es recomendada siempre y cuando no se sospeche de patologías que comprometan el oído medio o interno, de lo contrario es preferible realizar los cortes laterales 1 o 2 cm más dorsales y adicionalmente hacer dos cortes oblicuos desde el foramen magno del occipital hasta el punto de unión con los cortes laterales con el objeto de evitar un posible daño en la porción petrosa, meato acústico interno y bulla timpánica.

Por otra parte, es importante tener en cuenta que, si sospecha de una patología ocular, primero deben extraerse los globos oculares antes de realizar estos cortes.

Así, con estos cortes, se podrá levantar la tapa ósea, exponiendo la duramadre para ser examinada; si no es posible observar la duramadre cuando se abre la

cavidad ósea, se debe incidir la superficie dorsal utilizando unas tijeras, para exponer la superficie cerebral. La duramadre presenta una inserción más fuerte en los lados del cerebelo (Figura 71).



Figura 71. Exposición del encéfalo

Se debe examinar:

- Color y grosor de meninges y parénquima
- Conformación de las circunvoluciones

Se debe buscar:

- Cambios de forma
- Cambios de color y consistencia
- Estructuras quísticas
- Abscesos
- Granulomas
- Otros aumentos de volumen localizados

Para extraer el encéfalo, es necesario cortar la meninge (aracnoides) que queda visible al retirar el hueso, debido a que la duramadre generalmente se queda

fuertemente adherida al hueso. En el proceso de extracción se debe tener mucho cuidado, se puede utilizar una espátula o invertir el cráneo para que por gravedad se facilite su disección siempre y cuando el tejido no presente cambios por autólisis avanzada y/o reblandecimiento, en cuyo caso es preferible fijar el órgano completo in situ en formol al 10% por 24 horas antes de su disección para brindarle cierta dureza, siempre y cuando no se requieran muestras para cultivo microbiológico. Primero se cortan los pares craneales desde la parte rostral, hasta la caudal, la aracnoides y los nervios ópticos, teniendo cuidado de no lesionar la hipófisis la cual debería mantenerse in situ. Finalmente, se retira la hipófisis mediante una incisión en la duramadre que recubre la fosa pituitaria y se localizan los ganglios del quinto par craneal, los cuales se retiran de ser necesario.

Una vez extraído el encéfalo, se evalúan cambios microculatorios como congestión, edema y hemorragias en leptomeninges, asimetría, estructuras quísticas, tumores, entre otros (Figura 72).

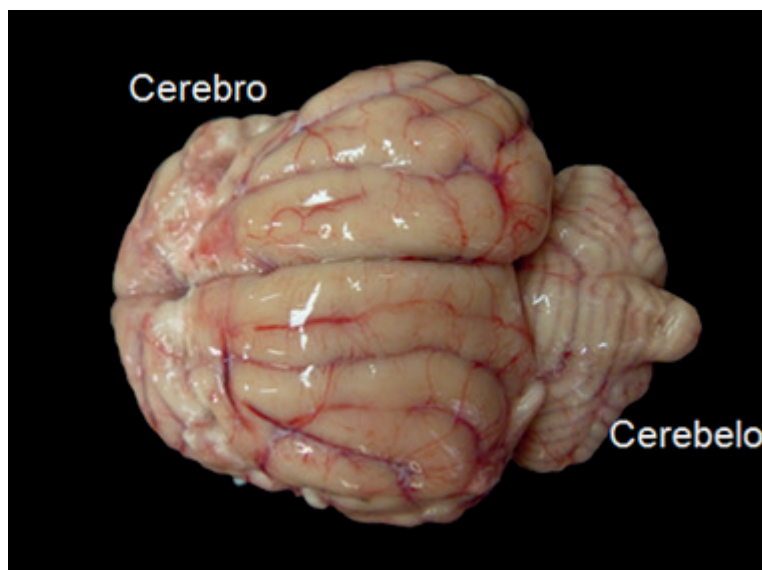


Figura 72. Evaluación de cerebro y cerebelo

Se realiza un corte con cuchillo para separar los hemisferios cerebrales y adicionalmente, se pueden realizar cortes transversales en cada hemisferio para evaluar la corteza cerebral y la base, y cortes longitudinales con el objetivo de exponer el hipocampo.

Generalmente uno de los hemisferios se fija en formol al 10% y el otro se dispone para pruebas complementarias como virología y microbiología.

Para diagnóstico sospechoso de rabia: Se remite material fresco al laboratorio en el menor tiempo posible. Se colocan pequeñas fracciones de hipocampo, cerebelo y corteza cerebral en un frasco estéril y se envían refrigeradas al laboratorio de referencia nacional, una vez notificado el caso ante el organismo regional de competencia en salud pública. Es de aclarar que este procedimiento es realizado por el profesional que esté autorizado por el ente gubernamental de control.

- **Médula espinal**

Anatomía. La médula espinal es un cordón blanquecino formado por fibras nerviosas y por neuronas que se extiende dentro del conducto vertebral, desde el agujero occipital hasta el final de la región lumbar (perro) o la región sacra (otras especies). Actúa como camino o vía conductora de los impulsos sensoriales que viajan hacia el cerebro y de los impulsos motores que van desde el cerebro hacia las diferentes partes del cuerpo. Además, es el centro de los movimientos reflejos que son respuestas inmediatas a estímulos externos. Rodeando la médula espinal se encuentran tres membranas conjuntivas, las meninges.

En cuanto a su morfología externa, la médula espinal presenta dos ligeros ensanchamientos: la intumescencia cervical y la intumescencia lumbar que se corresponden aproximadamente con los segmentos de donde parten las raíces espinales encargadas de la inervación de los miembros torácico y pelviano, respectivamente. La intumescencia cervical comprende los segmentos medulares C6-T2, y la intumescencia lumbar los segmentos medulares L4-S3.

Caudal a la intumescencia lumbar, el calibre de la médula espinal se estrecha y adopta una forma cónica, por lo que se denomina a esa zona cono medular que es, funcionalmente, la parte final de la médula espinal. En el perro, la médula espinal, desde un punto de vista funcional, termina a nivel del espacio intervertebral L6-L7, aunque esto depende del tamaño del animal.

En perros pequeños y también en gatos termina una vértebra más caudal (L7-S1). El cono medular se encuentra rodeado por los nervios espinales sacros y de la cola, que son largos debido al mayor recorrido que tienen que hacer para salir por sus correspondientes agujeros intervertebrales. Por el aspecto que ofrecen en conjunto se les denomina cola de caballo o cauda equina. Caudal al cono medular se extiende la última porción de la médula espinal, que consiste en un filamento fibroso formado solamente por la fusión de las meninges, el filum terminale o filamento terminal, el cual ocupa el canal vertebral en la región

lumbosacra (desde L6 en el perro) o sacra (en otras especies) y se va a unir a la parte superior de las vértebras caudales.

Morfológicamente, la médula espinal se organiza en segmentos o metámeros, que vienen determinados por la posición de los pares de nervios espinales. Se considera que un segmento medular es la porción de médula espinal asociada a sus dos nervios espinales, uno a cada lado. Cada nervio espinal está formado por dos raíces: la raíz espinal dorsal, que conduce información aferente o sensitiva hacia la médula espinal, y la raíz espinal ventral, que conduce información eferente o motora fuera de la médula espinal. Cada una de las raíces dorsales contiene un engrosamiento denominado ganglio espinal o raquídeo, formado por los somas de las primeras neuronas, las protoneuronas o neuronas sensitivas. La unión de ambas raíces espinales para formar el nervio espinal, se produce lateral al ganglio espinal.

Necropsia. En general no se evalúa medula espinal en necropsias de rutina, sin embargo, si en la historia clínica se reportan signos nerviosos centrales y periféricos se realiza el procedimiento.

Después de haber separado los músculos alrededor de la columna vertebral, se corta todas las costillas, se abre el canal medular con hacha o sierra, cortando los arcos vertebrales, y se extrae la medula cortando los nervios espinales, con cuchillo o con tijeras. Se examina el canal vertebral, en busca de evidencias de fractura y/o dislocaciones, y la forma de los discos intervertebrales.

Una vez extraída la medula, se debe revisar el canal medular, teniendo cuidado, con el fin de detectar anomalías. El examen se efectúa después de fijarla en formol al 10% por 24 horas, como mínimo, para lo cual se debe seccionar la duramadre y aracnoides para asegurar una adecuada fijación. Si se sospecha de trauma medular, compresión, prolapso del disco intervertebral entre otros eventos traumáticos, la región anatómica se debe referenciar con tinta quirúrgica o sutura con el objeto de facilitar su posterior evaluación y muestreo.

Sobre la médula fijada, se retira la cubierta meníngea y se hacen varios cortes transversales completos a 0,5 cm de distancia para ser remitidos a evaluación histopatológica con el objeto de evaluar posibles lesiones.

• **Órganos de los sentidos**

- **Ojo**

Para la evaluación del ojo los criterios a considerar son:

Anatomía. La órbita contiene el globo ocular y sus anexos; el borde orbitario está conformado por los huesos: frontal, maxilar, lagrimal, y cigomático lateralmente, por el ligamento orbital; la parte medial está conformada por partes de los huesos frontal, esfenoides y lagrimal; en la pared ventral están la glándula salival cigomática y los músculos pterigoideos.

La peri-órbita está conformada por tejido conjuntivo, que encierra al globo ocular, sus músculos, vasos y nervios, donde también se encuentra la glándula lagrimal.

El globo ocular presenta siete músculos extrínsecos que son: dos oblicuos, cuatro rectos (dorsal, medial, ventral y lateral) y el retractor del ojo; todos estos se insertan en la esclerótica.

El globo ocular consta de tres capas:

- **Capa fibrosa externa:** conformada por la córnea que es transparente y circular, la esclerótica que es de color blanco grisáceo y en la parte delantera está revestida por la conjuntiva del globo ocular y en la parte trasera se insertan los músculos extrínsecos del ojo, junto con el riego sanguíneo y los nervios, incluyendo el nervio óptico.
- **Cubierta vascular media o úvea:** Se ubica debajo de la esclerótica y consta de tres estructuras: (1) el iris con su movimiento regula el cierre o apertura de luz que alcanza la retina, (2) la coroides es la porción posterior de la cubierta vascular y está unida a la esclerótica y contiene el tapetum lucidum que es una capa celular que se encarga de reflejar los haces lumínicos y (3) el cuerpo ciliar que es una cubierta vascular ubicada entre el iris y la coroides, cuya función principal es controlar la forma del cristalino.
- **Cubierta interna del ojo:** Constituida por la retina que recubre la superficie interna de la coroides desde la entrada del nervio óptico hasta el cuerpo ciliar, donde se localizan las células fotosensibles y una porción encargada de dar

el color al iris, que contiene una doble capa de células pigmentadas y células mioepiteliales que forman el dilatador de la pupila (Figura 73).

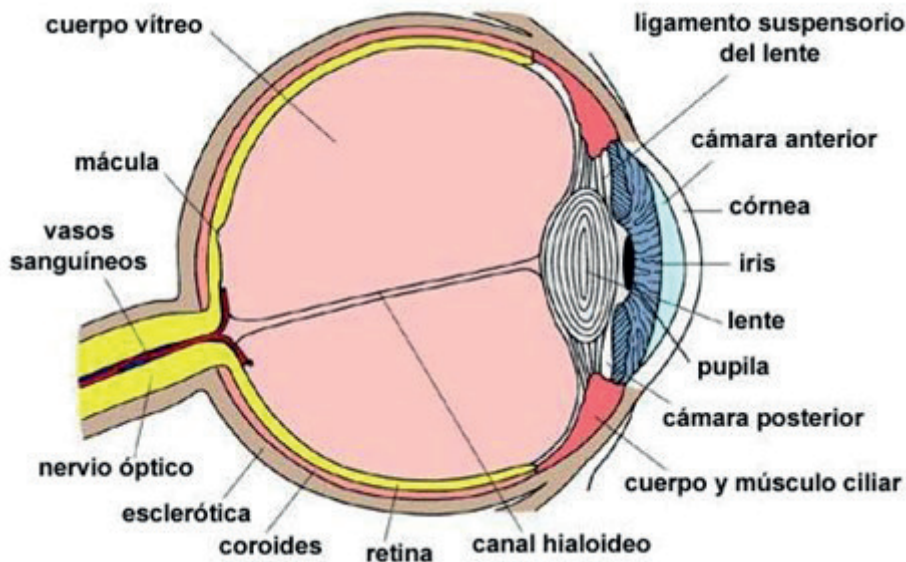


Figura 73. Estructura del globo ocular

Fuente: <https://www.pasteur.cl/anatomia-del-ojo-una-camara-perfecta/>

Necropsia. Este órgano sufre más rápidamente los cambios postmortem, por esto debe ser colocado en un fijador adecuado, con la mayor rapidez posible, utilizando como fijador preferiblemente Bouin o de Zenker con ácido acético. Cuando el estudio requiere un examen de ojo, éste se debe retirar antes de realizar la necropsia general de los otros órganos y sistemas.

Para extraer el ojo inicialmente se separa la piel, realizando un corte alrededor de los párpados de forma oval; se inicia por la comisura lateral para poder exponer la órbita; con pinzas se toma la conjuntiva, se tira hacia abajo y se corta a lo largo del hueso, para tener un orificio lo suficientemente grande que permita introducir una tijera curva de punta roma y de esa manera separar los músculos y el nervio óptico.

Así se obtiene el ojo con todas sus estructuras anexas: tercer párpado, glándulas, músculos, una porción del nervio óptico. Para el examen el globo ocular debe estar colgado, asido por unas pinzas, sin hacer presión sobre este; con ayuda de unas tijeras se separa cuidadosamente las estructuras anexas (Figura 74).



Figura 74. Estructuras del ojo

Finalmente, se sumerge en el fijador solo el globo ocular, teniendo precaución en su manipulación, ya que un movimiento brusco puede desgarrar la retina.

Para mejorar la fijación de la retina se debe inyectar de 0,5 a 1 ml de fijador dependiendo del tamaño del animal mediante una aguja calibre 25 insertada a través de la esclerótica, algunos autores recomiendan insertar la aguja junto al nervio óptico para asegurar que la aguja penetre el vítreo y el fijador se disperse uniformemente sobre la retina y estructuras anexas antes de sumergir por completo el globo ocular en el fijador. Se recomienda fijarlo por 48 horas antes de enviarlo a procesamiento.

- Oído

Anatomía. El oído es el órgano de la audición y del equilibrio. Se divide en tres partes: externo, medio (cavidad timpánica) e interno.

El oído externo está formado por la oreja o pabellón y el meato acústico externo, sirve para recibir y conducir ondas sonoras a la membrana timpánica (tímpano).

El oído medio es un espacio irregular, ubicado dentro del hueso temporal, que está lleno de aire. Contiene una cadena de tres huesos pequeños y móviles (martillo, yunque y estribo), que forman un puente que transmite vibraciones del oído externo desde la membrana timpánica.

El oído interno recibe las últimas divisiones del nervio acústico. Se llama labe-

rinto por la complejidad de su forma. Está compuesto de dos partes: por el laberinto óseo, serie de cavidades dentro de la parte petrosa del hueso temporal, y el laberinto membranoso, serie de sacos y conductos membranosos que se comunican y que están dentro de las cavidades óseas.

El laberinto óseo está formado por el vestíbulo, canales semicirculares y cóclea, que son cavidades que contienen un líquido claro, la perilinfa, en la que queda suspendido el laberinto membranoso.

El laberinto membranoso contiene líquido, la endolinfa y tiene dos sacos membranosos: el utrículo y el sáculo. Sobre sus paredes se distribuyen ramificaciones del nervio acústico.

Necropsia. Rutinariamente la evaluación del oído, se limita al pabellón auricular y oído externo, sin embargo si se requiere una valoración más exhaustiva se podría ayudar de un otoscopio y/o hacer disección del canal auditivo externo para evaluar membrana timpánica en cuanto a grosor, color, presencia de masas, mineralización del canal auditivo y se puede aprovechar este momento para tomar muestra del serúmen para evaluación citológica y/o cultivo; en caso de historial de otitis crónica severa externa se recomienda enviar cartílago y todo el conducto acústico externo en formol al 10%.

De ser necesario la evaluación de oído medio e interno se recomienda realizar el siguiente procedimiento:

1. Gire el cráneo en sentido ventral una vez se haya retirado el encéfalo e hipófisis.
2. Diseccione la musculatura sin comprometer el meato acústico externo (ampolla) y bulla timpánica (Figuras 75 y 76), una vez expuesto el meato acústico externo se pueden tomar muestras para microbiología.



Figura 75. Bullas timpánicas (*)

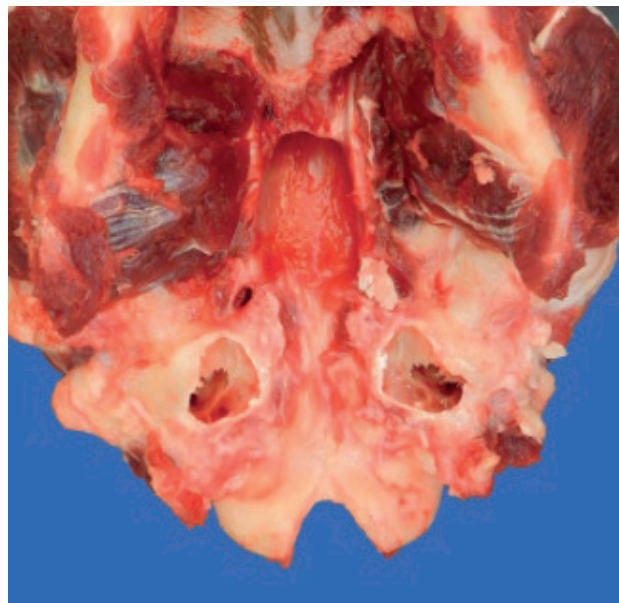


Figura 76. Vista de las bullas timpánicas abiertas

Fuente: McDonough S, Southard T. Necropsy Guide for Dogs, Cats, and Small Mammals.

3. Con una sierra de hoja fina se hace un corte transversal a través de la base del cráneo en una línea desde el borde caudal del arco cigomático a través de la fosa hipofisiaria (Figura 77), el oído medio e interno quedan contenidos en esta región del cráneo, se fija en formol al 10% por 48 horas mínimo para después decalcificar la muestra normalmente por 2 a 3 semanas.

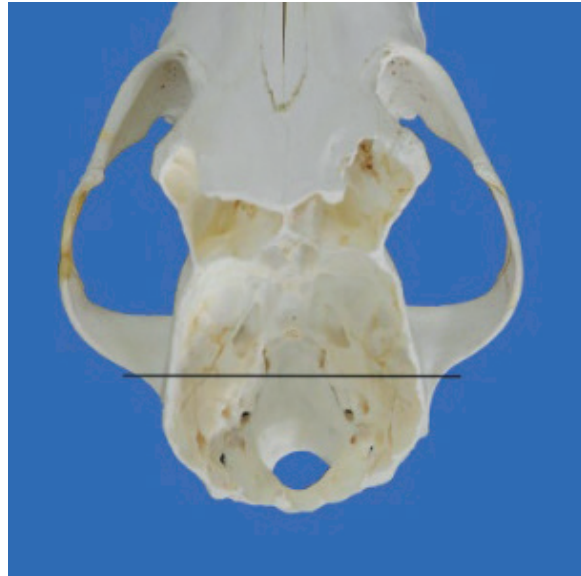


Figura 77. Puntos de referencia de corte para aislar los oídos medios e internos para descalcificar.
Fuente: McDonough S, Southard T. Necropsy Guide for Dogs, Cats, and Small Mammals.

4. Posteriormente con una cuchilla afilada corte a lo largo de una línea desde el tercio interno del cóndilo occipital hasta un punto situado a 1 a 2 mm medial a la ventana redonda opuesta, que es el punto donde el cartílago auricular se articula con la abertura ósea acústica externa (Figuras 78 y 79).

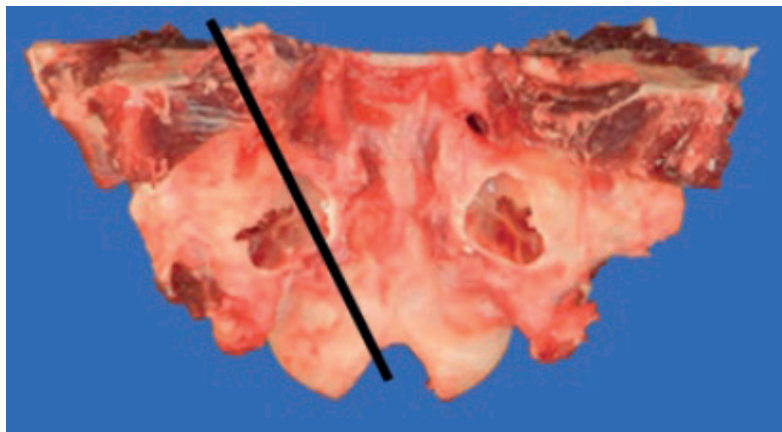


Figura 78. Puntos de referencia para seccionar el medio y oídos internos para evaluación histopatológica
Fuente: McDonough S, Southard T. Necropsy Guide for Dogs, Cats, and Small Mammals.

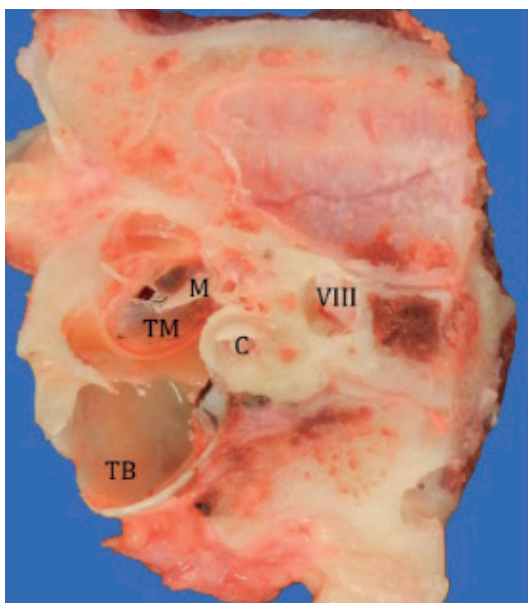


Figura 79. Sección a través de la prominencia de la porción petrosa del hueso temporal que muestra la bulla timpánica (TB), la cóclea (C), el nervio vestibulococlear (VIII), la membrana timpánica (TM) y manubrio del martillo (M). (Nota: la perforación)

Fuente: McDonough S, Southard T. Necropsy Guide for Dogs, Cats, and Small Mammals.

● Glándulas endocrinas

- **Hipófisis.** Esta glándula debe ser extraída en el momento de sacar el encéfalo. Se encuentra situada en el espacio o fosa infundibular del hueso esfenoides.
- **Adrenales.** Las glándulas adrenales tienen un color crema o beige, se localizan muy cerca de la aorta posterior, entre el hilio y la parte anterior de los riñones.

Se observa las glándulas adrenales in situ, para luego ser incididas por la mitad y revisarlas internamente. La relación corteza y médula normalmente es de 1/1 en un corte longitudinal, el color de su corteza (beige) es más claro que el de la médula que tiene un ligero tinte grisáceo.

- **Tiroides.** Está formada por dos lóbulos laterales separados (adultos), situados a cada lado de la tráquea en los primeros cinco anillos traqueales, debajo de la glotis. Tiene un color rojo oscuro.

En el examen debe buscarse cambios de forma y tamaño, que indican trastornos en el metabolismo del yodo o del calcio, como también de neoplasias. Es necesario tener cuidado de no desprender las paratiroides.

- **Paratiroides.** También denominadas cuerpos epiteliales III y IV, existen dos glándulas a cada lado. Se encuentran localizadas en el extremo anterior de la tiroides, entre el tejido conjuntivo peri-glandular y la parte media de la tiroides subcapsular, respectivamente, por lo que tiroides y paratiroides se muestrean juntas. Presentan forma oval, color amarillento o rosado y son de consistencia blanda.

● **Fetos y Neonatos**

Para el estudio de fetos y neonatos las lesiones macroscópicas generalmente son inespecíficas y en raras ocasiones permiten dar un diagnóstico preciso del caso, por consiguiente, un adecuado muestreo y utilización de muestras complementarias es fundamental para llegar a un diagnóstico que permita discriminar entre causas de aborto infecciosas, muerte neonatal, dismaduro o malformaciones congénitas. Se recomienda siempre muestrear cordón umbilical y placenta junto con los otros tejidos puesto que estos generalmente proporcionan más del 50% de la información diagnóstica.

Antes de realizar el procedimiento de necropsia se debe pesar al animal y medirlo, así como también medir el remanente del cordón umbilical, con el fin de correlacionar con la historia clínica y/o historial reproductivo de la madre (Tabla 2).

Tabla 2.
Determinación de la edad gestacional de perro
basado en las características morfológicas

Edad gestacional (días)	Longitud desde la corona (cresta sagital) hasta la grupa (región sacra) (mm)	Características fetales
30	20	Párpados formados, surcos entre los dedos, meato externo parcialmente cubierto por el pabellón de la oreja, intestinos herniados dentro del cordón umbilical.
35	35	Ojos parcialmente cubiertos por los párpados, meato externo cubierto por el pabellón de la oreja, dedos separados distalmente, diferenciación de genitales externos.
38	55	Aparecen pelos táctiles sobre el labio superior y arriba de los ojos.
40	60	Párpados fusionados, los intestinos retornan al abdomen, garras formadas.
45	80	Pelo corporal formándose, aparecen mascas de color, dedos separados.
50	118	
53	140	Cubierta de pelo completa, almohadillas digitales presentes.
57	160	
57-63	160-185	Gestación completa

Fuente: Njaa B. Kirkbride, *s Diagnosis of abortion and neonatal loss in animals, fourth edition. USA: Wiley-Blackwell. 2011.*

Dependiendo del tamaño del animal, si es adecuado se puede hacer la técnica de necropsia descrita anteriormente, examinando cuidadosamente las estructuras que componen el cordón umbilical antes de remover las vísceras abdominales y cortando alrededor del ombligo para evaluar arterias umbilicales y el remanente uracal. El cerebro al ser escasamente mielinizado presenta una consistencia blanda y puede protuir a través del agujero magno por lo que se debe tener especial cuidado y si es necesario es preferible fijar la cabeza completa retirando previamente la tapa ósea del cráneo. El sistema cardiorrespiratorio se fija completamente debido a la dificultad para su disección y el sistema digestivo se retira por completo, se separa hígado, bazo, estómago y se anudan los extremos craneal y caudal de intestino para después inyectar formol al 10% con ayuda de una aguja para evitar la autólisis.

Capítulo 8. NECROPSIA ESTETICA

En la sociedad actual, las mascotas han pasado a ser consideradas, en muchos casos, miembros de la familia, por lo cual, en caso de muerte inesperada, al cuerpo del animal se le concede el mismo respeto que a un ser humano. Por consiguiente, no es raro encontrar dueños de mascotas que se niegan a realizar el examen de necropsia rutinario, en razón a que frecuentemente es necesario el desmembramiento de partes del cuerpo, aunque están interesados en indagar la causa de muerte y posteriormente, darle un entierro digno.

Una alternativa en tales casos es la necropsia estética, la cual emplea métodos para limitar los procedimientos que desfiguran la carcasa, al tiempo que maximiza la información obtenida durante la necropsia. Como tal, la necropsia estética requiere incisiones cuidadosamente planificadas y la aplicación de métodos para la restauración del espécimen hasta su aspecto original, después del examen.

PRELIMINARES

Al igual que en la necropsia de rutina, el exterior del animal debe ser examinado cuidadosamente. Es necesario evaluar la historia clínica y decidir sobre los sistemas y órganos que deben ser examinados.

Evaluar las condiciones bajo las cuales se tendrá acceso a dichos órganos, es un paso ineludible, teniendo en cuenta las limitaciones de los procedimientos de la necropsia estética. En caso que el examen produzca cortes e incisiones antiestéticas, es conveniente explorar las alternativas y discutir esto con el propietario de la mascota, haciendo una descripción de los beneficios que traería dicho examen para la formulación de un diagnóstico. Bajo ninguna circunstancia se debe efectuar incisiones y maniobras adicionales sin que el dueño otorgue el consentimiento, para evitar posibles malentendidos y resultados desfavorables.

PROCEDIMIENTO DE NECROPSIA

La regla de oro en la necropsia cosmética es limitar el número y la longitud de incisiones, tanto como sea posible. En la planificación de las incisiones, algunos aspectos a ser considerados son los siguientes:

- Los órganos o sistemas que deben ser examinados.

- El sitio de las incisiones, de manera que no desfiguren el espécimen, considerando que éstas no sean tan obvias una vez suturadas.
- La longitud de la incisión, teniendo en cuenta la accesibilidad de los órganos.
- El tiempo que se empleará para realizar el examen.

Un abordaje adecuado se realiza posicionando el animal en decúbito dorsal; la cabeza de la carcasa debe mirar hacia el lado izquierdo del examinador, asegurándolo con la ayuda de cuerdas o sacos de arena colocados a cada lado del tórax, para mantenerlo en su lugar. Usando un cuchillo bien afilado, se hace una incisión longitudinal recta de la piel, únicamente sobre el cartílago xifoides del esternón y el abdomen medio (Figura 80).



Figura 80. Línea de incisión en pared abdominal

Disecccionar la piel hacia los lados, teniendo cuidado de no dañar el cuerpo y exponer los tejidos subyacentes. El procedimiento consiste en abrir la pared abdominal, mediante la incisión del músculo abdominal, en el sitio expuesto.

Esto permite observar la presencia de líquido, tratando de evaluar la disposición de los órganos; luego se retrae ambos lados de la pared abdominal, para llegar hasta el diafragma. A partir de esta pequeña abertura, se perfora el diafragma para notar la presencia de una presión negativa.

A continuación, se abre la cavidad torácica, cortando el diafragma cerca de las paredes interiores de la caja torácica; se agarra los órganos torácicos y se liberaran de sus tejidos adyacentes, para arrastrar los órganos torácicos en bloque y alcanzar el esófago y la tráquea en la entrada torácica, así se libera estas estructuras y se coloca el bloque a un lado para su posterior examen.

Por la misma abertura en el abdomen, es posible obtener los órganos viscerales y sus anexos. Se debe retirar primero el hígado, y luego el estómago con el bazo. Se arrastran los segmentos del intestino y se corta los mesenterios cerca de la pared intestinal, segmento por segmento. Seguidamente se procede a remover los intestinos, colocándolos a un lado para examinarlos.

Es procedente evaluar los riñones y sus anexos de ambos lados; si es necesario, se debe llegar hasta la vejiga urinaria para palparla y examinarla junto con sus anexos. Posteriormente, se examina los órganos viscerales, como en la necropsia de rutina.

Después de eliminar la mayoría de los órganos, se recomienda drenar la sangre y otros fluidos corporales, existentes en la carcasa. De ser necesario, las cavidades del cuerpo pueden ser lavadas con solución salina o agua potable de la llave. Luego se examina las cavidades del cuerpo y se permite que la canal drene.

El examen del cerebro sólo se debe hacer si la historia clínica sugiere una perturbación neurológica. Para quitar el cerebro de la bóveda craneal, se requiere hacer una incisión a través de la línea, empezando entre los ojos y para luego dirigirla hasta el nivel de la primera vértebra cervical (Atlas) (Figura 81).

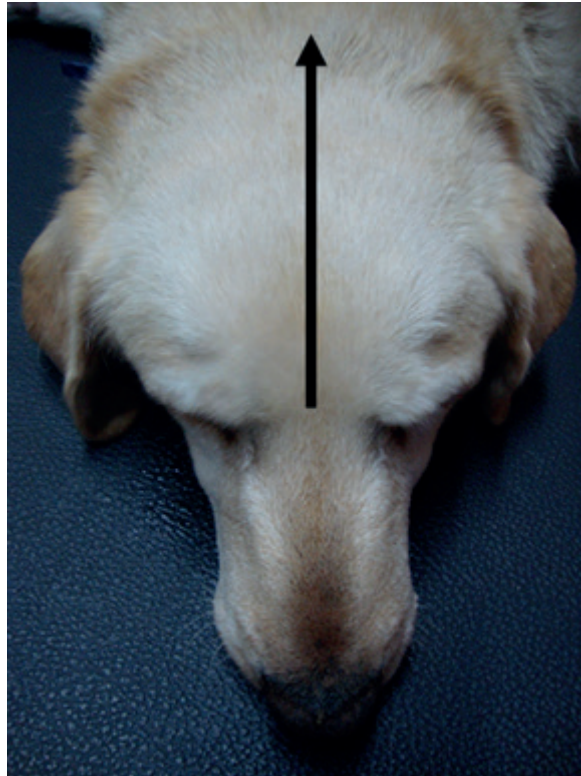


Figura 81. Línea de incisión en cabeza para exponer cráneo

El paso siguiente consiste en diseccionar la piel y exponer todos los músculos que cubren la bóveda craneal, diseccionándolos hacia los lados.

La bóveda del cráneo se abre mejor utilizando un mazo y un cincel agudo. Con la piel y los músculos expuestos a cada lado, se corta el hueso a partir de la región frontal y alrededor de la bóveda del cráneo que se encuentra expuesta. Se debe tener cuidado de no dañar el cerebro.

Después de quitar la bóveda del cráneo, se cortan las meninges, para exponer el cerebro. Se levanta, con mucho cuidado, la médula espinal y el cerebro. Se cortan todos los nervios en la base y se inclina la cabeza hacia arriba y hacia atrás, para facilitar la extracción del cerebro de la cavidad craneana.

EL POST EXAMEN

Un requisito básico de la necropsia cosmética consiste en restaurar la canal del animal a su estado original, tanto como sea posible. Las suturas deben cerrar todas las incisiones, y debe limpiarse la impureza de la piel ocasionada por la sangre y los fluidos corporales. Después del examen de órganos y antes de su-

turar de nuevo las incisiones, los órganos examinados pueden ser devueltos a las cavidades del cuerpo, para dar forma a la carcasa.

Alternativamente, los espacios pueden ser rellenos con papel periódico, con el cual, no sólo se da forma a las cavidades huecas, sino también absorbe gran parte de la sangre y los fluidos corporales restantes.

Para el cierre de las incisiones, es suficiente una sutura continua sobre la piel, usando material de sutura resistente y aguja quirúrgica.

Con el fin de restaurar de la forma de la cabeza después de la extracción del cerebro, se vuelve a situar el segmento cincelado de la bóveda del cráneo, al igual que la piel diseccionada, se vuelve a posicionar en su lugar y se sutura.

Realizar el patrón de sutura en la piel, tratando de no comprometer el pelo, será suficiente para ocultar muchas de las incisiones.

Otros órganos y partes del cuerpo pueden ser examinados cuando se considere necesario. Además, todas las incisiones requieren ser planificadas, para luego suturar de nuevo. Si bien, la necropsia cosmética proporciona formas en que los cadáveres de animales muertos pueden ser examinados sin herir la susceptibilidad de los propietarios; en algunos órganos o partes del cuerpo (por ejemplo, la médula espinal) puede ser difícil mantener la estética con este método.

Capítulo 9.

REPORTE DE CASOS

HIDRONEFROSIS SECUNDARIA A LEIOMIOMA VAGINAL

- Especie: Canino
- Raza: Siberian Husky
- Sexo: Hembra
- Edad: 12 años

Anamnésticos

La paciente presentó sangrado vulvar durante cinco días, dificultad para orinar (disuria), anorexia y pérdida de peso progresiva.

A la evaluación clínica se evidencia decaimiento, baja condición corporal, lordosis, camina con las extremidades posteriores muy separadas, mucosas pálidas, presencia de sangre en la cámara anterior de ojo derecho (hifema) y a la palpación rectal se percibe una masa irregular en el piso de la pelvis. Debido a la urgencia del caso se programó laparatomía exploratoria, sin embargo, en clínica se debe recurrir a otras ayudas diagnósticas preliminares como ecografía o resonancia. En la laparotomía se evidenció una masa de difícil abordaje quirúrgico y considerando el compromiso funcional del sistema urinario, se decide realizar eutanasia y remitirlo a necropsia.

Evaluación macroscópica

Sistema cardiovascular. Corazón aparentemente normal.

Sistema respiratorio. Tráquea aparentemente normal. Pulmón con zonas pálidas en forma de parches de 0,5 a 2 cm de diámetro con distribución difusa, nódulos de consistencia firme de 1 a 2 cm de diámetro con distribución multifocal comprometiendo el lóbulo apical y diafragmático izquierdo.

Sistema digestivo. Hígado con moderada congestión, depresiones puntiformes de 0,3 cm de diámetro en la superficie diafragmática de los lóbulos derechos. Páncreas con leve enrojecimiento. Estómago con áreas puntiformes de apariencia hemorrágica en la superficie serosa de la curvatura mayor.

Sistema hemolinfático. Bazo aparentemente normal. Nódulos linfáticos aparentemente normales.

Sistema genitourinario. Vejiga severamente distendida, con moderada evidencia de la vascularización (Figuras 82 y 83). Riñones severamente disminuidos de tamaño, superficie irregular, al corte se evidencia severa disminución de la relación corteza medula y severa dilatación de la pelvis renal en riñón derecho. Riñón izquierdo con presencia de una estructura de aspecto quístico de 4cm de diámetro aproximadamente con contenido de aspecto seroso en pelvis renal (Figuras 84- 86). Vagina con presencia de una masa de superficie irregular, color blanquecino y consistencia firme de aproximadamente 8 cm de diámetro localizada en vestíbulo (Figura 87).



Figura 82. Vejiga in situ



Figura 83. Vejiga severamente distendida

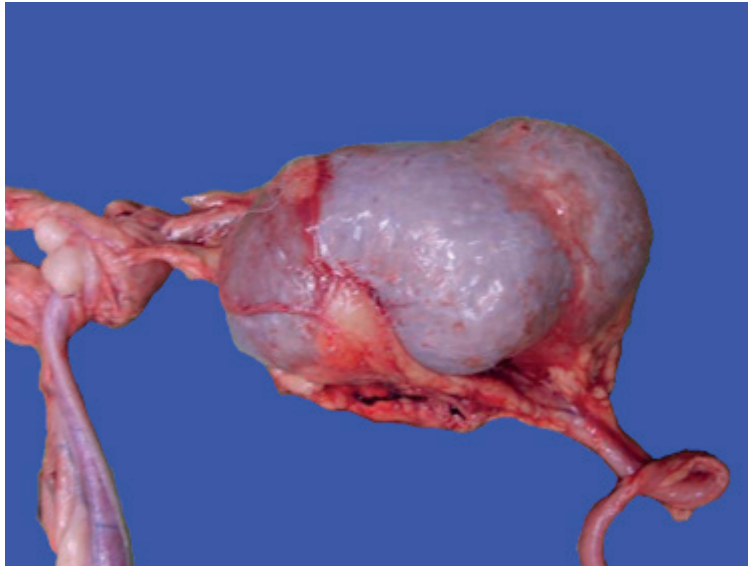


Figura 84. Riñón izquierdo con superficie irregular



Figura 85. Riñón izquierdo con presencia de una estructura de aspecto quístico

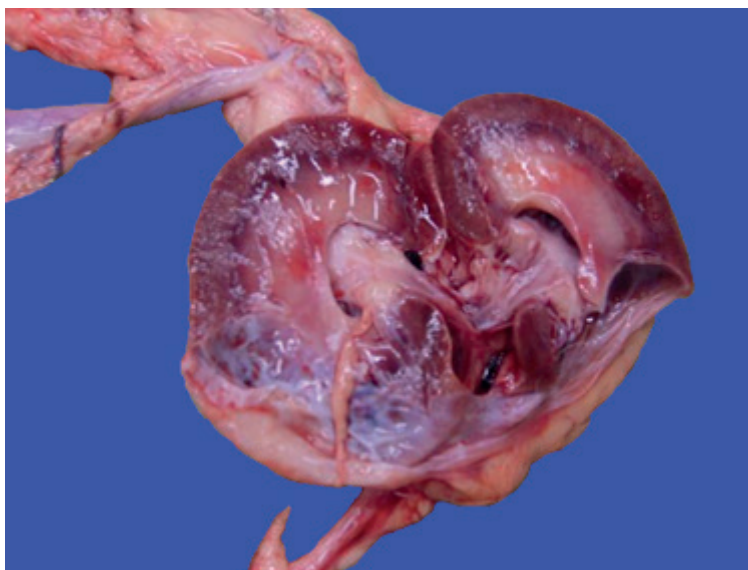


Figura 86. Corte sagital de riñón izquierdo

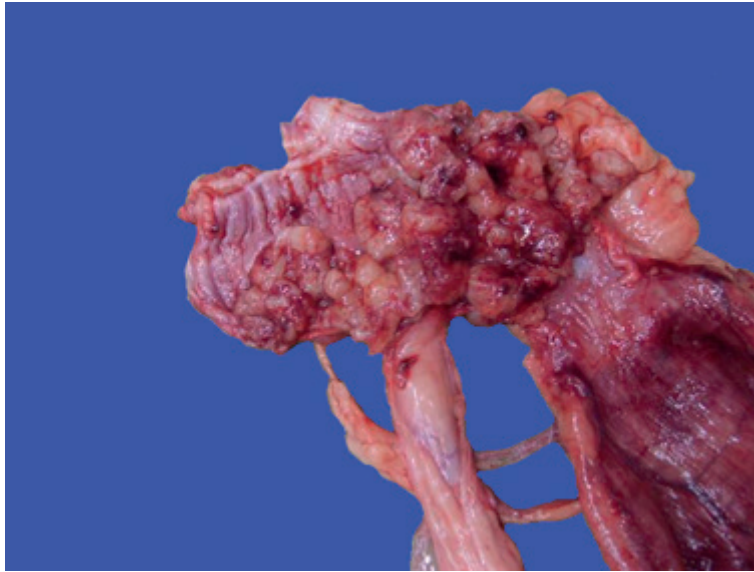


Figura 87. Masa irregular en vestíbulo vaginal

Diagnóstico

Lesiones sugestivas de una masa en vestíbulo vaginal que comprometió el flujo urinario a través de uretra generando una obstrucción completa que condujo a hidronefrosis secundaria. Lesiones pulmonares de naturaleza tumoral. Los hallazgos microscópicos revelaron que la lesión de naturaleza tumoral en vestíbulo vaginal corresponde a un leiomioma.

Comentarios

La hidronefrosis es la dilatación de la pelvis renal y los cálices, con atrofia progresiva del parénquima y dilatación quística del riñón.

La causa de la hidronefrosis secundaria o adquirida es alguna forma de obstrucción urinaria, la cual puede ser completa e incompleta, que puede estar presente en cualquier nivel, desde la uretra hasta la pelvis renal, terminando con un aumento lento o intermitente de la presión intrapélvica.

La obstrucción parcial, o la obstrucción completa a corto plazo, resulta en una disminución de la función renal que puede ser reversible si el flujo normal de la orina se restablece rápidamente. Cuando la obstrucción es severa y prolongada, puede ocurrir la destrucción del parénquima renal adyacente. La obstrucción total de los dos riñones no es compatible con la vida, en animales con obstrucción experimental la muerte ocurre de 3 a 5 días.

La hidronefrosis se presenta en todos los animales domésticos y puede ser causada por anomalías en el desarrollo del aparato urinario, resultando en la falla del flujo de la orina al uréter. Los riñones con mal posición congénita originan torsión del uréter y la obstrucción de éste (hidronefrosis primaria).

La hidronefrosis adquirida puede ser causada por cálculos urinarios en cualquier localización, el aumento del tamaño prostático en los perros, la cistitis (especialmente si es hemorrágica), la compresión de los uréteres por inflamación o neoplasia del tejido adyacente, el desplazamiento de la vejiga en hernias perirrenales y la constricción uretral adquirida.

Las causas comunes de hidronefrosis obstructiva son: neoplasia del trígono vesical, cálculos ureterales, constricción ureteral secundaria a trauma o ureteritis crónica, cálculos renales, restos de sangre después de una biopsia renal o la combinación de estos factores. Dependiendo de la localización de la obstrucción, la hidronefrosis puede ser unilateral (ureteral) o bilateral (los dos uréteres, el trígono de la vejiga o la uretra).

En los casos tempranos, la distensión de la cápsula renal producirá signos de dolor renal, pero en muchos casos la primera señal de hidronefrosis es el agrandamiento abdominal progresivo, debido a la gran masa renal unilateral. También puede estar presente una acumulación de fluido perirrenal.

Como resultado de una obstrucción ureteral unilateral se puede producir una fibrosis intersticial severa y un riñón en fase terminal; también puede ocasionar una hidronefrosis severa, presentándose el riñón como un saco lleno de líquido.

Una disminución progresiva en la función renal ocurre típicamente después de varios meses o años en perros y gatos, con la ocurrencia de enfermedades renales. Es lógico asumir que la enfermedad renal crónica progresa como consecuencia de un continuo daño renal, inducido por las noxas desencadenantes del proceso.

Es importante aclarar en este caso, que la necropsia mostró que el paciente presentaba a nivel renal procesos degenerativos crónicos previo al evento obstructivo, de ahí que se observaran reducidos de tamaño, con superficie irregular y extensas áreas de fibrosis.

La ecografía resulta particularmente útil para evaluar los riñones aumentados de tamaño, asociados a la acumulación de líquidos (hidronefrosis, abscesos, y

quistes perirrenales y del parénquima).

REFERENCIAS

- Burmes JM. Aparato urinario. En: Trigo-Tavera F. J. Patología sistémica veterinaria. 3rd ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 1998.
- Chandler EA, Gaskell CJ, Gaskell RM. Feline medicine and therapeutics. 3rd ed. United Kingdom: Blackwell Publishing; 2004.
- Chew DJ, Dibartola SP, Schenck P. Canine and feline nephrology and urology, 2nd ed. USA: Elsevier; 2011.
- Fischer JR. Acute ureteral obstruction. In: August J. R. Consultations in feline internal medicine. Volume 5. Philadelphia, USA: Elsevier; 2006.
- German A. Abnormal renal palpation. In: Elliott J, Grauer GF. BSAVA Manual of canine and feline nephrology and urology. 2nd ed. United Kingdom: BSAVA Publishing; 2007.
- Grauer GF. Alteraciones del aparato urinario. En: Nelson R, Couto G. Medicina interna de pequeños animales. 4th ed. Barcelona, España: Elsevier Saunders; 2010.
- Maxie MG, Newman SJ. Urinary system. In: Jubb, Kennedy, Palmer's. Pathology of domestic animals. 5th ed. USA: Elsevier; 2007.
- Moon LM. The kidneys and ureters. In: O'Brien R, Barr F. BSAVA Manual of canine and feline abdominal imaging. United Kingdom: BSAVA Publishing; 2009.
- Newan SJ, Confer AW, Panciera RJ. Urinary system. In: Donald McGavin M, Zachary J. Pathologic basis of veterinary disease. 4th ed. St Louis, Missouri, USA: Mosby Elsevier; 2006.
- Polzin DJ, Osborne CA, Ross S. Chronic kidney disease. In: Ettinger SJ, Feldman EC. Textbook of veterinary internal medicine. 6th ed. St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders; 2005.

HEMANGIOSARCOMA MULTICÉNTRICO

- Especie: Canino
- Raza: Mestizo
- Sexo: Hembra
- Edad: 12 años

Anamnésticos

El paciente presentó hiporexia desde hace cinco días, debilidad y signos de dolor, por lo cual es conducido a la clínica veterinaria, donde llega sin signos vitales.

Evaluación Macroscópica

Apariencia general. Mucosas pálidas, moderada dilatación abdominal (Figura 88 y 89).



Figura 88. Mucosa conjuntival pálida



Figura 89. Condición corporal

Sistema digestivo. Al realizar el abordaje a cavidad abdominal se encuentra abundante contenido de aspecto sanguinolento (Figura 90).

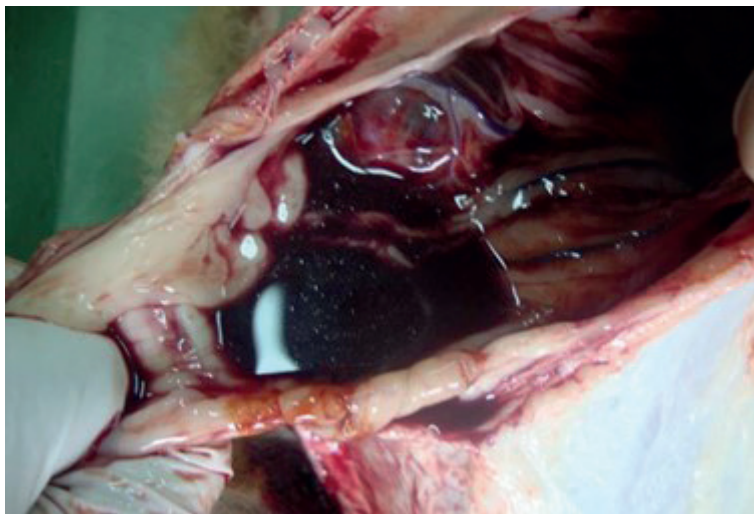


Figura 90. Fluido de aspecto sanguinolento en cavidad abdominal

El hígado se observa moderadamente reducido de tamaño, con un área de depresión circunscrita en la superficie diafragmática de lóbulo craneal derecho (Figura 91).

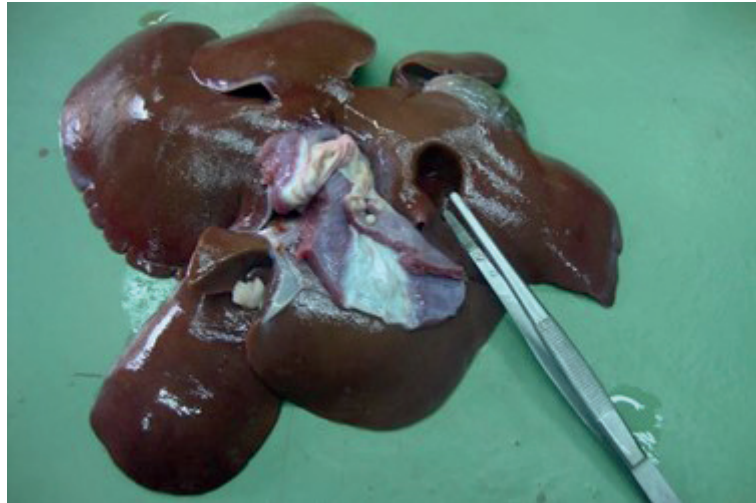


Figura 91. Hígado. Nótese la moderada disminución del tamaño, redondeamiento e irregularidad de los bordes y área de depresión supracapsular (pinza)

En el tracto gastrointestinal se encuentra la serosa severamente pálida y presencia de múltiples masas de forma irregular, de consistencia friable, apariencia gredosa y hemorrágica, de diámetro variable que va desde 0,5 cm hasta 15 cm con distribución multifocal, comprometiendo el mesenterio, asas intestinales, riñones, peritoneo y diafragma (Figuras 92- 94).



Figura 92. Tracto gastrointestinal in situ

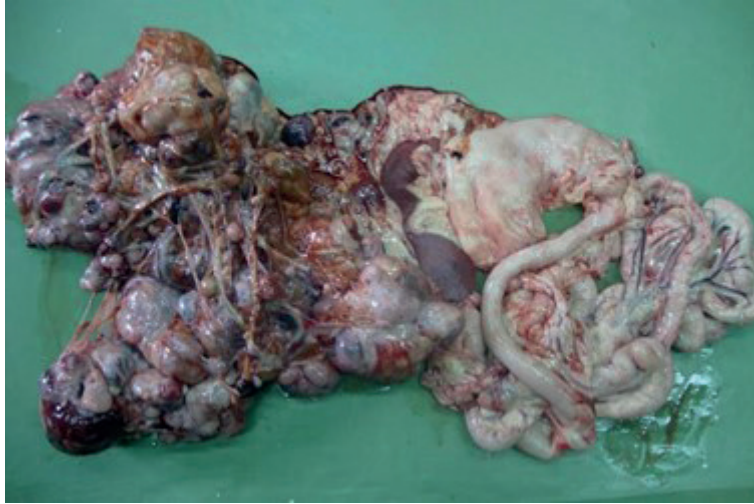


Figura 93. Tracto gastrointestinal con múltiples masas (patrón multicéntrico)



Figura 94. Masa irregular en superficie diafragmática

Sistema hemolinfático. El bazo se encuentra con moderada disminución de tamaño y consistencia semiblanda (Figura 95).

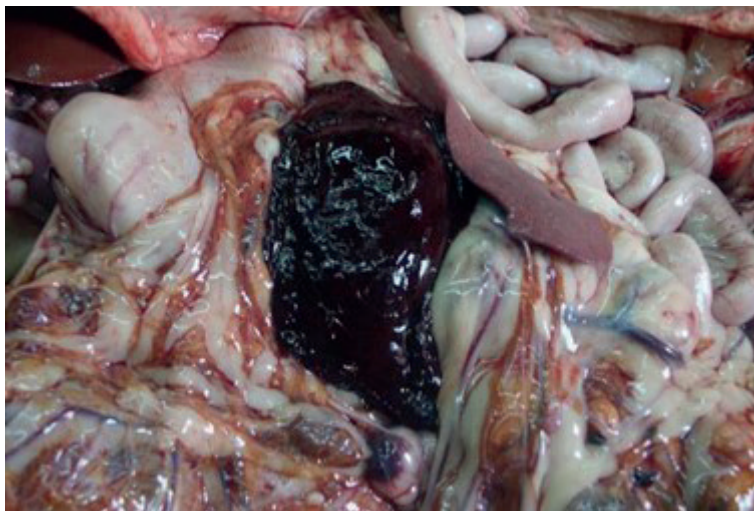


Figura 95. Bazo in situ y coágulo de gran tamaño que compromete mesenterio y superficie visceral del bazo

Sistema genitourinario. Riñón derecho con presencia de múltiples masas de aspecto nodular con distribución multifocal coalescente que profundizan al corte y comprometen en más del 90% el parénquima funcional renal. Riñón izquierdo severamente reducido de tamaño, de superficie irregular, de apariencia nodular con alteración de la relación corteza-médula (Figuras 96-98).

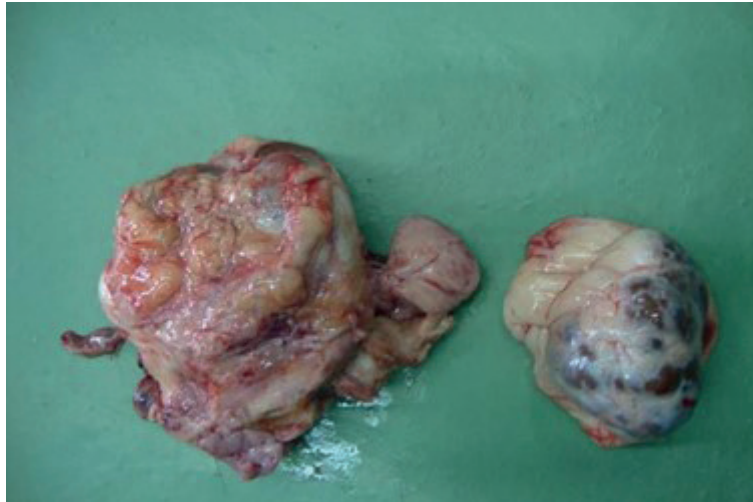


Figura 96. Riñones

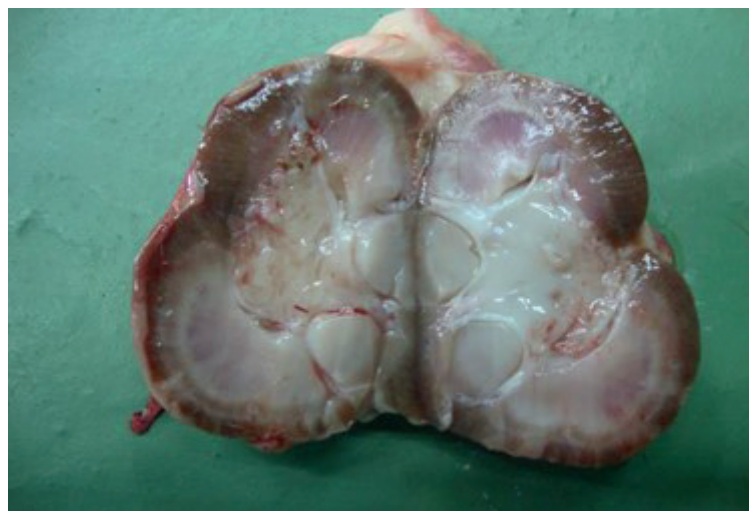


Figura 97. Corte sagital de riñón izquierdo



Figura 98. Corte sagital de riñón derecho

Diagnóstico de necropsia

Muerte por exsanguinación posiblemente asociado a ruptura de neoplasia mesentérica invasiva de prestación multicéntrica (posiblemente hemangiosarcoma). Para evaluación microscópica se remitió un pull completo de órganos y muestras de masas encontradas en mesenterio.

Descripción microscópica

Se resumen los hallazgos microscópicos en las alteraciones encontradas en las múltiples masas, por ser las alteraciones más representativas.

La masa mesentérica correspondiente a omento y tejido conectivo, el cual evidencia proliferación celular de tipo neoplásico derivada del endotelio vascular, la cual se organiza a manera de canales vasculares incompletos, pobremente diferenciados y focos en los cuales la celularidad se distribuye a manera de paquetes celulares densamente poblados. La proliferación celular presenta un patrón de crecimiento expansivo e invasivo. Las células presentan forma ovalada en algunas áreas, en otras son aguzada y poliédrica, con núcleos grandes, escaso citoplasma y la cromatina con aspecto de grumos finos. Se evidencia severo pleomorfismo celular, moderada anisocitosis y megalocitosis, severo pleomorfismo nuclear, moderada anisocariosis y megalocariosis. Se contabilizaron 16 figuras mitóticas en 2,37 mm² en diez campos con el objetivo de alto poder; no obstante, el tejido remitido no muestra una exéresis completa de sus bordes. Adicionalmente, se evidencian severos cambios microcirculatorios, múltiples y extensas áreas hemorrágicas, microtrombos, discrasia sanguínea y focos de infiltrado inflamatorio mixto distribuido al azar de leve intensidad, aso-

ciado a áreas de necrosis multifocal moderada (Figuras 99-101).

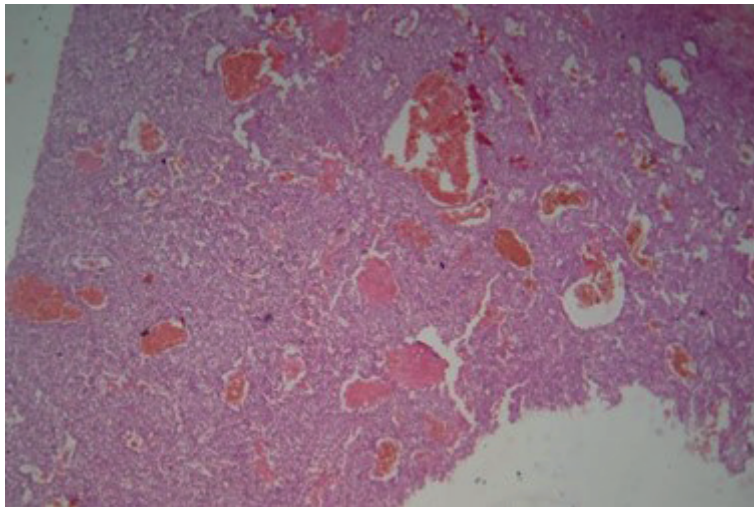


Figura 99. Hemangiosarcoma 4X

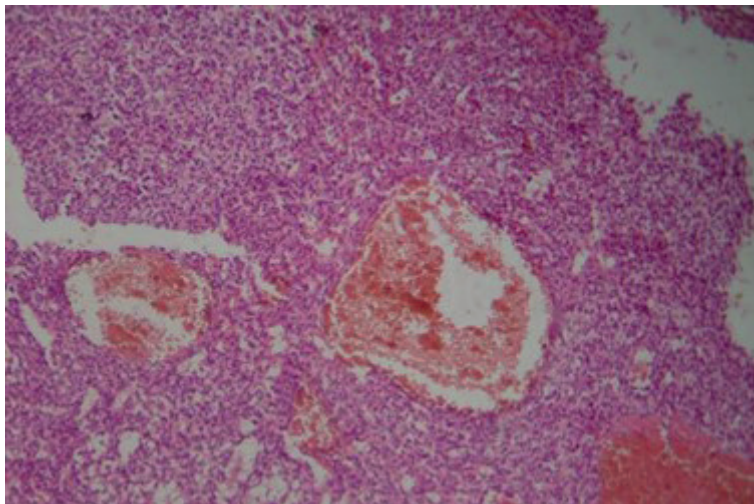


Figura 100. Hemangiosarcoma 10X

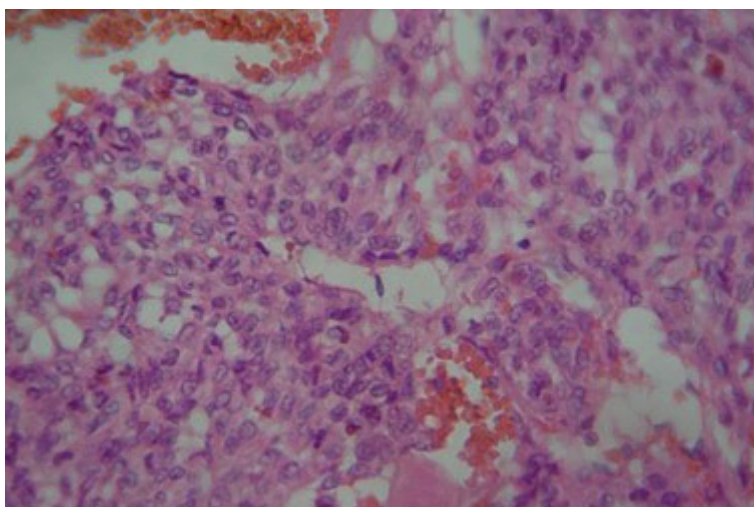


Figura 101. Hemangiosarcoma 40X

Diagnóstico final

Los hallazgos microscópicos corresponden a un hemangiosarcoma de tipo visceral de presentación multicéntrica.

Comentarios

El hemangiosarcoma (HSA) representa cerca del 5% de todas las neoplasias primarias malignas no cutáneas, siendo común y agresiva en los perros con un rango de edad desde 8 a 13 años, que surge de las células endoteliales vasculares transformadas y se caracteriza por la infiltración local al formar masas sólidas con abundante presencia de células inflamatorias y espacios vasculares con contenido sanguíneo. Esta neoplasia canina es altamente metastásica y puede encontrarse en muchos tipos de tejidos, particularmente en el bazo y el tejido cutáneo.

El aspecto macroscópico de las neoplasias es variable en tamaño y color, siendo frecuente las áreas de necrosis y hemorragia dentro de la masa.

Histológicamente, el HSA es consistente con células fusiformes pleomórficas e hiper cromáticas, que forman canales vasculares pobremente delimitados, incompletos, semejantes a vasos sanguíneos. Es a menudo pobremente diferenciado y en algunos casos, es necesario la realización de inmunohistoquímica para el antígeno del factor VIII, para tener un diagnóstico histológico definitivo.

Se presenta inflamación, con racimos de neutrófilos y una gran zona de necrosis en lugares carentes de células. Las células polimórficas aparentan ser poligonales o redondas, con citoplasma eosinófilo y núcleos vesiculares; algunas veces se encuentran figuras mitóticas, indicativas de un crecimiento rápido y es peculiar la moderada anisocitosis y anisocariosis características de las neoplasias.

Dentro de los síndromes paraneoplásicos asociados al HSA se encuentran anomalías tales como la deficiencia en la producción de plaquetas, el incremento en el tiempo de coagulación, la disminución en el contenido de fibrina en la sangre y el aumento de los productos de la degradación de la fibrina. Debido a su presencia en los órganos internos, los tumores primarios son difíciles de detectar antes de la manifestación de la enfermedad clínica.

Los signos clínicos son asociados con la pérdida de sangre, ya sea por debilidad generalizada o por colapso agudo, aunque algunos pacientes presentan letargo sin signos obvios de hemorragia, pero las complicaciones varían, dependiendo de la localización primaria del tumor, y pueden ser de signos leves e inespecíficos de la enfermedad o dilatación abdominal asintomática, hasta el colapso agudo y la muerte secundaria a la hemorragia y/o al shock hipotensor.

En algunos casos, la ruptura de los tumores a nivel de las cavidades puede producir hemoperitoneo o hemopericardio.

Durante el examen es posible palpar las masas a nivel abdominal; en los perros con HSA cardiaca son típicos los signos de taponamiento pericárdico e insuficiencia cardiaca, tales como disnea e intolerancia al ejercicio.

REFERENCIAS

- Cohen LA, Power B, Amin S, Desai D. Treatment of canine hemangiosarcoma with suberoylanilide hydroxamic acid, a histone deacetylase inhibitor. *Vet Comp Oncol.* 2004; 2(4): 243-8.
- Dressler D. Hemangiosarcoma: Conventional Approach. In: *The dog cancer survival guide: Beyond surgery chemotherapy & radiation.* Kihei: Maui Media; 2009.
- Fine DM, Atkinson KJ. Tumors of the toracic cavity: Cardiac and heart-based tumors. In: Hery CJ, Higginbotham ML. *Cancer management in small animal practice.* Maryland Heights, Missouri: Elsevier, Saunders; 2010.
- Johnson KD. Tumors of the abdominal cavity: Splenic tumors. In: Hery CJ. *Cancer. Management in small animal practice.* Maryland Heights, Missouri: Elsevier, Saunders; 2010.
- Mun A, Lee EM, Kim AY, Lee EJ, Hong IH, Jeong KS. Canine hemangiosarcoma in a female Jinbo dog. *Lab Anim Res.* 2011; 27(4): 361-3.
- Murakami Y, Uchida K, Yamaguchi R, Tateyama S. Diffuse bilateral hemangiosarcoma of uterus in a dog. *J Vet Med Sci.* 2001; 63(2): 191-3.
- North S, Banks T. Tumors of the spleen. In: *Small animal oncology an intro-*

duction. United Kingdom: Saunders; 2009.

- Northrop N, Geiger T. Tumors of the skin, subcutis and other soft tissues: Skin tumors. In: Henry CJ, Higginbotham ML. Cancer management in small animal practice. Maryland Heights, Missouri: Elsevier, Saunders; 2010.
- Ochoa JE, Roque A, Rodríguez W. Hemangiosarcoma hepático con metástasis a útero en un felino. Reporte de un caso. Rev Colomb Cienc Pecu. 2008; 21: 280-287.
- Owen LJ, Grierson JM, Patterson-Kane JC, Baines SJ. Lingual hemangiosarcoma in a crossbred dog. Irish Vet J. 2006; 59(11): 622-625.
- Thamm DH. Miscellaneous tumors: Hemangiosarcoma. In: Withrow SJ, Vail DM, Page R. Withrow & MacEwen's small animal clinical oncology. 5th ed. St. Louis, Missouri: Elsevier, Saunders; 2012.
- U`Ren LW, Biller BJ, Elmslie RE, Thamm DH, Dow SW. Evaluation of a novel tumor vaccine in dogs with hemangiosarcoma. J Vet Intern Med. 2007; 21(1): 113-1120.

MEGAESÓFAGO ASOCIADO A PERSISTENCIA DE ANILLO VASCULAR

- Especie: canino.
- Raza: Pastor Alemán
- Sexo: Hembra
- Edad: dos meses

Anamnésticos

Presenta náuseas y vómito desde hace tres días; vomita 1 a 2 minutos después de haber comido. Un hermano también vomitaba. Se ha realizado tratamiento con metoclopramida, sin respuesta favorable.

Se encuentra al día con el esquema de vacunación.

Evaluación macroscópica

Apariencia general. Sin cambios aparentes.

Sistema digestivo. El esófago presenta dilatación severa, de forma sacular, en la región cervical, con desplazamiento y constricción por estructura anular, de apariencia fibrosa en la base (Figuras 102-105).

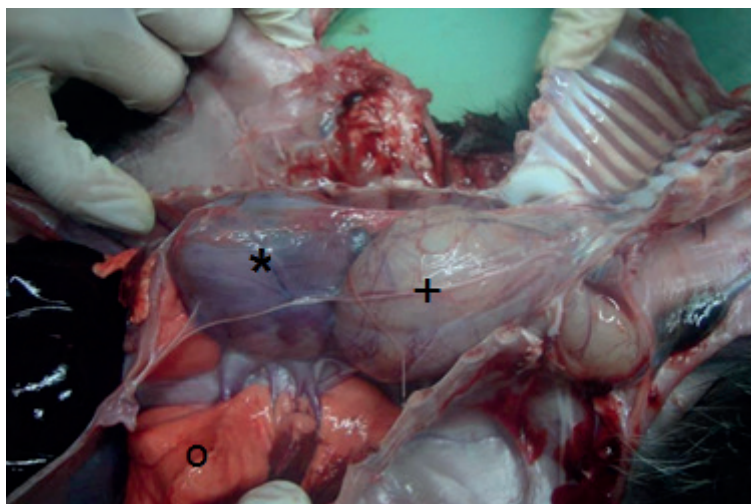


Figura 102. Esófago in situ (+), Corazón (*), Pulmón (O)

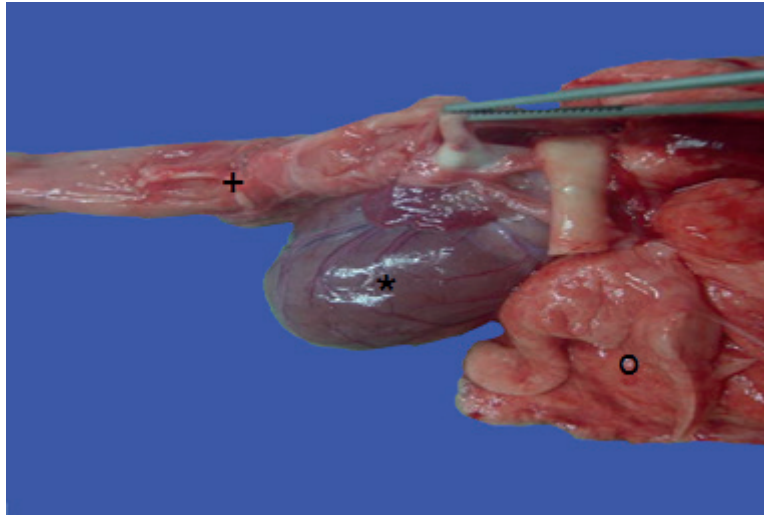


Figura 103. Estructura fibrosa (pinza) en la base del esófago (+), Corazón (*), Pulmón (O)

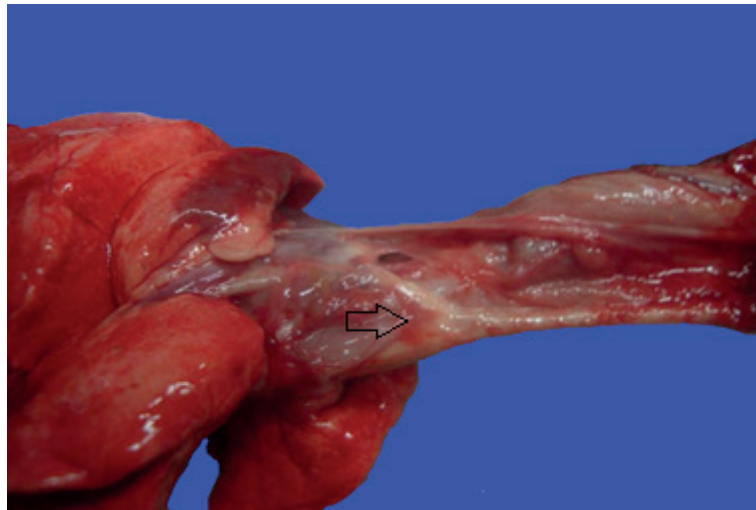


Figura 104. Estructura fibrosa en la base del esófago en detalle (Flecha)



Figura 105. Constricción esofágica

Sistema hemolinfático. Los nódulos linfáticos mandibulares se encuentran moderadamente aumentados de tamaño.

Sistema respiratorio. En pulmón se evidencia la presencia de múltiples y extensas áreas de color blanquecino entremezcladas con áreas de coloración rojiza las cuales están localizadas principalmente en la región craneoventral de los lóbulos pulmonares.

Diagnóstico

Los hallazgos macroscópicos son consistentes con megaesófago, asociado a persistencia de anillo vascular.

Comentarios

El megaesófago hace referencia a la dilatación esofágica, una manifestación común de diferentes enfermedades que producen alteraciones que desencadenan un transporte anormal de la ingesta entre la faringe y el estómago, siendo la persistencia de los anillos vasculares una de las posibles causas.

En caninos mestizos la prevalencia de la enfermedad cardíaca congénita corresponde al 0,13%, la cual puede ser considerablemente mayor en razas puras (0.5% a 1%), dentro de las cuales la persistencia del arco aórtico derecho (ADDP) representa entre el 7 y el 11%.

Durante la vida fetal, seis arterias branquiales conectan las aortas ventrales primitivas, que son pares, con las aortas dorsales, también pares. Las ventrales se unen en posición caudal para formar el corazón primordial; las dorsales se fusionan de la misma manera, para formar la aorta descendente. El primero y segundo pares de arcos involucionan pronto, contribuyendo al sistema arterial permanente. El tercer arco y la aorta dorsal, que se extienden hacia la cabeza son los precursores de las carótidas internas, así como de las carótidas externas y de las comunes. Cada uno de los cuartos arcos persiste; el cuarto arco de la aorta dorsal izquierda se transforma en el cayado permanente de la aorta, al cual se le denomina cayado o arco aórtico izquierdo normal.

El cuarto arco derecho se convierte en la arteria subclavia derecha y en la arteria braquicefálica. El quinto par es inconstante y desaparece pronto durante la vida fetal. El lado izquierdo del sexto par de arcos, llamado también arco pulmonar,

se transforma en el conducto arterioso, que conecta la arteria pulmonar principal o izquierda, con la aorta dorsal. El sexto arco involuciona, con excepción de la raíz ventral que forma la arteria pulmonar.

Cuando el cuarto arco aórtico derecho persiste, se desarrolla como aorta permanente; por lo cual el conducto arterioso se forma normalmente a partir del sexto arco izquierdo y se produce un anillo vascular. Este último, que conecta el cuarto arco derecho con el sexto arco izquierdo, da origen a una constricción del esófago, en la vida posnatal; por lo tanto, el arco aórtico derecho persistente está formado por las siguientes estructuras: la aorta ascendente del lado derecho, el ligamento arterioso (antes conducto arterioso) a la izquierda y dorsal; la arteria pulmonar principal a la izquierda y ventral, y la base del corazón en un plano ventral.

El desarrollo de arco aórtico derecho no siempre produce anomalías del anillo vascular con el conducto arterioso, ya que puede ocurrir una transformación simétrica, en la cual, el arco aórtico derecho persistente se conecta con la arteria pulmonar por un conducto arterioso originado en el sexto arco derecho. Así, en estos casos, no se forma anillo vascular, quedando libre el esófago.

Como consecuencia, se trata de una alteración frecuente en perros, pero poco frecuente en gatos. Es probable que el ADDP sea de origen genético y se transmita de acuerdo con un patrón hereditario complejo.

Aunque la ADDP ha sido reportada en perros de diversas razas de mediano y gran tamaño, razas tales como: Pastor Alemán, Setter Irlandés, Boston Terrier, Spaniel Británico y Bulldog, tienen un mayor riesgo de padecer la enfermedad.

Las anomalías del anillo vascular causan la regurgitación de los alimentos, inmediatamente después de ser ingeridos, lo cual resulta más fácil de apreciar en el momento del destete. Los animales afectados generalmente desarrollan una severa neumonía por aspiración; una complicación producida como consecuencia de la regurgitación continua. En la región cervical puede palparse el esófago dilatado.

La sintomatología respiratoria incluye tos, jadeo y cianosis, generalmente secundaria de neumonía por aspiración, auscultando marcados estertores, aunque la auscultación cardiaca sea normal. Sin embargo, en algunos casos, si se trata de un arco aórtico doble, puede provocar estridor y otros síntomas respiratorios secundarios de una estenosis traqueal.

Los animales afectados son considerados normales hasta el destete, pero una vez el animal comienza a ingerir alimentos sólidos, ocurre la regurgitación postprandial, desarrollando el megaesófago en forma progresiva y los pacientes presentan mucho menor desarrollo que sus hermanos. Muchos animales sólo desarrollan signos clínicos importantes alrededor de los seis meses de edad, pero en algunos casos raros, los signos clínicos aparecen en forma tardía (8 a 10 años de edad).

Otros signos frecuentes incluyen un ensanchamiento del mediastino craneal, estrechamiento focal y/o desplazamiento ventral de la tráquea, aire o comida en el esófago torácico craneal.

La constricción esofágica en el sitio del anillo vascular se asocia con fibrosis de la pared esofágica. La dilatación esofágica crónica produce daño esofágico irreversible, con pérdida de la motilidad normal, por disminución en el número de células ganglionares mientéricas en la pared esofágica.

REFERENCIAS

- Cortés-Díaz SA, López-Ochoa FA, Parra-Herrera HA, Espitia-Sarria CA, Benavides-Hernández J. Corrección de arco aórtico derecho persistente en canino de 11 meses de edad con diagnóstico de megaesófago. Descripción de caso clínico. REDVET. 2012; 13(10):1-12
- De Sousa-Coelho JC, Álvarez Hernández MG. Megaesófago por persistencia del cuarto arco aórtico derecho en un perro pastor alemán. Rev. Fac. Cs. Vets. 2009; 50(1): 3-10.
- Grandez R, Bowler TB, Miguel de Priego GC, Yi A, Torres PL, Valencia LR. Persistencia del arco aórtico derecho en perro sin pelo del Perú. Reporte de caso. Rev Inv Vet Perú. 2012; 23(4): 523-528.
- Hall EJ, German AJ. Diseases of the small intestine. In: Ettinger SJ, Feldman EC. Textbook of veterinary internal medicine. 7th ed. St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders; 2004.
- Herrtage ME. Alteraciones cardiovasculares. En: Schaer M. Medicina clínica del perro y el gato. Barcelona, España: Elsevier Masson; 2006.

- Maxie GM, Robinson WF. Cardiovascular system. In: Maxie GM. Jubb, Kennedy and Palmer's Pathology of domestic animals. 5th ed. USA: Elsevier Saunders; 2007.
- Miller MW. Sistema cardiovascular. En: Morgan RV, Bright RM, Swartout MS, editores. Clínica de pequeños animales. 4th ed. Madrid, España: Elsevier; 2004.
- Nelson R, Couto G. Cardiopatías congénitas. En: Medicina interna de pequeños animales. 4th ed. Barcelona, España: Elsevier Saunders; 2010.
- Schorope D. Prevalence of congenital heart disease in 76,301 mixed-breed dogs and 57,025 mixed-breed cats. Revista de cardiología veterinaria. 2015; 17(3): 192-202.
- Trigo FJ. Aparato cardiovascular. En: Patología sistémica veterinaria. 3rd ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 1998.

PANCREATITIS NECROTIZANTE AGUDA

- Especie: Canino
- Raza: Caniche
- Sexo: macho
- Edad: 10 años

Anamnésticos

El propietario reportó que el paciente estaba enfermo desde hace cinco días, observando los siguientes signos: heces con presencia de sangre, diarrea, vómito, cuadros de tos, anorexia y debilidad del tren posterior. Fue medicado con amoxicilina, en dosis de una tableta cada seis horas e hidratado con suero. Se desconoce la cantidad del medicamento y tipo de suero utilizado.

No tiene reporte de vacunas ni desparasitaciones.

Durante la evaluación clínica se evidencia dolor a la palpación a nivel abdominal, deshidratación de tercer grado (11%), depresión, taquipnea, sonido vesicular aumentado en ambos hemitórax y patrón respiratorio diverso de origen abdominal y torácico; también se observa membranas mucosas (oral, conjuntiva y prepucial) congestionadas e ictéricas.

Evaluación macroscópica

Apariencia. Baja condición corporal, con un índice 2/5 (Figura 106).



Figura 106. Condición corporal

Piel y anexos. Presencia de áreas con apariencia hemorrágica en la región tórácica, abdominal e inguinal (Figuras 107 y 108).



Figura 107. Piel de la región abdominal con áreas de apariencia hemorrágica



Figura 108. Piel con focos hemorrágicos en detalle

La mucosa oral, conjuntival y prepucial se observan ictéricas (Figuras 109 y 110).



Figura 109. Mucosa oral ictérica

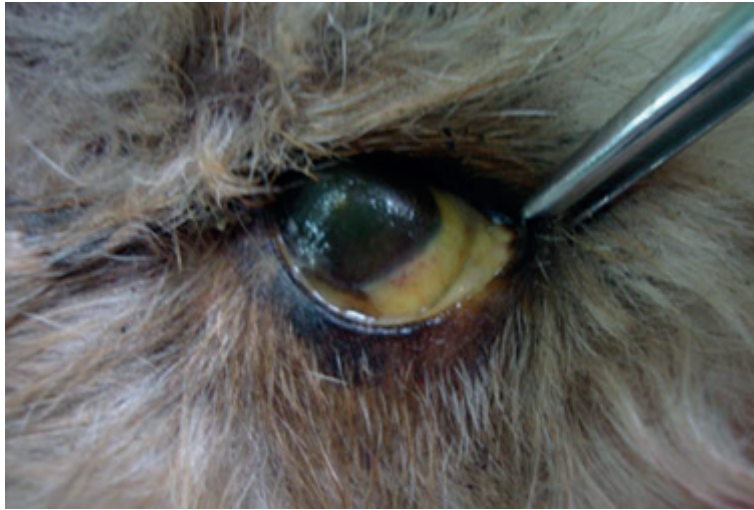


Figura 110. Mucosa conjuntival icterica

Sistema cardiorrespiratorio. Se evidencian focos de aspecto hemorrágico de distribución multifocal en el pulmón y en la superficie pericárdica. Saco pericárdico con moderado contenido de aspecto serosanguinolento (Figura 111).

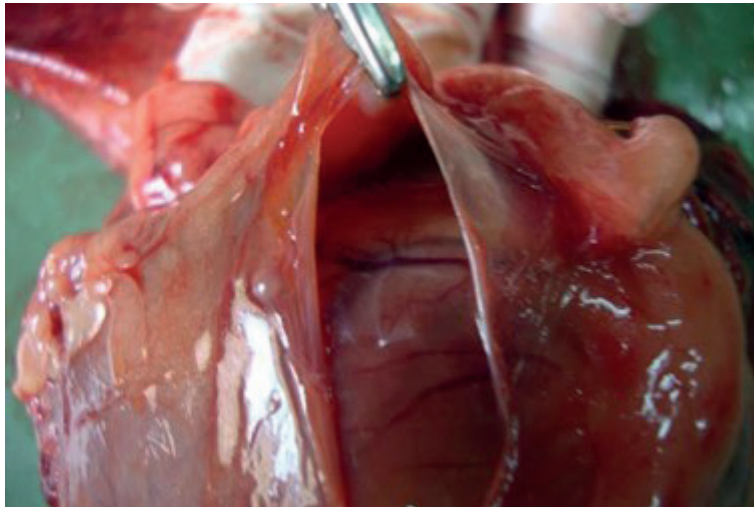


Figura 111. Pericardio

Sistema digestivo. Cavidad oral con mucosa oral amarilloverdosa, con puntos hemorrágicos y ulceraciones. La lengua se encuentra igualmente amarillenta y con contenido serosanguinolento (Figura 112).



Figura 112. Lengua

Pared abdominal con lesiones de apariencia hemorrágica, distribuidas a manera de parches (Figura 113). La cavidad abdominal contiene líquido turbio sanguinolento, con gotas de grasa, hemorragias de epiplón y edema de páncreas.



Figura 113. Hemorragia severa multifocal coalescente en tejido subcutáneo

Superficie externa del páncreas, irregular, con presencia de múltiples nódulos de coloración blanco amarillenta entremezclado con áreas hemorrágicas de distribución multifocal coalescente. Adicionalmente, adherencias fibrinosas y focos blanco-amarillentos multifocales en grasa peritoneal (Figura 114).

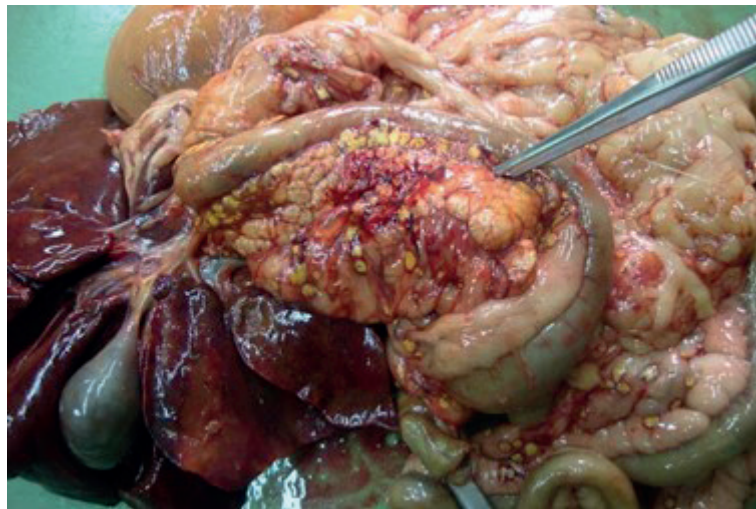


Figura 114. Páncreas (pinza)

En el mesenterio se observa placas blanco-amarillentas de distribución multifocal con múltiples y extensas áreas hemorrágicas (Figuras 115 y 116).

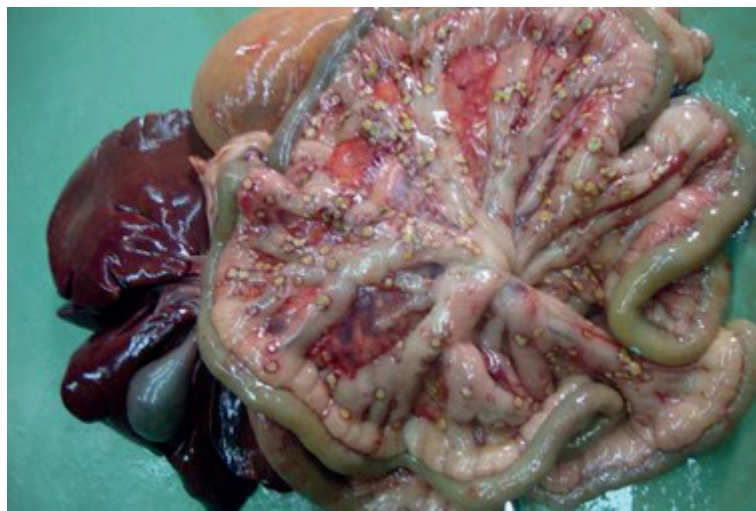


Figura 115. Mesenterio

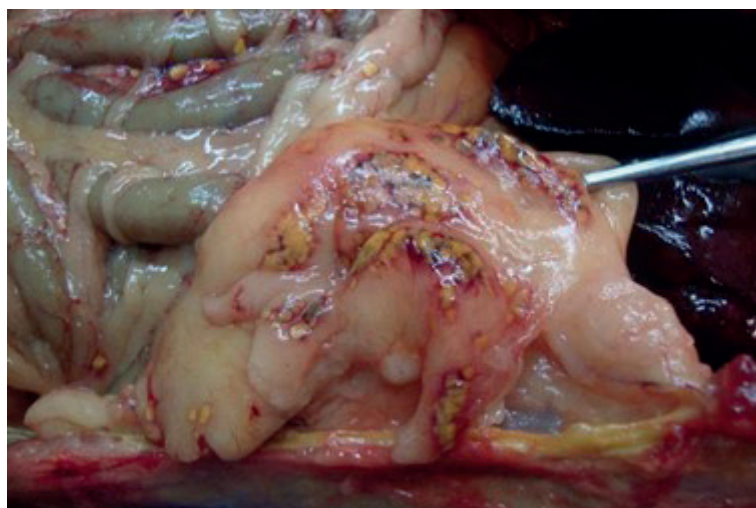


Figura 116. Mesenterio en detalle

En el estómago se observa la superficie de la mucosa gástrica con zonas hemorrágicas confluentes y ulceraciones severas (Figura 117).



Figura 117. Mucosa gástrica

El hígado presenta borde irregular con áreas de coloración pardoamarillenta (Figura 118).

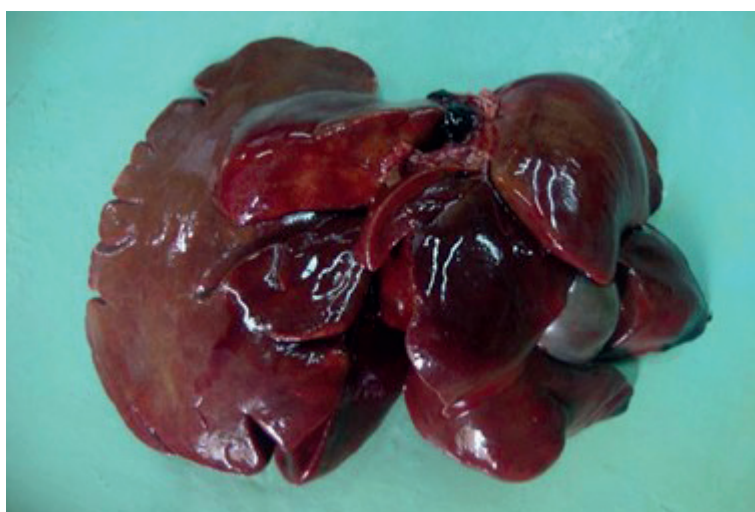


Figura 118. Hígado

Sistema urinario. Los riñones presentan apariencia tumefacta, con pigmentación amarillo-verdosa (Figuras 119). Adicionalmente, presentan superficie externa irregular, disminución de la relación corteza-medular leve y pelvis renal se evidencia severamente distendida. Estas alteraciones sugieren un proceso crónico concomitante con pérdida de la función renal (Figura 120).

La vejiga se muestra pletórica, con demarcación de los vasos sanguíneos (Figura 121).

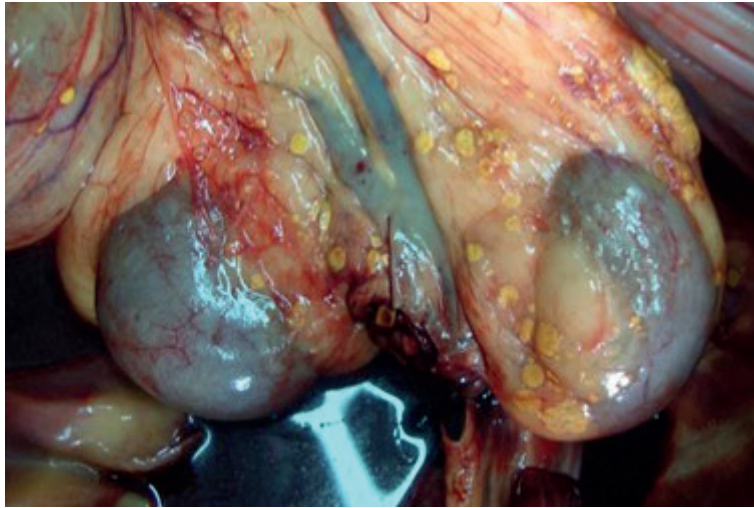


Figura 119. Riñones

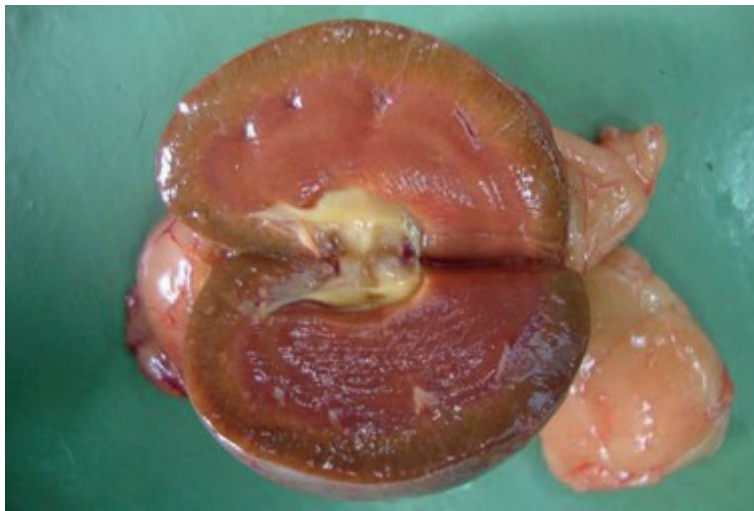


Figura 120. Corte sagital de riñón

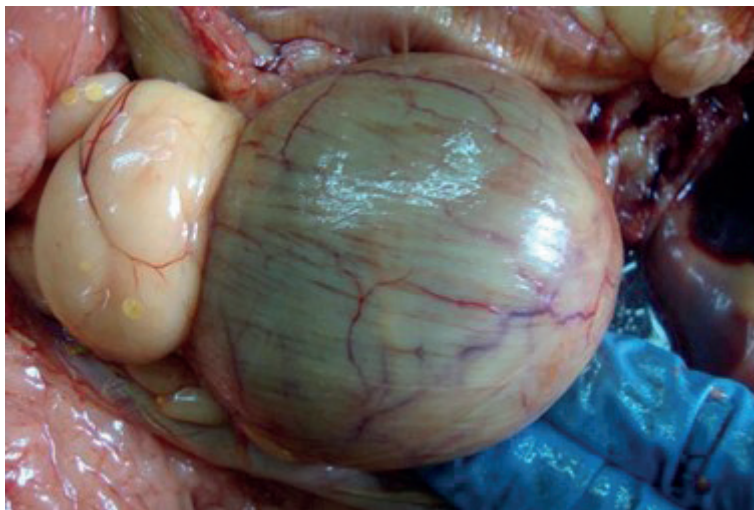


Figura 121. Vejiga

Descripción microscópica

Páncreas: se evidencian severos cambios microcirculatorios, múltiples focos de congestión y hemorragia. Múltiples y extensas áreas de necrosis de licuefacción en el parénquima funcional (Figura 122) asociado a severo y extenso infiltrado inflamatorio conformado principalmente por polimorfonucleares tipo neutrófilos (Figura 123).

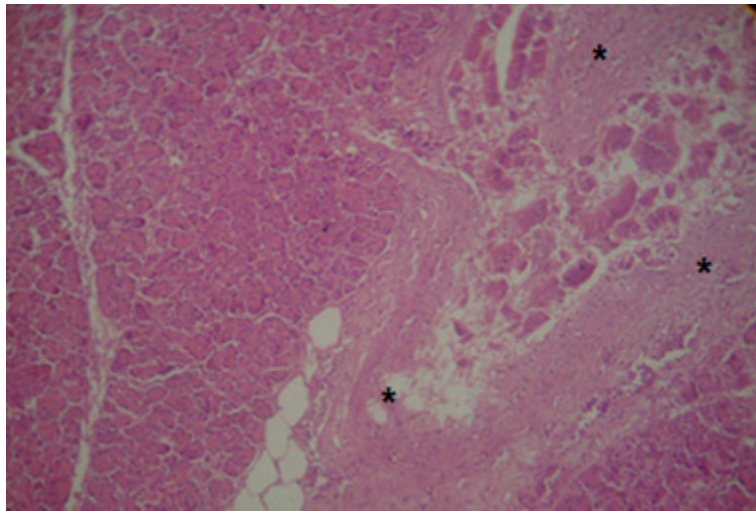


Figura 122. Pancreatitis 10X. Severa y extensa necrosis (*)

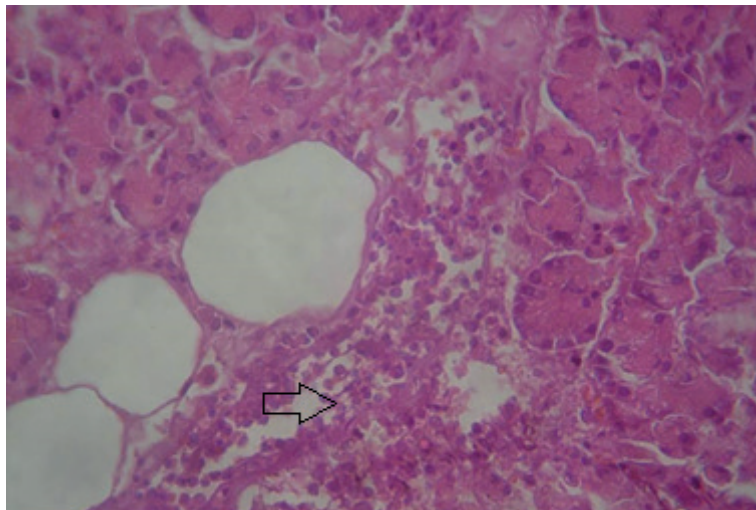


Figura 123. Pancreatitis 40X. Necrosis e infiltrado inflamatorio focalmente extenso polimorfonuclear neutrofílico (Flecha)

Riñón: con moderados cambios microcirculatorios, múltiples focos de congestión y hemorragia. Corteza: glomérulos de aspecto tumefacto, se evidencia severa disminución del espacio de bowman con presencia de material eosinofílico homogéneo compatible con proteínas.

Epitelio tubular con cambios asociados a muerte celular (picnosis, cariorrexis y cariólisis), focos con cambio hidrópico multifocal extenso, con presencia de gran cantidad de material eosinofílico compatible con proteínas y cilindros hialinos. Adicionalmente, cambios asociados a eventos degenerativos de carácter crónico, tales como: retracción glomerular multifocal severa, aumento en el espacio de bowman, focos con obsolescencia glomerular y leve infiltrado inflamatorio linfoplasmocitario intersticial asociado a discreta proliferación de tejido conectivo.

Hígado. con moderados cambios microcirculatorios, parénquima funcional con cambio hidrópico de distribución difusa.

Diagnóstico

Los hallazgos macroscópicos y microscópicos evidencian una severa pancreatitis necrotizante difusa; los cuales explican en parte las lesiones agudas evidenciadas en el sistema renal (cambios microcirculatorios y necrosis tubular aguda). Estos hallazgos permiten proponer como causa de la muerte a un shock y a una falla multiorgánica derivado de las lesiones arriba descritas. En este caso en particular, el riñón presenta de forma concomitante alteraciones degenerativas crónicas que posiblemente estén asociados a un estado clínico de insuficiencia renal crónica (ver figura 120)

Comentarios

La pancreatitis es un trastorno agudo o crónico del páncreas, que se produce cuando se rebasan los mecanismos fisiológicos de protección propia, debido a la secreción de enzimas pancreáticas activadas.

Normalmente, esta afección se produce en perros y gatos de mediana edad, aunque también la pueden padecer animales muy jóvenes o de edad avanzada.

Parece existir una fuerte relación con la raza; en el caso de los perros con pancreatitis, las causas hereditarias son un factor predisponente en esta especie.

Las razas Terrier, Schnauzer miniatura y los gatos comunes, parecen tener un mayor riesgo de pancreatitis aguda, aunque ésta puede afectar animales de cualquier raza, incluidos los mestizos. Animales de razas poco activas, como Caniche enano, Caniche toy, Lasha Apso y Schipperke, también pueden verse afectadas.

Es probable que la enfermedad sea multifactorial, con una tendencia genética, en la que se superponen factores desencadenantes, como la ingestión de alimentos ricos en grasas, la cual puede ser un detonante para un terrier susceptible. Se ha sugerido que la obesidad puede ser un factor de predisposición en los perros; de igual forma, un tratamiento farmacológico reciente, en el que se haya utilizado azatioprina o asparaginasa, o enfermedades endocrinas concomitantes, como diabetes mellitus, hipotiroidismo e hiperadrenocortisismo, aumentan el riesgo de pancreatitis grave y mortal en perros.

Se ha demostrado que la hipercalcemia causa la pancreatitis en varias especies, situación a corregir mediante una dieta balanceada. La pancreatitis también puede ocurrir en asociación con infiltración neoplásica por adenocarcinoma de páncreas.

También se ha reportado la necrosis pancreática multifocal aguda, con inflamación mínima, en asociación con parvovirus canino y el virus del moquillo. El parvovirus tiene un efecto directo sobre los tejidos pancreáticos y puede causar estasis intestinal, permitiendo el reflujo del contenido duodenal, en el conducto pancreático.

Las infecciones virales, por *Mycoplasma sp.* y parasitarias pueden estar asociadas con la pancreatitis, aunque comúnmente es reconocida como parte de la enfermedad más generalizada.

Se ha reportado varios casos de pancreatitis después de los accidentes de tránsito y lesiones traumáticas similares. El trauma quirúrgico también ha sido implicado como una causa de la pancreatitis.

Adicionalmente, cuando se presenta esta inflamación, cualquiera de las estructuras vecinas, o todas ellas, pueden verse afectadas.

Por otra parte, los perros con enfermedad aguda grave suelen presentar vómitos agudos, anorexia, dolor abdominal marcado, y diversos grados de deshidratación, colapso y shock. El vómito inicial es típico de retraso en el vaciamiento

gástrico como consecuencia de peritonitis, progresando a vómitos sólo de bilis. Después del vomito inicial, el perro puede presentar movimientos de regurgitación. Ocasionalmente puede haber diarrea, pero es más frecuente que las heces se encuentren escasas o nulas, debido al íleo producido por la peritonitis.

Los casos más severos también pueden presentar signos clínicos sistémicos, tal como fiebre, distrés respiratorio, o incluso shock cardiovascular. En perros con pancreatitis aguda, se puede observar una hipotensión marcada, lo que probablemente constituye el principal factor para su fallecimiento.

Algunos pacientes pueden presentar la clásica "postura en oración", con las patas delanteras apoyadas en el suelo y las patas traseras levantadas, aunque no es patognomónico de esta enfermedad.

En la pancreatitis necrótica, inicialmente no se produce ictericia detectable clínicamente, pero podría ser evidente hacia el tercer día; normalmente se debe a colestasis, ya que la obstrucción de conductos biliares es poco frecuente.

La pancreatitis aguda necrosante tiene un pronóstico muy grave, en la cual los pacientes presentan fuertes desequilibrios hidroelectrolíticos, asociados con enfermedad inflamatoria sistémica, compromiso renal y alto riesgo de coagulación intravascular diseminada (CID).

El diagnóstico definitivo de la pancreatitis aguda, sólo se puede lograr a través del estudio anatomopatológico mediante una biopsia del páncreas, aunque esta prueba es invasiva y no está indicada en la mayoría de los casos.

Durante la necropsia puede advertirse hemorragias en el epiplón y el páncreas se encuentra edematoso. Las zonas más afectadas del páncreas pueden sufrir licuefacción y es posible que se hayan formado pseudoquistes. Las hemorragias pueden estar presente en el omento y en el páncreas; con frecuencia hay zonas calcáreas de grasa en la necrosis, tanto adyacente al páncreas, como también en grasa localizada tan lejos como el mediastino craneal. Múltiples placas blanquecinas de necrosis grasa y de mineralización (saponificación) en la grasa peripancreática, comúnmente se asocian con necrosis aguda e inflamación del páncreas.

Las áreas de saponificación también pueden estar presentes a través de la grasa abdominal y ocasionalmente se observa en el tejido adiposo subcutáneo o torácico. También puede haber, a menudo, depósitos de sales de calcio en la necropsia de la zona peripancreática.

En casos muy graves de pancreatitis aguda, la pared adyacente del duodeno puede aparecer necrótica y se inflama.

Microscópicamente, se advierte en el páncreas edema, hemorragias y necrosis de las células acinares.

También puede haber destrucción local de vasos sanguíneos pequeños, asociada con la hemorragia, además, es común encontrar trombos en pequeña venas y arterias, en estados graves de la enfermedad que conduce a un mayor daño isquémico en el páncreas. Los trombos se pueden extender, desde el páncreas, hacia la vena portal.

REFERENCIAS

- Astaiza Martinez JM, Benavides Melo CJ, Manrique-López C, Hallazgos de necropsia asociados a pancreatitis necrotizante aguda en un canino: reporte de caso. *Investig.pecu.*2012; 1(2): 65-73
- Constantino-Casas F, Mateos-Poumian A. Aparato digestivo. En: Trigo-Taveira FJ. *Patología sistémica veterinaria*. 3rd ed. México: McGraw-Hill Interamericana; 1998.
- Hall JA. Enfermedades del páncreas exócrino. En: Morgan RV, Bright RM, Swartout MS, editores. *Clínica de pequeños animales*. 4th ed. Madrid, España: Elsevier; 2004.
- Nelson R, Couto G. El páncreas exócrino. En: *Medicina interna de pequeños animales*. 4° ed. Barcelona, España: Elsevier Saunders; 2010.
- Schaer M. Alteraciones pancreáticas. En: *Medicina Clínica del perro y el gato*. Barcelona, España: Elsevier, Masson; 2006.
- Schaer M. Gastrointestinal disorders. En: *Clinical signs in small animal medicine*. London: Manson Publishing; 2008.
- Simpson JW, Else RW. Diseases of the exocrine pancreas. In: *digestive disease in the dog and cat*. Oxford: Wiley-Blackwell; 1991.

- Spillmann T. Pancreas. In: Washabau RJ, Day MJ, editores. Canine & feline gastroenterology. St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders; 2013.
- Steiner JM. Exocrine pancreas. In: Small animal gastroenterology. Germany: Schlutersche; 2008.
- Westermarck E, Wiberg M. Exocrine pancreatic insufficiency in dogs. In: Willard MD, editor. Gastroenterology. Vet Clin Small Anim. 2003; 33(5): 1165-1179.
- Wiberg M. Exocrine pancreatic insufficiency in dog. In: Bonagura JD, Twedt DC. Kirk's current veterinary therapy. 14th ed. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier; 2009.
- Williams DA. Diseases of the exocrine pancreas. In: Hall EJ, Simpson JW, Williams DA, editores. BSAVA Manual of canine and feline gastroenterology. 2nd ed. England: British Small Animal Veterinary Association; 2005.
- Williams DA, Steiner JM. Canine exocrine pancreatic disease. In: Ettinger SJ, Feldman EC. Textbook of veterinary internal medicine. 7th ed. St. Louis, Missouri; Elsevier Saunders; 2004.

PERICARDITIS FIBRINOPURULENTA

- Especie: Canino
- Raza: Griffon
- Sexo: macho
- Edad: tres años

Anamnésticos

Se encontró un paciente con un cuadro clínico de 15 días de evolución, el cual se manifestó después de realizar una carrera de casería a 40°C de temperatura, durante 7 horas; a la fecha de atención, mostró decaimiento, hiporexia y disnea. Fue medicado con antibiótico, presentando leve mejoría.

Al momento de la consulta, el paciente está deprimido, con evidencia de cianosis, ortopnea, disnea inspiratoria, membranas mucosas (oral, conjuntiva y prepuccial) pálidas, sin posibilidad de evaluación mediante auscultación. Haciendo uso de la evaluación radiográfica del tórax, se observa el desplazamiento dorsal de la tráquea, pérdida de la silueta cardiaca, aumento de la radiopacidad en la región ventral del tórax, colapso pulmonar, sin contorno diafragmático (Figuras 124).

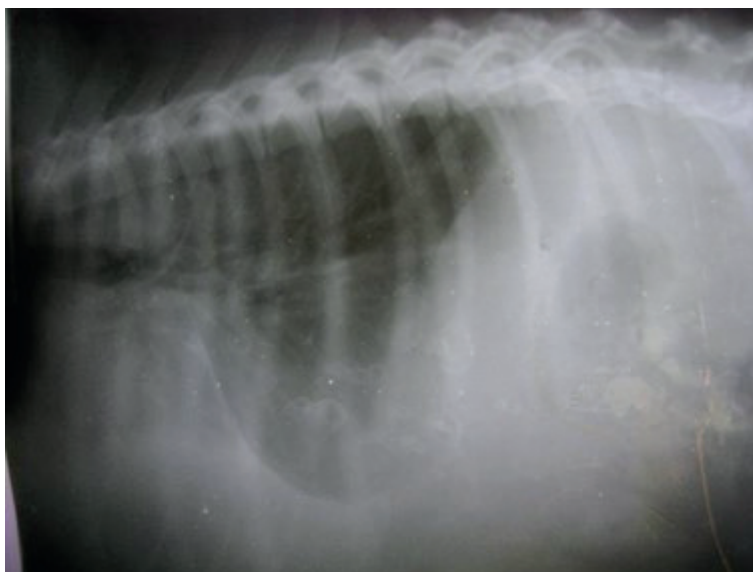


Figura 124. Radiografía torácica

Evaluación macroscópica

Apariencia general. El paciente muestra baja condición corporal, con índice de 2/5. Se encontró presencia de ectoparásitos (pulgas), enfisema subcutáneo en la región costo-abdominal derecha e izquierda.

Sistema cardiovascular. Fue posible extraer, de la cavidad torácica, 1.560 ml de líquido serosanguinolento y flóculos purulentos, de olor pútrido (Figura 125).



Figura 125. Líquido obtenido por toracocentésis

El pericardio estaba severamente engrosado; la superficie visceral con petequias de distribución difusa y gran cantidad de material de aspecto fibrinoso (Figura 126).

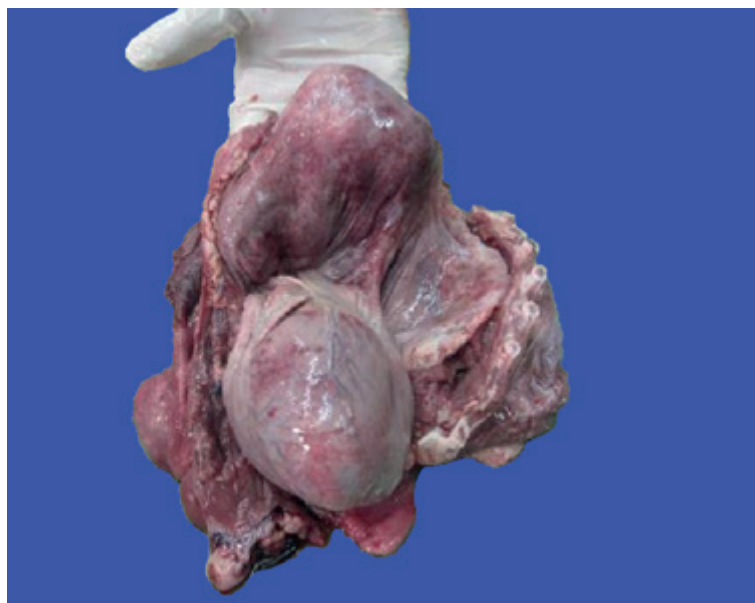


Figura 126. Pericardio

Se evidenciaron múltiples y extensas adherencias entre las superficies diafragmática y esternal. El epicardio mostraba focos hemorrágicos de aspecto petequeial de distribución difusa y opacidad de la superficie a causa de los depósitos de fibrina (Figuras 127-129).

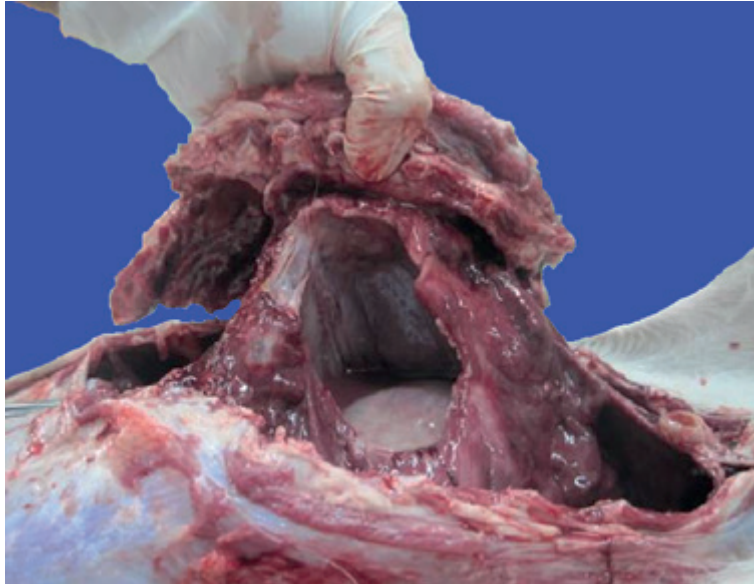


Figura 127. adherencias con las superficies diafragmática y esternal

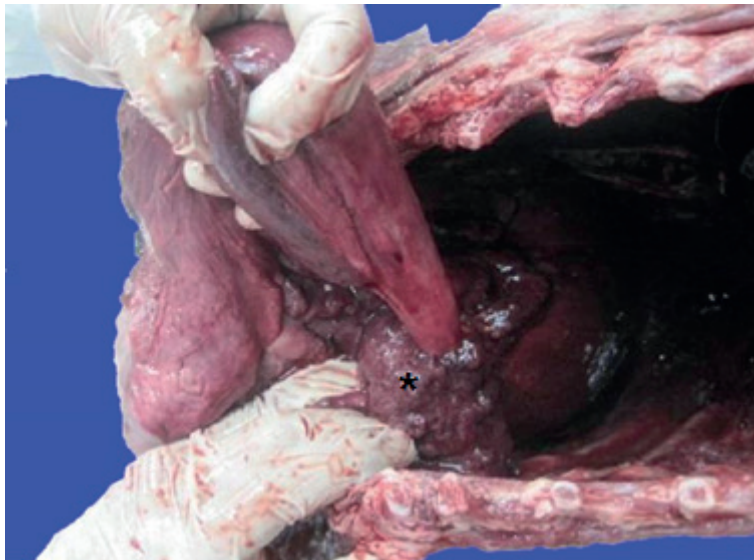


Figura 128. Adherencias en cavidad torácica (*)

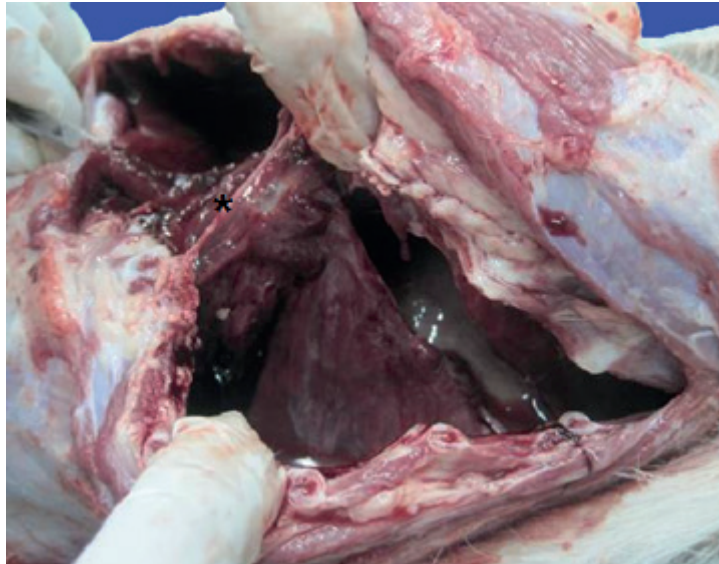


Figura 129. Adherencias en cavidad torácica (*)

Sistema respiratorio. Formación de adherencias de los lóbulos pulmonares con el diafragma, al igual que moderada fibrosis en el parénquima pulmonar y presencia de exudado purulento en los bronquiolos (Figuras 130 y 131). Severa pleurobronconeumonía fibrinosa.

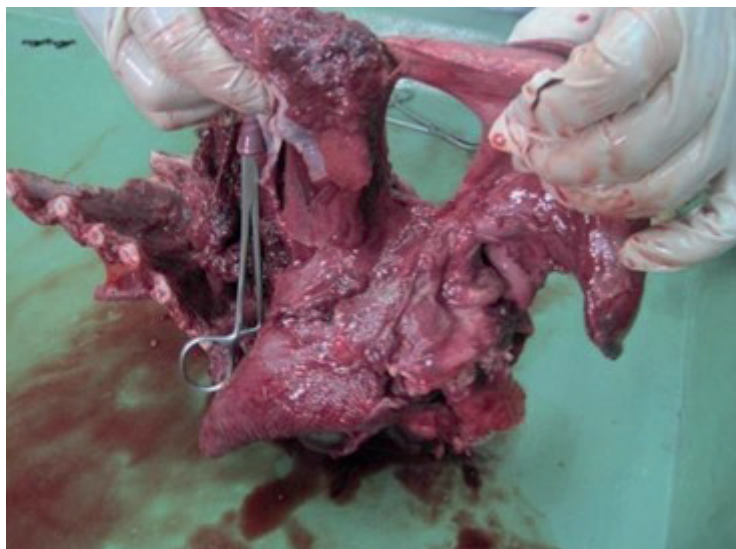


Figura 130. Adherencias de lóbulos pulmonares

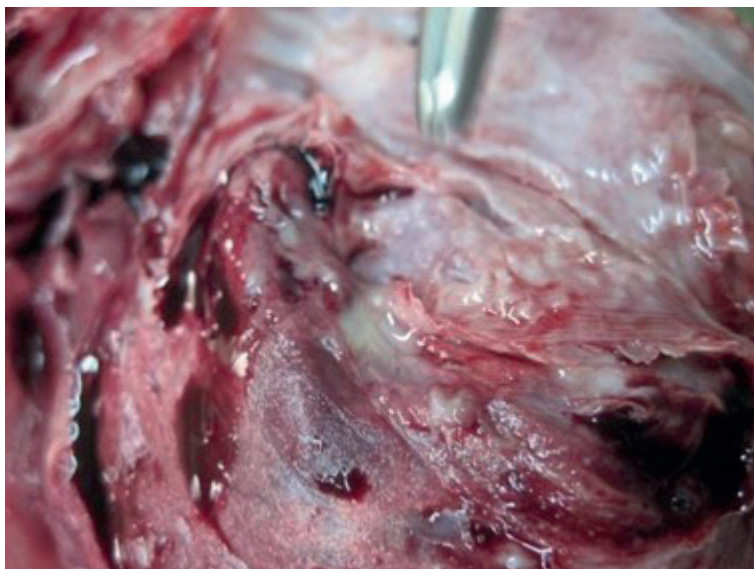


Figura 131. Exudado bronquial de aspecto purulento

Sistema digestivo. En la cavidad oral se evidencia enfermedad periodontal grado II e hipoplasia del esmalte dental (Figura 132).

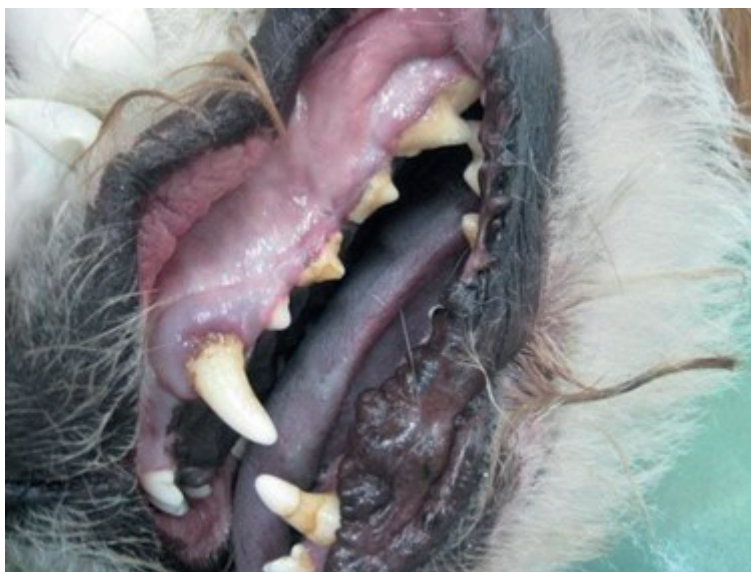


Figura 132. Cavidad oral

Cavidad abdominal con gran cantidad de material acuoso de coloración rojiza con presencia de flóculos (se extrajo 840 ml). El hígado está severamente aumentado de tamaño, de aspecto congestivo, con formación de adherencias entre los lóbulos hepáticos y la superficie diafragmática por depósito de material de apariencia fibrinosa. (Figuras 133 y 134).

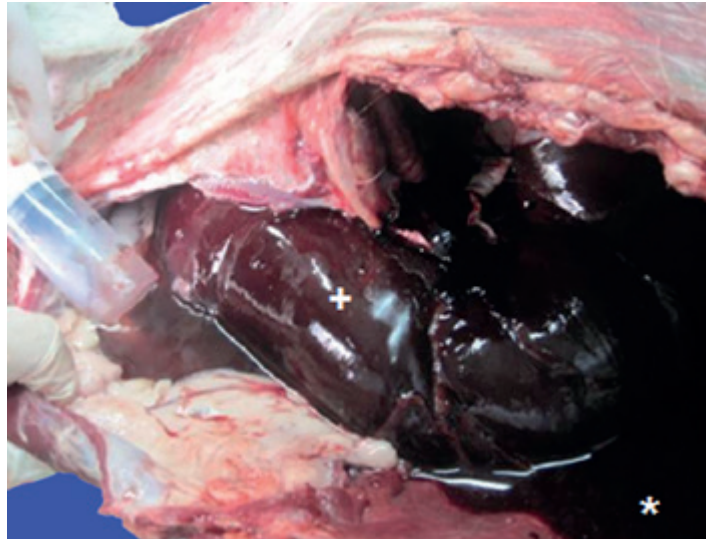


Figura 133. Cavidad abdominal con abundante líquido. Líquido (*), fibrina, hígado de aspecto congestivo (+)

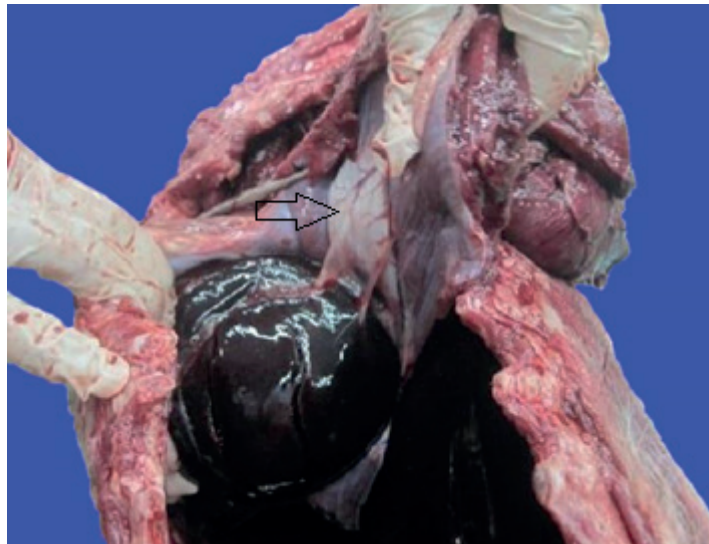


Figura 134. Adherencias de hígado con diafragma (Flecha)

La vesícula biliar presenta engrosamiento de la pared y aumento de la viscosidad del fluido biliar (Figura 135).



Figura 135. Vesícula biliar

Diagnóstico

Los hallazgos en la necropsia son compatibles con una pericarditis fibrinopurulenta y pleurobronconeumonía fibrinosa severa bacteriana la cual desencadenó la sintomatología presentada por el paciente y peritonitis secundaria.

Comentarios

El pericardio es una membrana que rodea al corazón, la cual permite la generación de un espacio entre estas dos estructuras, denominado espacio pericárdico, que contiene una pequeña cantidad de líquido, producto de un ultrafiltrado de plasma, bajo en proteínas y células; su principal función es lubricar las superficies internas del saco pericárdico.

Las enfermedades que afectan esta membrana representan aproximadamente el 1% de las patologías cardíacas en caninos y felinos.

La pericarditis es la inflamación no neoplásica del pericardio parietal o visceral.

Esta patología produce bien sea fibrosis y fusión de las dos capas, resultando en un engrosamiento del pericardio; o también la adhesión al epicardio, causando la constricción o aumento de la formación de fluido intrapericárdico, llevando a un taponamiento cardíaco.

Al igual que muchas otras patologías, la pericarditis se puede clasificar de diversas maneras, dependiendo del agente etiológico, el tipo secreción y otros factores. Clínicamente se diferencia varios tipos de pericarditis: una idiopática y una constrictiva; esta última, a la vez, se divide en serosa (efusiva) y seca (no efusiva).

La pericarditis serosa o seca consiste en la reacción inflamatoria ocasionada por la acumulación de líquido seroso en el saco pericárdico, el cual puede tener un alto contenido de células y microorganismos. Este tipo de pericarditis es común en el perro, donde se puede producir la infección temprana con tuberculosis.

La pericarditis fibrinosa, el tipo más común de inflamación del pericardio en los animales, siendo el resultado de una infección que se propaga por vía hematogena. Macroscópicamente, tanto las superficies de pericardio visceral y del pa-

rietal, están cubiertos por cantidades variables de depósitos de fibrina de color amarillo, que puede resultar en la adherencia entre las capas parietal y visceral. La pericarditis purulenta es un proceso inflamatorio del pericardio, que resulta de la producción de exudado purulento dentro del saco pericárdico, que por lo general inicia con una pericarditis fibrinosa, pero la presencia de gérmenes piógenos causa la separación del pericardio, por acumulación de material purulento.

La resolución de una pericarditis purulenta es poco frecuente, siendo más común la organización del exudado en tejido fibrinoso que ocasiona un marcado engrosamiento del pericardio y produce una pericarditis constrictiva que afecta la función cardíaca.

La pericarditis séptica es una causa rara de efusión pericárdica en perros; poco reportada en esta especie. Los casos de pericarditis séptica se desarrollan por una infección sistémica, una infección local como pleuritis, endocarditis, miocarditis, trauma directo, la migración de espigas o restos vegetales, heridas producidas por mordeduras, perdigón o penetración esofágica de un cuerpo extraño.

Se han identificado varias bacterias (aerobias y anaerobias), actinomicosis, coccidioidomicosis, tuberculosis diseminada y en raras ocasiones, infecciones protozoarias. Las pericarditis hematógenas generalmente son virales y secundarias a cuadros bacterianos y afectan a la superficie pericárdica, pleura y pulmón; para el caso de infecciones por *Leptospira* o por Distemper canino se produce una efusión exudativa estéril.

Por otra parte, los derrames hemorrágicos son comunes en los perros y se pueden producir por una complicación de una pericarditis recurrente o una pericarditis urémica, en cuyo caso, el líquido generalmente es rojo oscuro. En el examen histológico se aprecia una leve inflamación pericárdica, con fibrosis perivascular difusa y hemorragia focal.

En general, la acumulación de fluidos en el espacio pericárdico causa síntomas cuando aumenta la presión intrapericárdica por encima de la presión normal de llenado cardíaco, impidiendo el retorno venoso y el llenado cardíaco.

REFERENCIAS

- Astaiza-Martínez JM, Benavides-Melo J, Hernández-Beltrán K. Pericarditis fibrinopurulenta en un canino: reporte de caso. *Revista Investigación Pecuaria*. 2012; (1): 53-62.
- Belerenian G. Afecciones del pericardio. En: Belerenian GC, Mucha CJ, Camacho AA. *Afecciones cardiovasculares en pequeños animales*. Buenos Aires, Argentina: Inter-Medica; 2001.
- Cubillos V. Sistema Cardiovascular. En: Cubillos V, Paredes E. *Patología general y sistemática*. Valdivia: Universidad Austral de Chile, Instituto de Patología Animal; 2006.
- Yepes CM, Gómez LF, Orozco SC. Diagnóstico de pericarditis inflamatoria idiopática en un perro. Reporte de un caso. *Rev Colomb Cienc Pecu*. 2008; 21(2): 271-279.
- Edwards NJ. Pericarditis. In: Côté E. *Clinical veterinary advisor: Dogs and cats*. 2nd ed. St. Louis, Missouri: Mosby, Elsevier; 2011.
- Fox PR, Moise NS, Evans HE, Bishop SP. Cardiovascular anatomy. In: Fox PR, Sisson D, Moise NS. *Textbook of canine and feline cardiology*. 2nd ed. USA: W.B. Saunders Company; 1999.
- Laste NJ. Pericardial diseases. In: Silverstein DC, Hopper K. *Small animal critical care medicine*. St. Louis, Missouri: Saunders, Elsevier; 2009.
- Nelson R, Couto G. Pericardiopatías y tumores cardíacos. En: *Medicina interna de pequeños animales*. 4th ed. Barcelona, España: Elsevier Saunders; 2010.
- Oyama MA, Kienle RD. Enfermedades del pericardio. En: Morgan RV, Bright RM, Swartout MS, editores. *Clínica de pequeños animales*. 4th ed. Madrid, España: Elsevier; 2004.
- Pérez PC, Orozco SC. Efusión pericárdica recurrente en un labrador con una masa sobre el atrio derecho. Reporte de un caso clínico. *Rev Colomb Cienc Pecu*. 2010; 23(2): 217-225.

- Sánchez-Suen KH, Padilla-Cuadra JI. Taponamiento pericárdico. AMC. 2001; 43 (1): 7-9.
- Singh R. Pericardial disease of the dog and cat. ANZCVS Science Week. 2012; 10: 10-12.
- Stafford JM. Septic fibrinous pericarditis in a cocker spaniel. Journal of Small Animal Practice. 2003; 44(3): 117-120.
- Trigo FJ. Aparato cardiovascular. En: Patología sistémica veterinaria. 3rd ed. México: Mc Graw-Hill Interamericana; 1998.
- Van Vleet JF, Ferrans VJ. Cardiovascular system. In: McGavin MD, Zachary JF. Pathologic basis of veterinary disease. 4th ed. St. Louis, Missouri: Mosby Elsevier; 2007.

GASTRITIS HEMORRÁGICA

- Especie: Canino
- Raza: Pastor Alemán
- Sexo: hembra
- Edad: adulto (Se desconoce edad exacta)

Anamnésticos

Esta paciente fue intervenida quirúrgicamente para esterilización, y recibió tratamiento con amoxicilina, ketoprofeno y etodolaco. Tres días después presentó vómito y diarrea, que con el tiempo, se tornó de apariencia hemorrágica y se reporta la muerte del paciente.

Evaluación macroscópica

Apariencia general. Se evidenció rigidez cadavérica generalizada, mucosa oral pálida y mucosa ocular congestiva (Figuras 136 y 137)



Figura 136. Apariencia general



Figura 137. Mucosa oral pálida

Sistema cardiovascular. Sin cambios aparentes.

Sistema respiratorio. El pulmón presenta congestión hipostática de lóbulos pulmonares izquierdos.

Sistema digestivo. El tracto gastrointestinal muestra petequias de distribución generalizada en la superficie serosa de estómago, intestino delgado e intestino grueso (Figuras 138 y 139).

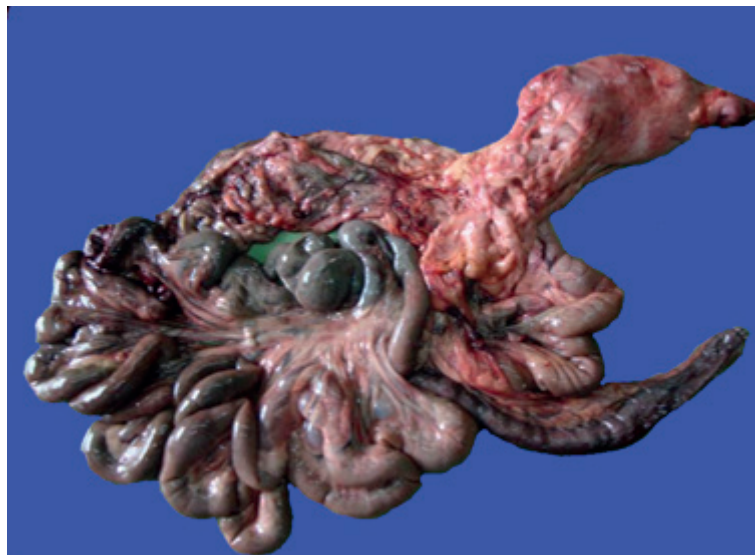


Figura 138. Tracto gastrointestinal

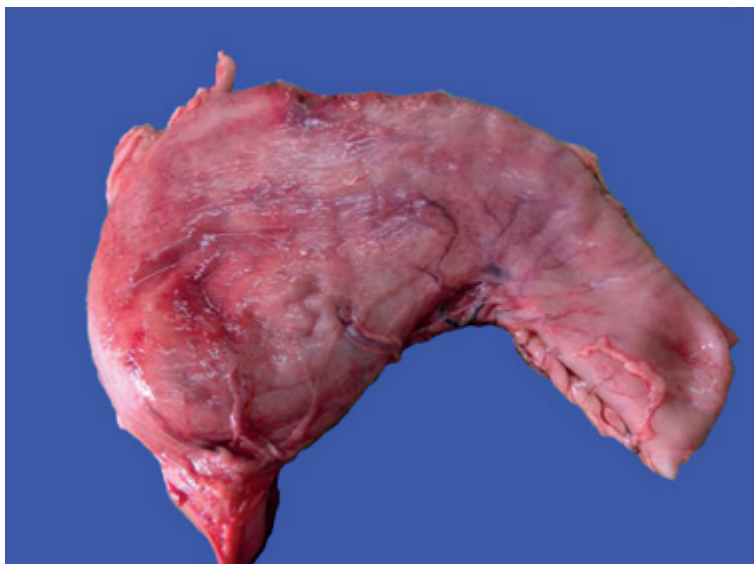


Figura 139. Estómago

En general la mucosa del tracto gastrointestinal presenta abundante contenido de aspecto hemorrágico, olor ofensivo y la superficie mucosa con múltiples focos irregulares de coloración rojiza y distribución multifocal (Figuras 140 y 141); la mucosa gástrica presenta aspecto edematoso con úlceras de distribución multifocal que comprometen principalmente la región glandular (Figuras 142 y 143).



Figura 140. Contenido gástrico



Figura 141. Contenido intestinal



Figura 142. Mucosa gástrica engrosada



Figura 143. Ulceración de mucosa gástrica

Sistema hemolinfático. Los nódulos linfáticos mesentéricos están aumentados de tamaño y edematosos.

Sistema Urinario. Riñones de aspecto tumefacto con congestión de la región corticomédular. Mucosa vesical de aspecto hemorrágico (Figuras 144).



Figura 144. Tracto urinario

- **Corteza renal:** leve pérdida de la regularidad del contorno, moderada disminución de la región cortical vs la región medular asociado a moderada congestión (145).
- **Médula y pelvis renal:** Pelvis renal severamente distendida, se evidencia un foco extenso de aspecto hemorrágico que compromete la totalidad de la papila renal (necrosis papilar-cresta renal) (145).



Figura 145. Corte sagital de riñón

Diagnóstico

Las lesiones corresponden a una severa y extensa gastroenterocolitis hemorrágica posiblemente asociada a intoxicación por AINES (Antinflamatorios No Esteroidales).

Comentarios

La gastritis es común en carnívoros, en los cuales se caracteriza por la inflamación aguda de la mucosa gástrica y se presenta normalmente, con mayor frecuencia en perros que en gatos, quizá debido a que sus hábitos alimenticios son menos selectivos.

Las alteraciones de la mucosa varían, desde una gastritis leve hasta la ulceración estomacal intensa, conjunto que se describe como lesiones agudas de la mucosa gástrica. Los factores contribuyentes incluyen la hiperperfusión de la mucosa, la hipersecreción de HCL, el reflujo de ácidos biliares desde el duodeno y la alteración de la barrera mucosa normal contra la digestión por la pepsina.

Existen numerosas etiologías posibles de gastritis aguda, pero generalmente la causa es indeterminada. Algunas de las posibles causas son:

- Imprudencias alimentarias por ingestión de alimentos rancios o “pasados”, que contienen productos derivados de la fermentación, enterotoxinas o micotoxinas.
- Ingestión de cuerpos extraños (piedras, pequeños juguetes, plásticos), los que pueden causar la irritación mecánica de la mucosa gástrica.
- Ingestión de material vegetal, incluyendo hierbas y plantas caseras.
- Irritantes químicos y sustancias tóxicas como fertilizantes, herbicidas, y otros.
- Infecciones virales (parvovirus, moquillo, panleucopenia).
- Infecciones bacterianas, aunque no son frecuentes, sin embargo, la *Helicobacter* spp. puede tener alguna relación con la gastritis de perros y gatos, aunque aparece asintomático en animales.

- Infestaciones parasitarias como *Physaloptera spp.*, que afecta a gatos y perros, la *Ollulanus tricuspis* causa gastritis crónica en el gato.
- Alteraciones sistémicas, como uremia, enfermedades hepáticas, neurológicas, shock, estrés, y septicemia, por la alteración de la barrera de la mucosa gástrica, del flujo sanguíneo mucoso o de la acidez gástrica.
- Algunos fármacos, como antiinflamatorios no esteroideos (AINES) y glucocorticoides, que pueden provocar gastritis aguda, acompañada normalmente de erosiones y úlceras.

Los AINES constituyen una de las causas más comunes de la erosión gástrica y úlcera gástrica crónica, que conduce a la hospitalización, incluso la muerte.

Estos compuestos actúan bloqueando la conversión del ácido araquidónico en mediadores inflamatorios, a través de la ciclooxigenasa (COX), y producen al agotamiento de prostaglandinas endógenas de protección, una disminución en las secreciones mucosas y bicarbonato, una ruptura de la capa de células epiteliales, una reducción de la hidrofobicidad de la superficie epitelial, una reducción del flujo sanguíneo de la mucosa, un aumento de la adherencia de neutrófilos y lesiones directas de la mucosa, las cuales pueden ir desde eritemas superficiales o erosiones hasta ulceraciones de forma difusa; cuanto mayor sea la gravedad de la lesión de la mucosa, mayor es el volumen de sangre que entra en la luz del estómago, por lo que lo más probable es que la hematemesis o melena sean parte del motivo de consulta.

Un hallazgo de necropsia frecuentemente asociado a la intoxicación por AINES es la necrosis medular renal, la cual es consecuencia de la hipotensión renal asociado a la necrosis cortical, así como también los AINES pueden actuar como agentes tóxicos de forma directa sobre el parénquima funcional renal y células intersticiales. La necrosis papilar es una característica de las nefropatías analgésicas por AINES en humanos y animales.

REFERENCIAS

- Birchard S, Sherding R. Manual clínico de procedimientos en pequeñas especies. 2nd ed. España: McGraw Hill-Interamericana; 2002.

- Ettinger S, Feldman E. Textbook of veterinary internal medicine. 6th ed. España: Elsevier Saunders; 2010.
- Fidalgo L, Rejas J, Ruíz de Gopegui R, Ramos J. Patología médica veterinaria. España: Universidad de León, Universidad de Santiago de Compostela, Universidad de Zaragoza; 2003.
- Gorrel C. Veterinary dentistry for the general practitioner. USA: Saunders Elsevier; 2004.
- Hall E, Simpson J, Williams D. BSAVA Manual of canine and feline gastroenterology. 2nd ed. United Kingdom: British Small Animal Veterinary Association; 2005.
- Jubb K, Kennedy P, Palmer N. Pathology of domestic animals. 5th ed. USA: Elsevier; 2007.
- McGavin M, Zachary J. Pathologic basic of veterinary disease. 4th ed. United States of America: Mosby Elsevier; 2007.
- Nelson R, Couto G. Medicina interna de pequeños animales. 4th ed. Barcelona: Elsevier; 2010.
- Strombeck D, Guilford G. Enfermedades digestivas de los pequeños animales. 2nd ed. Buenos Aires: Editorial Intermédica; 1995.
- Trigo F. Patología sistémica veterinaria. 3rd ed. México: McGraw-Hill-Interamericana; 1998.
- Van Dijk J, Gruys E, Mmouwen J. Color atlas of veterinary pathology. 2nd ed. Utrecht the Netherlands: Saunders Elsevier; 2007.
- Webb C, Twedt D. Canine gastritis. Vet Clin Small Anim. 2003; 33(5): 969-985.

ENFERMEDAD VALVULAR DEGENERATIVA

- Especie: canino
- Raza: Mestizo
- Sexo: macho
- Edad: 13 años

Anamnésticos

El propietario reportó que el paciente estaba enfermo desde hace dos meses. Los signos observados fueron: tos persistente, disnea, pérdida de peso, decaimiento; para esta sintomatología recibió tratamiento sin respuesta favorable. No se reportó vacunas ni desparasitaciones.

A la evaluación clínica se encontró un paciente en estado de depresión, tiempo de llenado capilar un segundo, disnea, sonido vesicular disminuido, crepitaciones y estertores, membranas mucosas (oral, conjuntiva y prepucial) pálidas, desdoblamiento de S1 y S2, enfermedad periodontal en grado tres y distensión abdominal, con prueba de choque de onda positiva.

El estudio radiográfico mostró aumento de tamaño de la silueta cardiaca y evidencia de infiltrado pulmonar alveolar difuso (Figura 146).

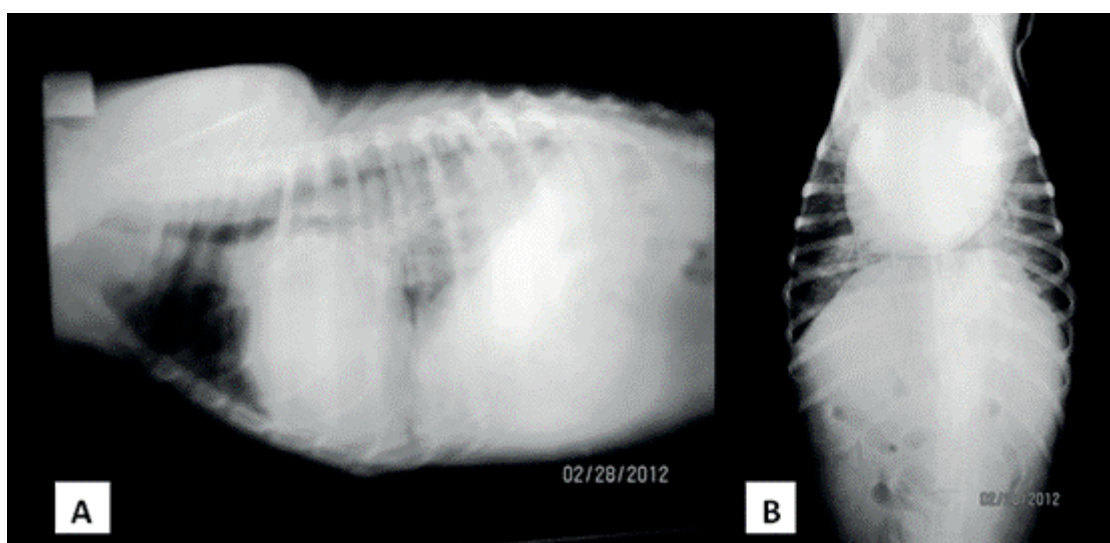


Figura 146. Silueta cardiaca aumentada de tamaño, infiltrado pulmonar alveolar difuso

Evaluación macroscópica

Apariencia general. Baja condición corporal, con un índice 2/5, con membranas mucosas oral y conjuntival severamente pálidas (Figura 147).



Figura 147. Apariencia general

Sistema cardiovascular. El saco pericárdico presenta abundante material de aspecto acuoso (Figura 148).

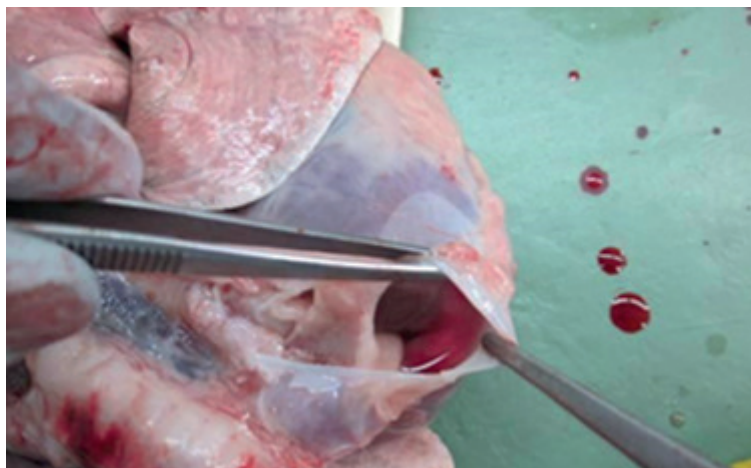


Figura 148. Contenido en saco pericárdico

El corazón tiene un severo aumento de tamaño, con forma redondeada, septo severamente desviado, con un acentuado adelgazamiento de sus paredes, disminución en la relación entre el grosor de la pared del atrio y del ventrículo izquierdo, con respecto al lado derecho (relación 2/1) (Figuras 149-151). Al efectuar el corte transversal se observan algunos focos con engrosamiento de la pared interna del ventrículo derecho posiblemente asociados a una previa hipertrofia excéntrica (Figuras 152 y 153).

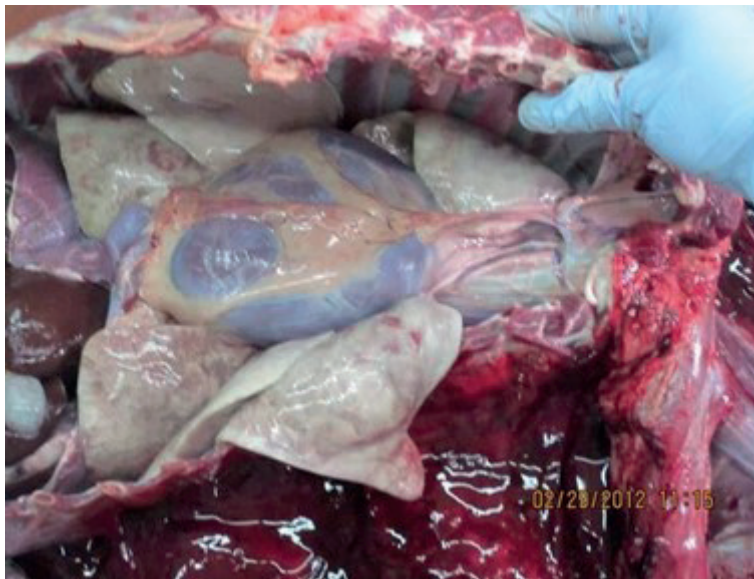


Figura 149. Paquete cardiopulmonar in situ



Figura 150. Corazón aumentado de tamaño y de apariencia redondeada



Figura 151. Corazón en detalle



Figura 152. Corte transversal de corazón.



Figura 153. Moderado engrosamiento de la pared interna del ventrículo derecho y dilatación concurrente.

Las válvulas atrioventriculares derecha e izquierda están severamente engrosadas, con múltiples placas de coloración blanquecina de 0,5 cm de diámetro, distribuidas al azar (Figuras 154-156). Cavity torácica con abundante cantidad de material de aspecto acuoso.

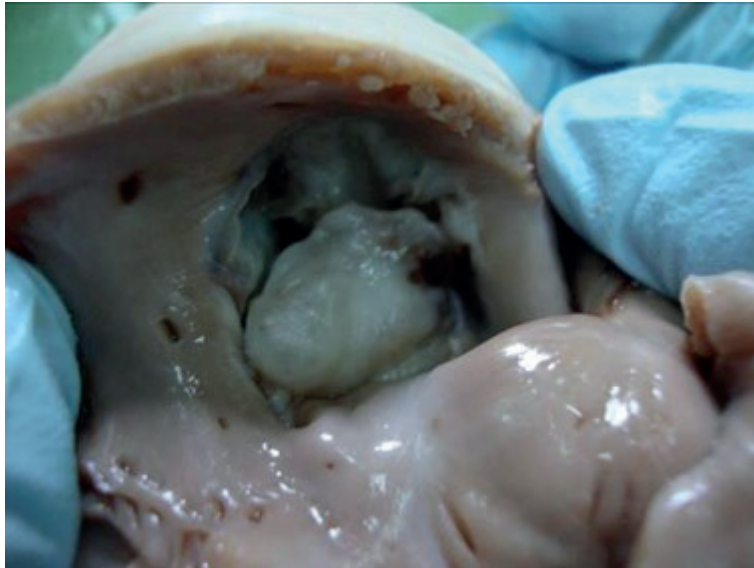


Figura 154. Engrosamiento de válvulas atrioventriculares



Figura 155. Engrosamiento de válvulas atrioventriculares en detalle



Figura 156. Válvulas atrioventriculares con placas de coloración blanquecina

Sistema respiratorio. El árbol traqueobronquial se observa con abundante cantidad de material de aspecto espumoso (Figura 157).

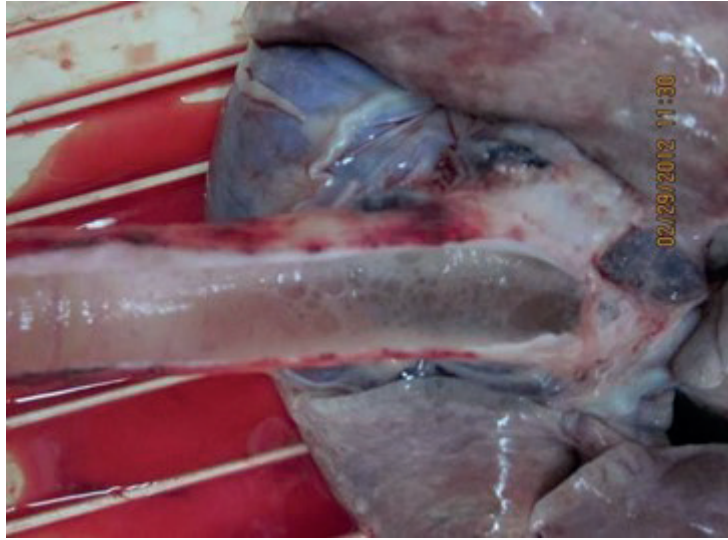


Figura 157. Contenido espumoso en tráquea

Los pulmones están severamente pálidos, con presencia de múltiples áreas de forma irregular, tamaños variables, coloración blanquecina y rojiza, distribuidas al azar en todos los lóbulos pulmonares, los cuales, al realizar un corte se encuentran moderadamente congestionados (Figura 158).



Figura 158. Pulmones pálidos con áreas de apariencia congestiva al corte

Sistema digestivo. La cavidad abdominal se halla con abundante cantidad de material de aspecto acuoso translucido (Figura 159).



Figura 159. Líquido en cavidad abdominal

El estómago tiene una serosa levemente pálida, con escaso contenido de aspecto seroso, mucosa severamente pálida, con áreas de coloración rojiza y forma irregular, distribuidas al azar en la porción glandular. El intestino delgado presenta una serosa con moderada evidencia de vascularización, escaso contenido amarillento de aspecto mucoide en duodeno y mucosa severamente pálida. El intestino grueso se encuentra con cambios similares a los descritos para el intestino delgado. El hígado está disminuido de tamaño, con moderada evidencia de lobulillación hepática, presencia de áreas de forma lineal, de coloración blanquecina en sus bordes y moderado aumento en su consistencia al realizar el corte (Figuras 160 y 161). El páncreas se ve levemente pálido.



Figura 160. Hígado disminuido de tamaño



Figura 161. Hígado con moderada evidencia de lobulillación hepática

Sistema urogenital. Los riñones están severamente disminuidos de tamaño, con superficie irregular y coloración pálida (Figuras 162-164).

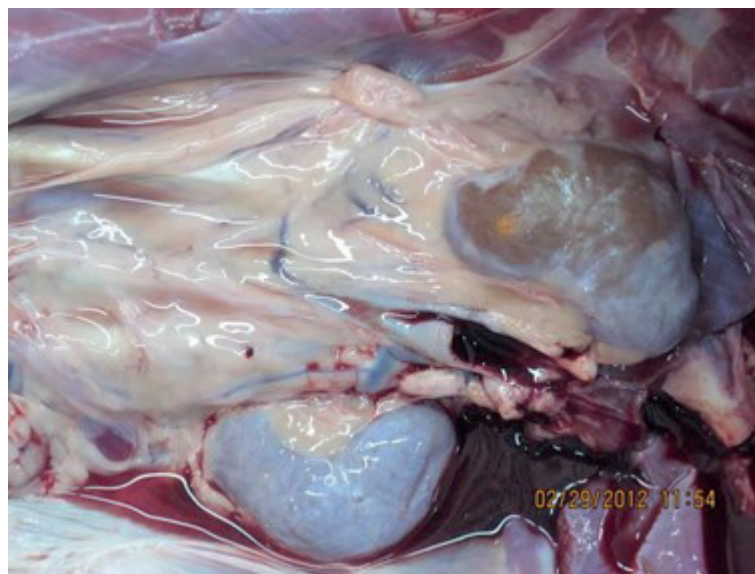


Figura 162. Riñones in situ



Figura 163. Riñones disminuidos de tamaño

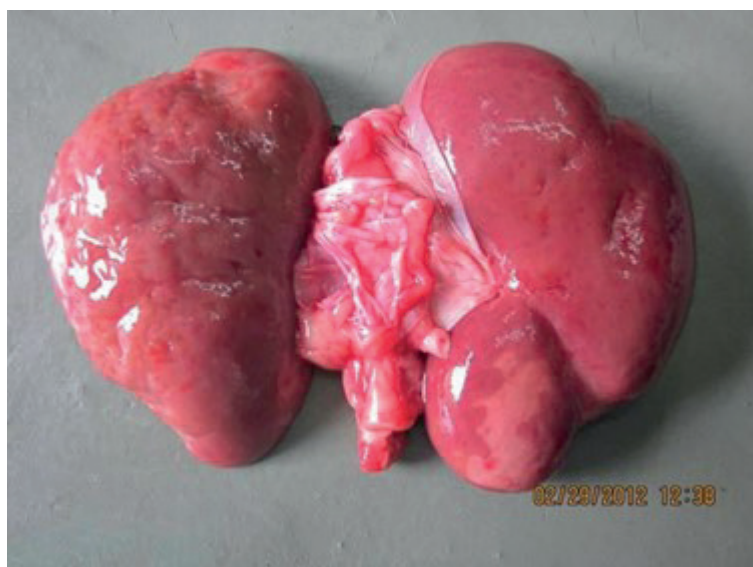


Figura 164. Superficie renal irregular

Riñones de consistencia semidura al realizar el corte, se evidencian áreas quísticas con distribución multifocal y focos blanquecinos irregulares distribuidos al azar, consistentes con depósitos de minerales; no se observa una división clara de la región corticomedular; la pelvis renal se encuentra severamente dilatada (Figuras 165 y 166).

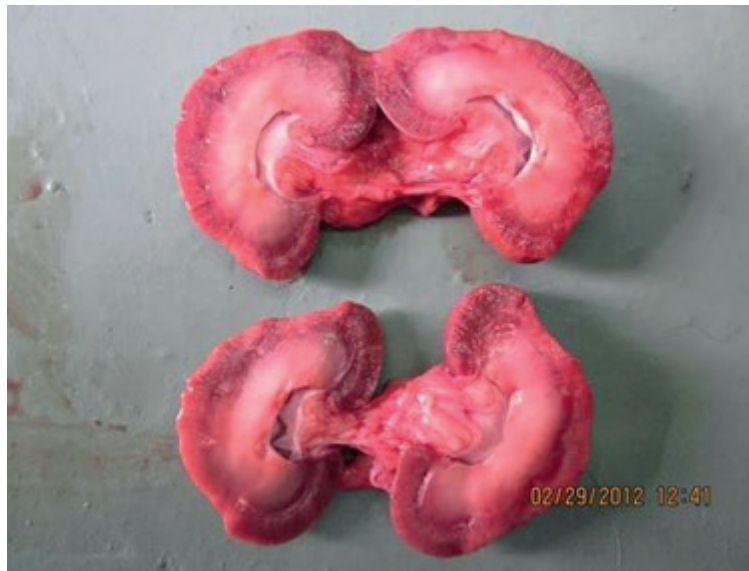


Figura 165. Corte sagital de riñones

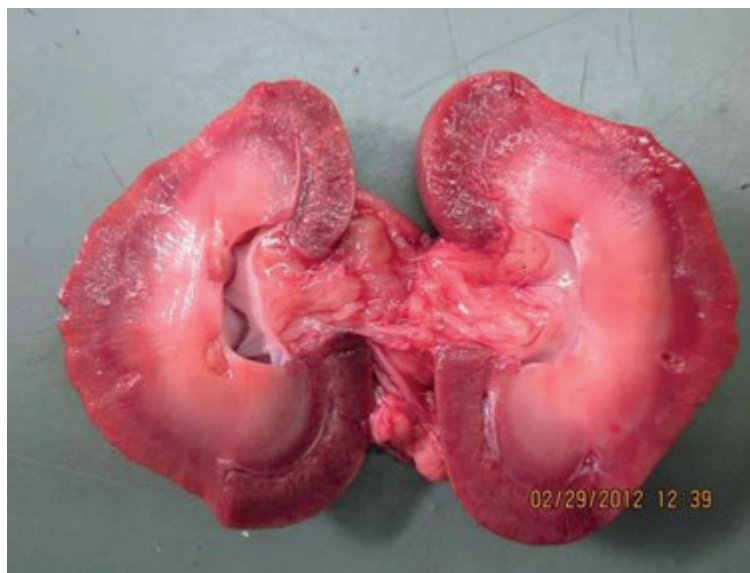


Figura 166. Dilatación de pelvis renal

Sistema hematopoyético.

El bazo se observa levemente disminuido de tamaño, con presencia de áreas de coloración blanquecina, que tienen forma irregular y longitud aproximada de 1 cm en borde libre; al efectuar el corte este órgano se muestra moderadamente congestionado (Figura 167). Los ganglios linfáticos mesentéricos se encuentran moderadamente aumentados de tamaño, con aspecto hemorrágico y edematoso. Los ganglios linfáticos traqueobronquiales están severamente aumentados de tamaño, con aspecto hemorrágico y edematoso.



Figura 167. Bazo

Diagnóstico de necropsia

Los hallazgos macroscópicos evidencian un proceso dilatatorio cardíaco bi-ventricular, probablemente de origen valvular; adicionalmente, los hallazgos en riñones son compatibles con una falla renal crónica. Los hallazgos en hígado son consistentes con un proceso degenerativo crónico que desencadenó en fibrosis hepática.

Evaluación microscópica

Pulmón. Se encuentra con moderados cambios microcirculatorios, múltiples áreas de hemorragia, extravasación de eritrocitos, material fibrinoide y escasos focos de edema distribuidos al azar en espacio alveolar. Hay presencia de algunos mononucleares macrófagos en el espacio alveolar, libres y con material fagocitado, compatible con hemosiderina y focos de eritrofagocitosis (Figura 168A).

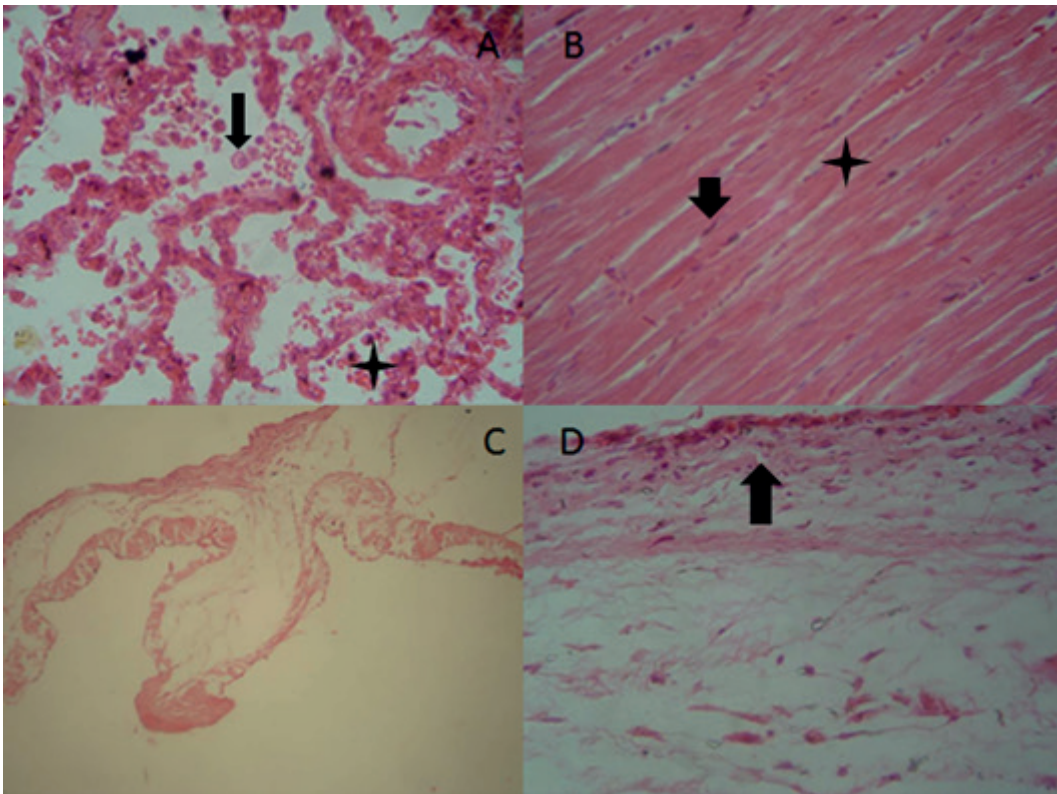


Figura 168. Fotomicrografía de diferentes tejidos. A: pulmón 10X coloración de H/E (Espacio alveolar con macrófagos de falla cardíaca izquierda –flecha-, eritrocitos en espacio alveolar –asterisco-). B: miocardio 10X H/E (severo ondulamiento de fibras musculares –asterisco-, núcleos de aspecto retraído y tamaño disminuido –flecha-). C, D: coloración H/E 4X y 40X, válvula atrioventricular izquierda (severa expansión y engrosamiento de la túnica esponjosa, moderada proliferación de tejido conectivo subendotelial en la esponjosa –flecha-, áreas de fragmentación de las fibras de tejido conectivo en región fibrosa y esponjosa).

Corazón. Se encuentra con leves cambios microcirculatorios, múltiples focos de congestión, hemorragia y edema distribuidos al azar, moderado aumento del espacio interfibrilar; se observa un ondulamiento y un adelgazamiento de las fibras musculares de moderado a severo. También se identifica cardiomiocitos con moderados cambios degenerativos. Algunos núcleos de las fibras musculares se evidencian de aspecto retraído, picnóticos, y tumefactos en algunos casos (Figura 168 B).

Las válvulas atrioventriculares tienen escasas áreas hemorrágicas distribuidas al azar. En la porción esponjosa y en la fibrosa se evidencia focos con moderada proliferación de tejido conectivo, de aspecto mixoide, moderada separación de fibras y moderada expansión de la porción esponjosa en comparación con la porción fibrosa (Figuras 168 C y 168D, Figura 169 A).

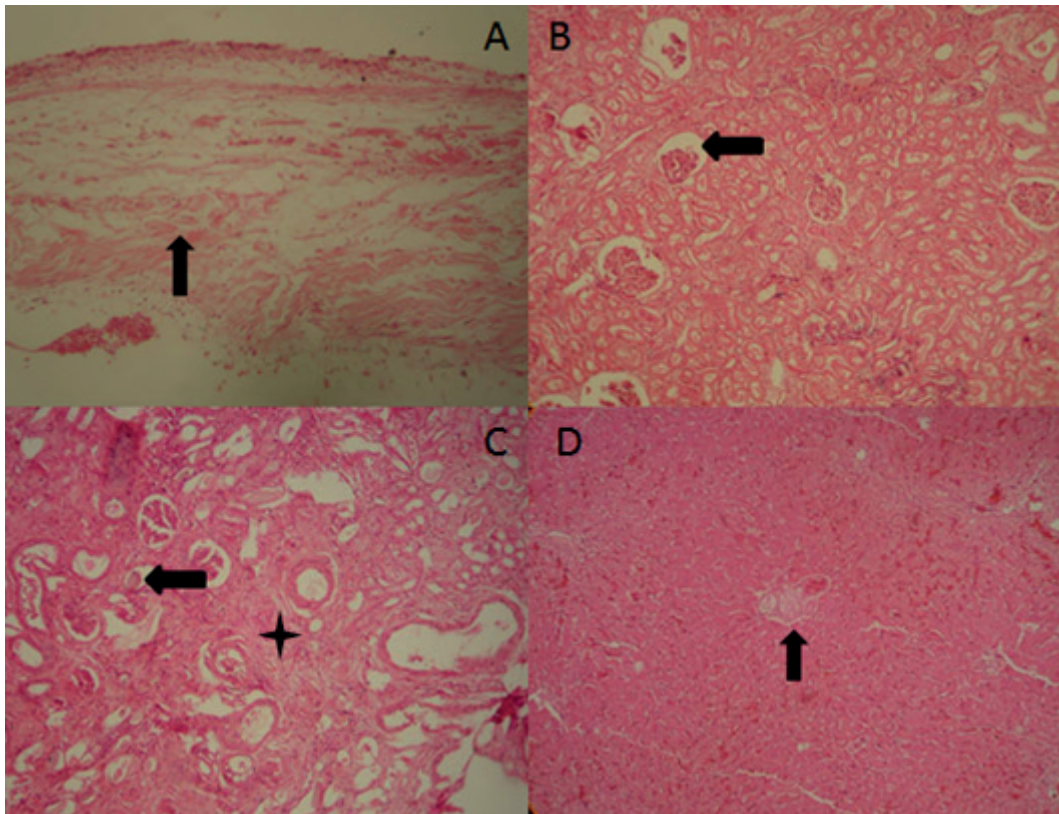


Figura 169. Fotomicrografía de diferentes tejidos. A: válvula atrioventricular H/E 10X (proliferación de tejido conectivo –flecha-). B: riñón H/E 4X con severa retracción glomerular –flecha-; C: riñón 10X con severa proliferación de tejido conectivo en espacio intersticial –asterisco-, severo aplanamiento del epitelio tubular con presencia de cilindros hialinos –flecha-. D: hígado 4X H/E (inversión del patrón lobulillar –flecha- y severos cambios microcirculatorios).

Riñón. Tiene un moderado ondulamiento de la superficie externa, severos cambios degenerativos en los corpúsculos renales, severa retracción glomerular, aumento en el espacio de Bowman con presencia de material proteináceo, moderado engrosamiento de cápsula de Bowman, y presencia de áreas de aspecto quístico. Hay severa proliferación de tejido conectivo en el espacio intersticial de la corteza y la médula. Los túbulos se muestran moderadamente dilatados, con severo aplanamiento del epitelio tubular en algunas áreas, además de una severa proteinuria y cilindruria (Figura 169 B y 169C).

Hígado. Se advierte una leve congestión centrolobulillar, pérdida de la arquitectura de los cordones de hepatocitos, áreas de inversión del patrón lobulillar, moderados cambios degenerativos en los hepatocitos, moderado cambio hidrópico y leve cambio graso distribuido al azar, mucho más marcado en la región perilobulillar (Figura 169 D).

Bazo. Este órgano muestra una severa congestión y hemorragia difusa en la pulpa blanca y roja, presencia de abundantes pigmentos derivados de la hemoglobina, en forma libre y fagocitados, así como una severa depleción linfocítica.

dea mixta.

Ganglios linfáticos. Es posible advertir moderados cambios microcirculatorios en el seno subcapsular donde existe un edema que va desde moderado hasta severo, al igual que en corteza y en la médula; también hay moderada hemorragia difusa en la región medular, que es severa en algunos cortes. El intestino no tiene cambios histopatológicos llamativos; sin embargo, al efectuar un corte se observa una ligera proliferación de tejido conectivo en la mucosa.

Diagnóstico final

En el estudio de este caso se evidenció alteraciones macroscópicas y microscópicas típicas de una falla cardíaca congestiva, como consecuencia de las alteraciones degenerativas valvulares, lo que permite confirmar la signología reportada en el examen clínico.

Comentarios

La enfermedad valvular mitral crónica, debida a degeneración mixomatosa, es la enfermedad cardiovascular más común en perros, reconocida por más de 100 años como causa de falla cardíaca congestiva. Otros nombres de la enfermedad incluyen: endocarditis valvular crónica fibrosa (nodosa), endocarditis valvular crónica, enfermedad valvular crónica, endocardiosis, fibrosis valvular mitral crónica, esclerosis nodular senil, degeneración mucoide, enfermedad valvular mixomatosa crónica, y enfermedad valvular mitral degenerativa.

La enfermedad valvular degenerativa (EVD) es la patología cardiovascular con mayor prevalencia. El 75% de los pacientes caninos llevados a consulta cardiológica es diagnosticado en diferentes estadios de la enfermedad; en perros de razas pequeñas, mayores de 8 años, puede ser del 90%. La presentación clínica de la EVD ocurre con mayor frecuencia en animales adultos (más de 7 años de edad), de razas pequeñas como Poodle estándar y miniatura, Schnauzer, Pinscher, entre otras, además de animales criollos menores de 15 kg; en algunos casos se puede encontrar en razas como Labrador o criollos de talla grande.

La EVD afecta principalmente a las valvas y cuerdas tendinosas de las válvulas mitral y tricúspide; en un 60% de los casos se ve afectada solo la válvula mitral, en un 30% la válvula mitral y la tricúspide y en un 10% solo la tricúspide.

Hasta el momento, la etiología de la degeneración valvular se encuentra poco clara; existen varias teorías al respecto: algunos autores sugieren como causa un factor poligénico hereditario, basándose principalmente en estudios realizados en la raza Cavalier King Charles Spaniel y Daschunds; otros sugieren una anomalía bioquímica básica en la composición del colágeno, defecto que responde a la anomalía conocida como "hipótesis de la respuesta a la injuria"; para otros, la posible causa sería una "discolagenosis", es decir un desorden en la síntesis, contenido u organización del colágeno.

El trauma puede llevar a una alteración de la función celular endotelial y de ese modo, provocar cambios sub-endoteliales en la válvula, que conduciría a la degeneración mixomatosa; también se ha especulado que algunas sustancias vasoactivas (por ejemplo, la endotelina y el óxido nítrico) podrían desempeñar un papel en la patogénesis. Es importante aclarar que algunas causas, como las migraciones bacterianas de la boca y las acciones mecánicas, no se han establecido como etiologías mediante procesos de investigación.

La lesión en la degeneración valvular se trata de un engrosamiento de las valvas, afectando principalmente el borde de coaptación. Macroscópicamente, estas lesiones, en un comienzo, son de tipo puntiformes, luego se van agrupando en pequeños nódulos y se unen formando áreas más grandes, que producen un aumento del tejido valvular y la retracción de las mismas. En las primeras etapas de la enfermedad, el elongamiento de las cuerdas tendinosas y la laxitud del tejido valvular, producen un prolapso mitral, sin regurgitación; luego, con la evolución del proceso, hay una falla en la coaptación de las valvas y comienza la regurgitación de sangre desde el ventrículo hacia la aurícula, que producirá el signo cardinal de esta enfermedad que es el soplo.

Desde el punto de vista histológico, la enfermedad se caracteriza por una notable expansión de la pars spongiosa, que invade y produce una disrupción focal de la pars fibrosa, este cambio en la spongiosa hace que tome la apariencia de tejido mesenquimatoso embrionario, por lo que se lo conoce como tejido mixomatoso; este tejido está compuesto por células ahusadas y estrelladas, en medio de una matriz extracelular formada por mucopolisacáridos. Los cambios, a nivel de la pars fibrosa, incluyen la hialinización, la dilatación y la fragmentación de los haces y, en casos severos, sólo se observa restos aislados de capa fibrosa.

La deformación valvular supone que ésta sea incompetente, permitiendo el flujo de sangre del ventrículo hacia la aurícula, durante la sístole ventricular. Como

consecuencia se produce una sobrecarga de volumen, con dilatación de la aurícula e hipertrofia ventricular excéntrica, que puede evolucionar a insuficiencia cardíaca izquierda (EVD mitral) y/o derecha (EVD tricúspide) y arritmias cardíacas.

La EVD puede causar una insuficiencia cardíaca congestiva, en el animal, en la cual la actividad neurohormonal, mediada principalmente por la noradrenalina, la angiotensina II y la aldosterona, generan un remodelamiento cardíaco; como consecuencia de estos cambios fisiopatológicos, el animal presenta signos congestivos como el edema pulmonar, la ascitis y en raras ocasiones, edemas periféricos.

El diagnóstico se realiza mediante la observación del paciente y el examen clínico completo. Adicional a esto, la radiografía de tórax y la ecocardiografía son herramientas útiles para confirmar y complementar el diagnóstico.

REFERENCIAS

- Astaíza Martínez JM, Benavides Melo CJ, Chaves Velásquez CA, Moncayo-Sarasty A, Vargas Pinto P. Enfermedad valvular degenerativa canina: reporte de caso. *Rev Med Vet.* 2014;(28): 91-102.
- Atkins C, Bonagura J, Ettinger S, Fox P, Gordon S, Haggstrom J, Hamlin R, Keene R, Luis-Fuentes V, Stepien R. Guidelines for the diagnosis and treatment of canine chronic valvular heart disease. *J Vet Intern Med.* 2009; 23(6): 1142–1150.
- Belerian G, Mucha C, Camacho A. Afecciones cardiovasculares en pequeños animales. Argentina: Intermédica; 2001.
- Bonagura JD, Schober KE. Can ventricular function be assessed by echocardiography in chronic canine mitral valve disease? *J Small Anim Pract.* 2009; 50 Suppl 1: 12-24.
- Borgarelli M, Buchanan JW. Historical review, epidemiology and natural history of degenerative mitral valve disease. *Journal of Veterinary Cardiology.* 2012; 14(1): 93-101.
- Fox PR. Pathology of myxomatous mitral valve disease in the dog. *J Vet Cardiol.* 2012;14(1):103-26.

- Gómez-Duarte L. Enfermedad valvular degenerativa en perros: actualización en su diagnóstico, tratamiento y pronóstico. *Rev Colomb Cienc Pecu.* 2011; 24(2): 201-208.
- Haggstrom J, Duelund H, Kwart C. New insights into degenerative mitral valve disease in dogs. *Vet Clin North Am Small Anim Pract.* 2004; 34(5):1209-26.
- Iregui C. Patología cardíaca en caninos. En: I curso Internacional de Patología Veterinaria; 2008 agosto 13-15. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. p. 131-139.
- Maddison J, Page S. Farmacología clínica en pequeños animales. Argentina: Intermédica; 2004.
- McEwan D, Borgarelli M, Tidholm A, Vollamar AC, Haggstrom J. Proposed guidelines for the diagnosis of canine idiopathic dilated cardiomyopathy. *J Vet Cardiol.* 2003; 5(2): 7-19.
- McGavin M, Zachary J. Pathologic basis of veterinary disease. 4th ed. USA: Mosby Elsevier. 2005.
- Mucha C. Degeneración valvular mixomatosa. *Revista electrónica de Veterinaria.* 2007; 8(7): 1-7.
- Mucha C, Belerenian G. Atlas de cardiología en pequeños animales. Argentina: Intermédica; 2005.
- Nelson R, Couto C. Medicina interna de pequeños animales. España: Elsevier; 2010.
- Núñez L, Bouda J. Patología clínica veterinaria. 2nd ed. México: Universidad Autónoma de México; 2007.
- Orton EC, Lacerda CM, MacLea HB. Signaling pathways in mitral valve degeneration. *JVC.* 2012; 14(1):7-17.
- Parker HG, Kilroy-Glynn P. Myxomatous mitral valve disease in dogs: Does size matter? *J Vet Cardiol.* 2012; 14(1):19-29.

- Pedersen HD, Häggström J, Falk T, Mow T, Olsen L, Iversen L, Jensen AL. Auscultation in mild mitral regurgitation in dogs: observer variation, effects of physical maneuvers, and agreement with color Doppler echocardiography and phonocardiography. *J Vet Intern Med.* 1999; 13(1):56-64.
- Smith F, Tilley L. Interpretación rápida de los ruidos cardiacos, soplos y arritmias. Argentina: Intermédica; 1993.
- Smith P. Management of chronic degenerative mitral valve disease in dogs. *Companion animal practice.* 2006. [acceso: 26 de octubre de 2012]. Disponible en URL:<http://dogblog.zhuzhy.co.uk/wpcontent/uploads/2008/03/mvd.pdf>.
- Thrall D. Manual de diagnóstico radiológico veterinario. España: Elsevier; 2003.
- Tilley L, Smith F, Oyama M, Sleeper M. Manual of canine and feline cardiology. 4th ed. USA: Saunders; 2008.
- Valero T. Enfermedad valvular mixomatosa identificación y paciente con tos. *Centro Veterinario. Revista AMVAC.* 2005; 10: 16-27.
- Ware W. Acquired valve diseases. In: Ware W. *Cardiovascular disease in small animal medicine.* London: Manson; 2007.

TRAUMA CRANEOENCEFÁLICO

- Especie: canino
- Raza: Poodle Standar
- Sexo: hembra
- Edad: 13 años

Anamnésticos

La información indica que la paciente fue atacada por un perro de raza Pit-bull, al medio día. Presentó sangrado por la boca e incontinencia urinaria antes de morir.

Evaluación macroscópica

Apariencia general. Se observa buena condición corporal y moderado fluido serosanguinolento por la cavidad oral. También se encuentra con rigidez cadavérica, que involucra la cabeza y las extremidades anteriores (Figura 170).



Figura 170. Apariencia general

Sistema cardiovascular. Corazón aumentado de tamaño, de aspecto redondeado con moderada-severa desviación del septo provocando un aumento del área del corazón derecho respecto al lado izquierdo. Se observa hemorragias petequiales y equimóticas en la superficie epicárdica y endocárdica de la cá-

mara ventricular derecha con distribución multifocal coalescente. Se evidencia moderado adelgazamiento de la pared ventricular del corazón derecho (Figuras 171 y 172).

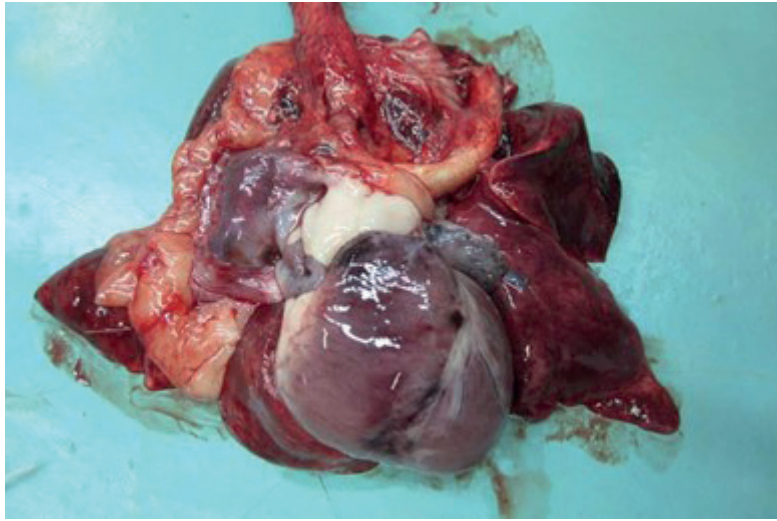


Figura 171. Paquete cardiopulmonar

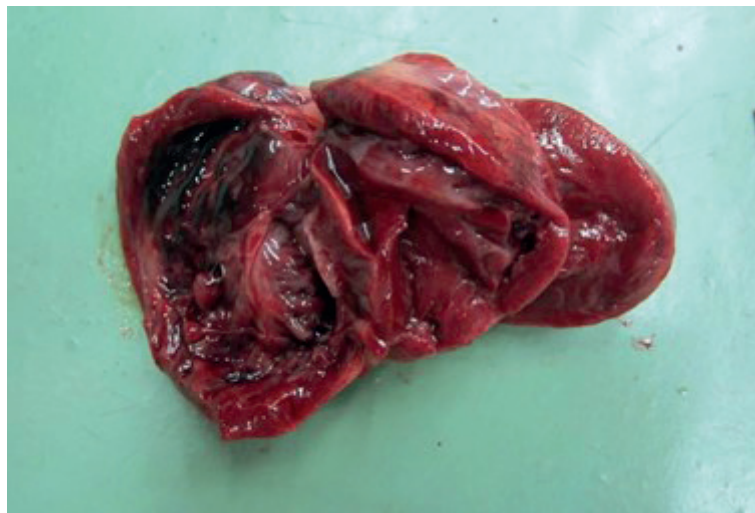


Figura 172. Corte de ventrículo derecho con evidencia de áreas hemorrágicas

Los grandes vasos muestran dilatación y estasis sanguínea a nivel de las venas yugulares y las arterias carótidas, con amplias zonas de traumatismo y hemorragias perivasculares.

Sistema respiratorio. La tráquea tiene una perforación lineal, de 3 mm de diámetro, en la superficie dorsal a nivel de tercio proximal, entre el 5º y el 6º anillos traqueales; tiene bordes hemorrágicos y enfisema moderado en el tejido circundante. Hay hemorragias petequiales y equimóticas coalescentes en la superficie lateral y en la ventral del tercio medio (Figura 173).

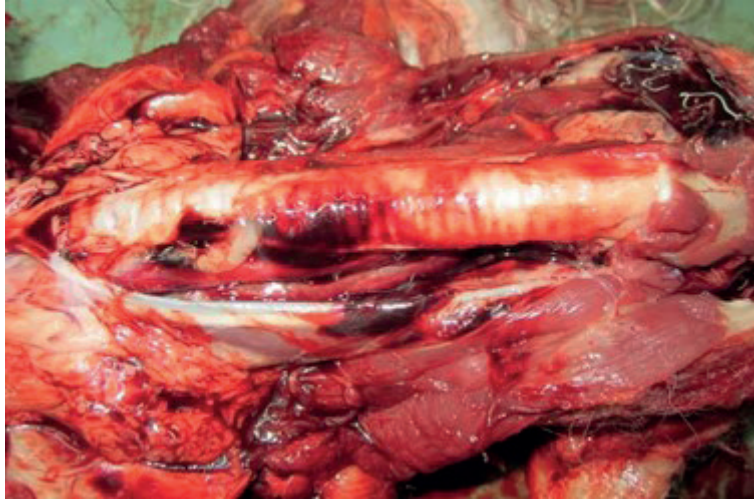


Figura 173. Tráquea con áreas hemorrágicas

El pulmón presenta colapso generalizado, de aspecto hemorrágico, con abundante flujo de sangre en las superficies de corte (Figura 174).

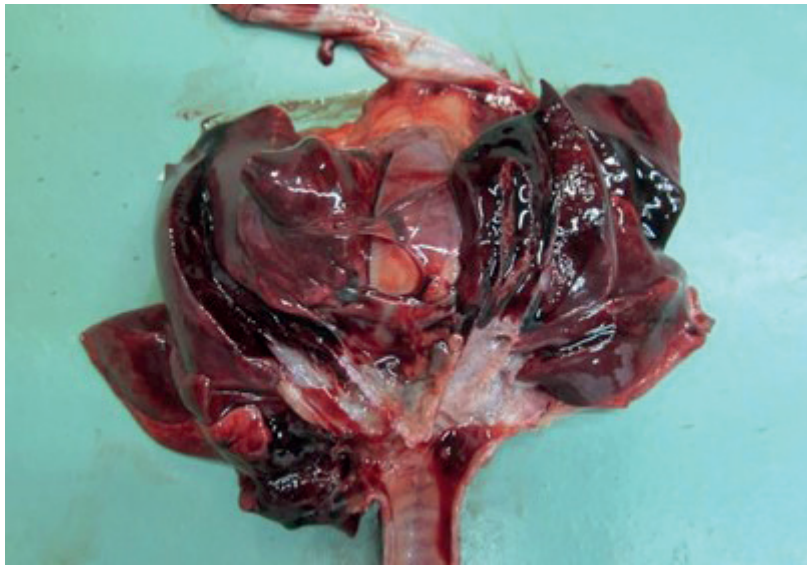


Figura 174. Pulmón hemorrágico

Sistema digestivo. El hígado se muestra congestivo, con un quiste de 2 cm de diámetro, que protruye en la superficie diafragmática de lóbulo lateral derecho, con contenido seroso y superficie traslúcida.

El tracto gastrointestinal evidencia congestión de los vasos mesentéricos y vasos que discurren sobre la serosa del estómago.

Sistema hemolinfático. El bazo tiene una reducción moderada de tamaño. Los ganglios linfáticos mandibulares y sublinguales están hemorrágicos.

Sistema genitourinario. Los riñones presentan congestión severa generalizada (Figuras 175 y 176).

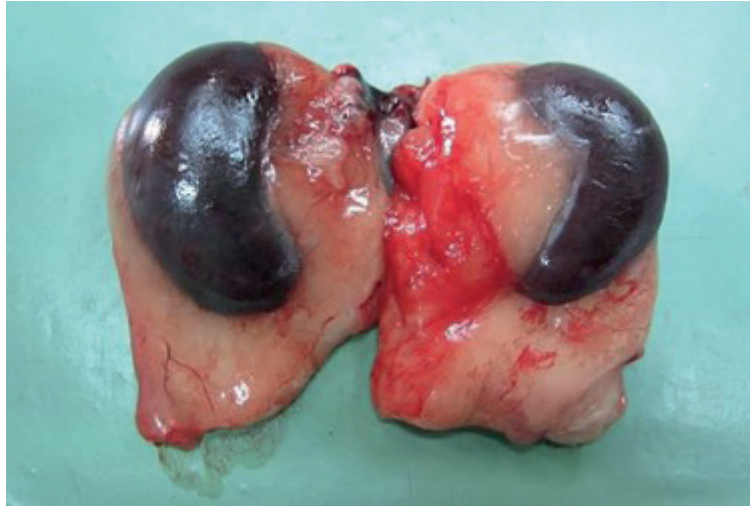


Figura 175. Riñones



Figura 176. Corte sagital de riñones

Sistema musculoesquelético. Presenta hemorragias equimóticas y hematomas que comprometen amplias zonas de los músculos braquiocefálico y esternocéfálico, involucrando además la glándula parótida y mandibular (Figuras 177 y 178).



Figura 177. Zonas hemorrágicas en región cervical



Figura 178. Múltiples y extensas áreas de equimosis y hematomas en región subcutánea y muscular que compromete la región craneal, cervical, torácica y lumbar.

También se encuentra un desgarro del músculo temporal derecho, con exposición de fractura compuesta con esquirlas y depresión de los huesos parietal y temporal del cráneo, hacia el cerebro (Figuras 179 y 180).



Figura 179. Desgarro del músculo temporal derecho

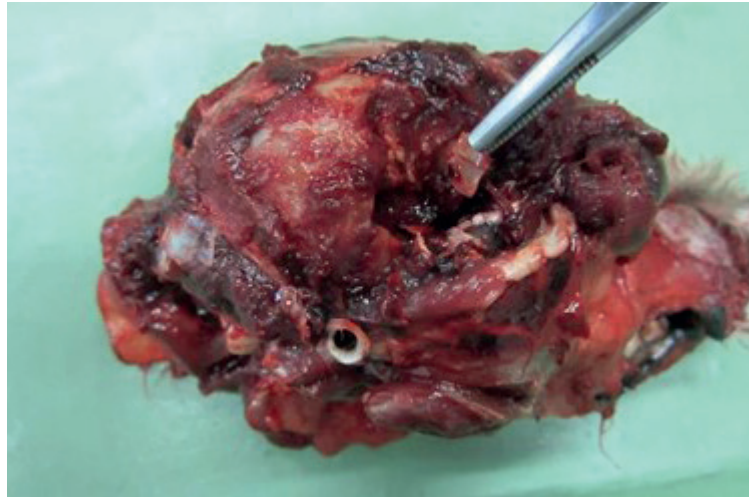


Figura 180. Fractura de temporal y parietal

Sistema nervioso. El hemisferio cerebral derecho muestra marcados cambios circulatorios (hemorragias petequiales) y un área de depresión de 2 × 1,5 cm, con pérdida de continuidad en lóbulo temporal (Figuras 181-184). Adicionalmente se encuentra un hematoma subdural.

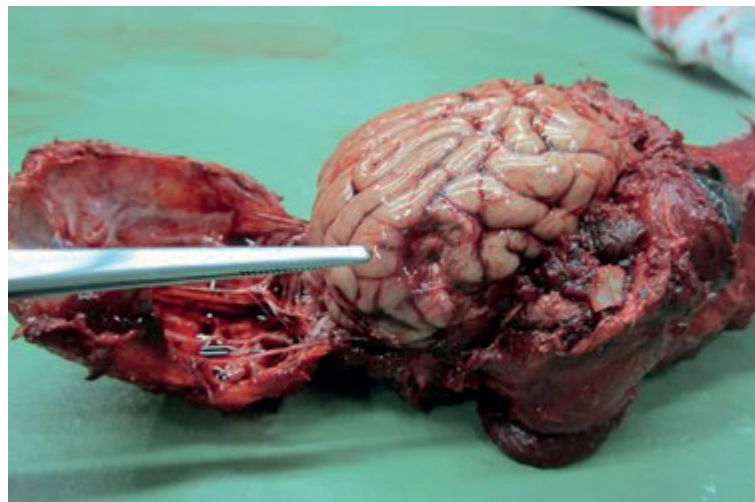


Figura 181. Depresión y pérdida de continuidad en lóbulo temporal de encéfalo (pinza)

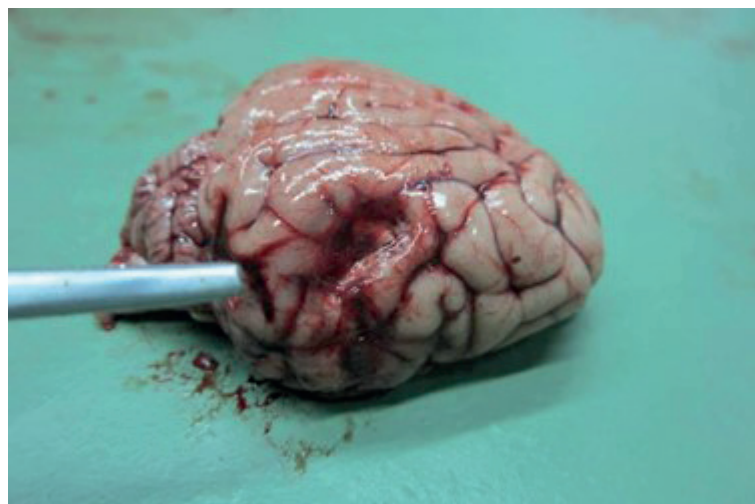


Figura 182. Detalle de depresión y pérdida de continuidad en lóbulo temporal de encéfalo

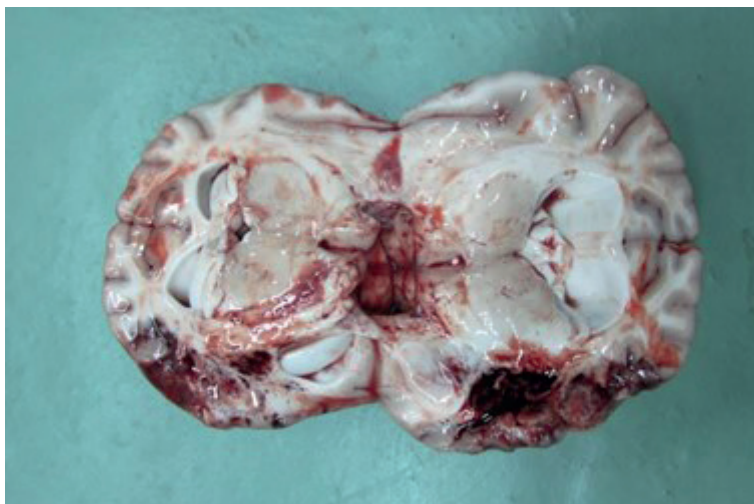


Figura 183. Vista ventral de encéfalo

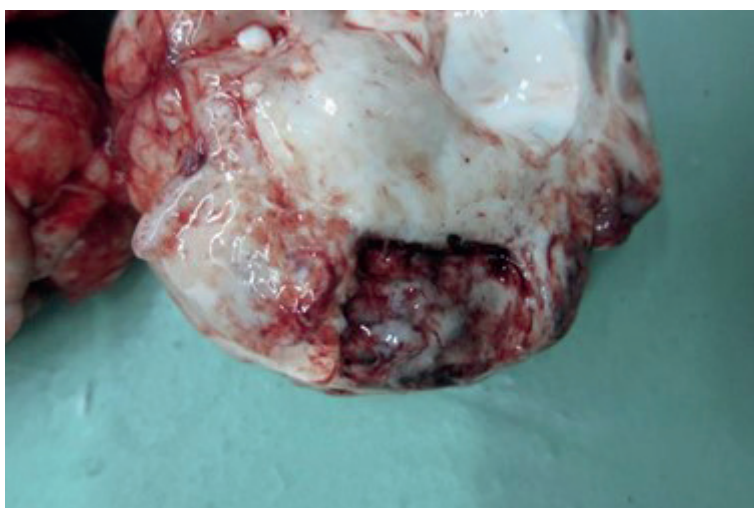


Figura 184. Vista ventral con detalle de la pérdida de continuidad del hemisferio cerebral

Diagnóstico

Severo politraumatismo. Las lesiones de mayor severidad corresponden al hematoma subdural agudo y hemorragia con compromiso del parénquima cerebral por fractura compuesta con esquirlas de los huesos parietal y temporal del cráneo, y la solución de continuidad de la tráquea. Estas lesiones desencadenaron shock y muerte.

Comentarios

El trauma craneoencefálico es una lesión con energía cinética que afecta la cabeza, causando daño en sus tejidos blandos, además de contusión, concusión, laceración, edema, hemorragia intracraneal y/o extracraneal y fracturas de cráneo.

Este trauma tiene importancia, por cuanto se refiere a las consecuentes lesiones de las meninges y el encéfalo subyacente, las cuales, cuando son abiertas, constituyen una vía de entrada para la infección de los senos meníngeos y en encéfalo. El trauma sólo del cerebelo es raro.

En los pacientes con traumatismo craneano, en gran medida el resultado depende de la localización y magnitud de la noxa inicial, aunque los eventos secundarios pueden incluir edema progresivo, isquemia y muerte.

Por otra parte, los traumatismos craneoencefálicos pueden ser consecuencia de múltiples eventos diversos, como accidentes con vehículos de motor, mordeduras o patadas, o lesiones infringidas intencionalmente.

Fisiopatológicamente, las lesiones traumáticas cerebrales pueden ser divididas en primarias y secundarias.

Lesión cerebral primaria. La lesión originada en el momento del trauma es el resultado de fuerzas mecánicas impartida en el cerebro; la lesión primaria se caracteriza por fuerza de compresión ejercida sobre el tejido cerebral (neuronas, células gliales, vasculatura), resultando en una lesión localizada o difusa. Este caso consiste en hemorragia y muerte celular aguda, debido a los efectos directos del golpe.

El daño al tejido puede ser en forma de contusiones, laceraciones, o el daño axonal, la vasculatura puede ser afectada causando hemorragia intracraneal, edema vasogénico y disminución de la perfusión cerebral.

Este tipo de lesión se refiere a la ruptura física de las estructuras intracraneales, que ocurre inmediatamente al tiempo del evento traumático. Un impacto en el cráneo ejerce sobre el cerebro fuerzas de aceleración, desaceleración y rotación; el cerebro es incapaz de tolerar estas fuerzas debido a su composición y a la falta de apoyo interno. La sustancia gris superficial es más susceptible a las fuerzas de aceleración, dando lugar a una hemorragia, o contusiones y desgarros del tejido neuronal. Las fuerzas de rotación tienen un impacto mayor sobre la sustancia blanca del cerebro, causando lesiones, conmoción y daño axonal.

Los tejidos cerebrales también pueden ser lacerados por fragmentos fibrosos u óseos, en el interior de la bóveda craneal, o por lesiones penetrantes (por ejemplo: dientes, balas, fragmentos craneales desplazados). Este último tipo de lesión conlleva a mayor riesgo de hemorragia e infección. Los traumatismos

cefálicos pueden resultar mortales, incluso cuando no se producen fracturas craneales

Lesión cerebral secundaria. Las lesiones craneales traumáticas desencadenan una serie de episodios, que determinan la perpetuación del daño en el tejido neuronal, con agresiones tanto sistémicas como intracraneales, que se pueden producir de forma independiente o en combinación.

Las lesiones secundarias ocurren cuando las vías bioquímicas, separadas por una lesión tisular directa, hipoxia y disminución de la perfusión, actúan juntos para perpetuar el daño cerebral. Debido a que el cerebro tiene altos requerimientos metabólicos, una disminución en el oxígeno cerebral o hipoglicemia, pueden resultar rápidamente en un descenso de adenosin trifosfato (ATP); la bomba de la membrana celular falla y se pierde la homeostasis electrolítica, lo cual puede llevar a la excitotoxicidad, el estrés oxidativo, el edema cerebral vasogénico y citotóxico, la liberación de mediadores inflamatorios, la activación de la cascada de coagulación, el vasoespasmo, y la muerte celular. Los mediadores involucrados en la lesión cerebral secundaria incluyen radicales libres de oxígeno, aminoácidos excitatorios (glutamato) y óxido nítrico.

Después del trauma, las neuronas liberan aminoácidos excitatorios, particularmente glutamato, el cual causa despolarización neuronal extendida y entrada celular de calcio. El excesivo calcio intracelular conduce a un daño de la célula y promueve la producción de radicales libres de oxígeno, estimulantes de la producción de óxido nítrico, con la adicional liberación de aminoácidos excitatorios. La presencia de óxido nítrico, perpetuada por la reacción de los radicales libres y la peroxidación lipídica de las membranas celulares, causa liberación de aminoácidos excitatorios. Este proceso se convierte en un ciclo vicioso, llevando a isquemia, infartación, edema cerebral y subsecuente elevación de presión intracraneal.

El glutamato y el aspartato, dos aminoácidos excitatorios importantes, se acumulan en el espacio extracelular, como resultado del daño celular, ocupando el lugar de los astrocitos; la presencia de estos aminoácidos en el espacio extracelular resulta en la activación de una variedad de receptores neuronales, que

REFERENCIAS

- Begley R. Clínica veterinaria de Norte América: Clínica de pequeños animales. Volumen 4. México: McGrawHill; 1996.
- Bonagura J, Twedt D. Kirk Terapéutica veterinaria actual XIV. Barcelona: Elsevier; 2010.
- Coughlan A, Miller A. BSAVA Manual of small animal fracture repair and management. United Kingdom: British Small Animal Veterinary Association; 1998.
- Chandler E, Gaskell C, Gaskell R. Feline medicine and therapeutics. 3rd ed. United Kingdom: Blackweell Publishing; 2004.
- Drobatz KJ, Beal MW, Syring RS. Manual of trauma management in the dog and cat. USA: Wiley-Blackwell; 2011.
- Drobatz K, Costello M. Feline emergency and critical care medicine. USA: Wiley-Backwell; 2010.
- Ettinger SJ, Feldman EC. Textbook of veterinary internal medicine. 6th ed. St. Louis, MO: Elsevier Saunders; 2005.
- Fidalgo LE, Rejas J, Ruiz de Gopegui R, Ramos JJ. Patología medica veterinaria. España: Universidad de Santiago de Compostela, Universidad de Zaragoza; 2003.
- Jaggy A, Platt S. Small animal neurology. Germany: Sclütersche; 2010.
- Jubb K, Kennedy P, Palmer N. Patología de los animales domésticos. 3rd ed. Montevideo: Hemisferio Sur; 1990.
- King L, Boag A. BSAVA Manual of canine and feline: Emergency and critical care. 2nd ed. United Kingdom: British Small Animal Veterinary Association; 2007.
- Lorenz M, Coates J, Kent M. Handbook of veterinary neurology. USA: Elsevier Saunders; 2011.

- McGavin MD, Zachary JF. Pathologic basic of veterinary disease. 4th ed. St. Louis, Missouri: Mosby Elsevier; 2007.
- Nelson R, Couto G. Medicina interna de pequeños animales. 2nd ed. Buenos Aires: Intermédica; 2000.
- Norkus C. Veterinary technician's manual for small animal emergency and critical care. United States of America: Wiley-Blackwell; 2012.
- Platt S, Garosi L. Small animal neurological emergencies: Chapter 20. London: Manson Publishing/The Veterinary Press; 2012.
- Kolata RJ. Trauma: Epidemiology and mechanisms. En: Slatter D. Textbook of animal surgery. 3rd ed. USA: Saunders; 2003.
- Thomas W. Practice common neurologic problems. The Veterinary Clinics of Small Animal. 2000; 30(1): 207-211.
- Trigo F. Patología sistémica veterinaria. 3er ed. México: MacGrawHill-Interamericana; 1998.

AUTORES

Carmenza Janneth Benavides Melo

Médica Veterinaria/Universidad de Nariño

Especialista en Medicina Interna de Pequeños Animales / Universidad de Nariño

Magister en Epidemiología / Universidad CES / Universidad Mariana.

Docente Departamento de Salud Animal / Universidad de Nariño, Pasto, Colombia

Grupo de Investigación en Medicina Interna y Farmacología Veterinaria (MIFARVET)

Juan Manuel Astaiza Martínez

Médico Veterinario Zootecnista / Universidad de Caldas

Especialista en Medicina Interna de Pequeños Animales / Universidad de Nariño

Magister en Ciencias Farmacología / Universidad Nacional de Colombia.

Docente Departamento de Salud Animal / Universidad de Nariño, Pasto, Colombia

Grupo de Investigación en Medicina Interna y Farmacología Veterinaria (MIFARVET)

Ángela Viviana Arteaga Cadena

Médica Veterinaria / Universidad de Nariño

Diplomado en medicina interna de caninos y felinos

Hernán Darío Cisneros López

Médico Veterinario / Universidad de Nariño

Carlos Alberto Montezuma Misnaza

Médico Veterinario / Universidad de Nariño



Editorial
Universidad de **Nariño**

Fecha de Publicación: Octubre de 2021
San Juan de Pasto - Nariño - Colombia

NECROPSIA EN CANINOS

El presente escrito fue elaborado como texto guía de necropsia en perros, y está dirigido a los estudiantes del programa de Medicina Veterinaria, sobre todo los interesados en la práctica de pequeños animales y a los profesionales dedicados a la clínica en esta especie, teniendo en cuenta que es un trabajo que no ha tenido un fuerte enfoque por parte de otros investigadores en la región.

El documento aporta las bases metodológicas para la realización de la necropsia en caninos, manejando los principios y conocimientos de la patología, para de una manera ordenada y sistemática, identificar anomalías o lesiones que serán analizadas para explicar los resultados clínicos y/o de laboratorio del paciente y finalmente descifrar y describir la secuencia de eventos de la enfermedad que provocó la muerte del animal.

Para facilitar el abordaje del tema, se incluyen ilustraciones e imágenes. Adicionalmente, la información se presenta organizada en tópicos que incluyen: generalidades, eutanasia, descripción de lesiones, formato sugerido y finalmente la descripción detallada de la técnica de necropsia, incluyendo la necropsia estética.

El valor agregado del texto es el reporte de casos, que son abordados desde la clínica y evaluación anatomopatológica, detallando las lesiones e interpretación de las mismas que finalmente permitirán emitir un diagnóstico.

ISBN: 978-628-7509-11-5 Digital



Editorial
Universidad de **Nariño**