



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN**

ELABORACIÓN DE UN DISCO COMPACTO INTERACTIVO DE LA TÉCNICA DE
NECROPSIAS EN PEQUEÑAS ESPECIES (CANINO Y FELINO) Y
ACTUALIZACIÓN DEL MANUAL DE NECROPSIAS UTILIZADO EN EL ÁREA DE
PATOLOGÍA GENERAL.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE :

MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

P R E S E N T A:

MARÍA DEL PILAR SANDOVAL GUZMÁN

**ASESORES: MVZ BLANCA ROSA MORENO CARDENTI
MVZ GUADALUPE FLORES ORTIZ**



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

A TODOS USTEDES GRACIAS:

Gracias a y a mamá por el simple hecho de siempre estar ahí, enseñarme valores, los cuales aplico y aplicaré durante toda mi vida, gracias por apoyarme en mis grandes proyectos.

Madre: Dios no podía estar en todas partes a la vez, por eso te mando como mi Mamá.

Padre: A veces el hombre más pobre deja a sus hijos la herencia más rica, pero tú aun sin serlo me has dejado la mejor de las herencias: mi carrera.

Hermana... no solo por genética sino por decisión propia GRACIAS, simplemente por ser mi gran mejor amiga.

Guadalupe: "Lo que en realidad necesitan muchas personas es quien los estimule y enseñe a encarar los conflictos de la vida, ni doblegarse, ni entregarse, esto no se puede hacer sólo con palabras, es preciso la fuerza del ejemplo" - AS Neil- POR TODO... GRACIAS

Iliana, Perlita, Jehiely: por haberse metido en mi camino (aunque a veces no supe si agradecerlo o no); GRACIAS porque en la vida hay amigas, amigas sin más, amigas sin ser amigas y amigas de verdad.

Al club de la pelea (Edith, Jessy, Michelle, Pilar, Adriana): Gracias por hacerme mas llevadera mi estancia en la carrera y por haberme echado la mano cuando lo necesite; por haber pasado tanto tiempo en el pasto, la biblioteca y cafetería.

A todos los médicos y médicas que fueron mis MAESTROS en esta carrera que adoro tanto.... Gracias, en especial a la MVZ Susana García Vázquez, Enrique Esperón, Blanca Moreno y Carlos García Alcaraz.

A MVZ Isabel H. Carrasco: créeme que si no te hubiera conocido algunas cosas hubieran quedado inconclusas, y muchas no valoraría como lo hago ahora y sobre todo no hubiera aprendido a ver la vida desde otro punto GRACIAS.

A todas aquellas personas que fueron y son parte de mi vida gracias por haber puesto su granito de arena en mi historia. Clarita, Ñoñaldo, Ángeles, Eduardo, Marco, Fede, Juan Luis, "El negro", Tomás, Reynita... espero no omitir a nadie.

Agradecimiento a MVZ Atala Viviana García Martínez por el apoyo prestado en la necropsia de vívora.

Para empezar un gran proyecto, hace falta valentía.

Para terminar un gran proyecto, hace falta perseverancia.

ÍNDICE.

Capítulo 1 Índice.....	2
Capítulo 2 Resumen	3
Capítulo 3 Objetivos.....	5
Capítulo 4 Marco teórico.....	6
Capítulo 5 Introducción.....	9
Capítulo 6 Material y métodos.....	11
Capítulo 7 Manual de técnicas de necropsia en diferentes especies:	
Título 1. Carátula.	13
Título 2. Índice.	14
Título 3. Prólogo.	15
Título 4. Introducción.....	16
Título 5. Objetivos.	17
Título 6. Temario.	18
Título 7. Objetivos específicos por unidad.	20
Título 8. La necropsia, su objetivo e importancia.	28
Título 9. Selección del lugar para las necropsias.	30
Título 10. Eliminación del cadáver.	33
Título 11. Instrumental y equipo.	36
Título 12. Historia clínica.	38
Título 13. Eutanasia.	43
Título 14. Descripción de lesiones.	57
Título 15. Cambios <i>post-mortem</i>	63
Título 16. Selección, toma y envío de material para diagnóstico.....	77
Título 17. Técnica de necropsia en caninos y felinos.....	89
Título 18. Técnica de necropsia en porcinos.....	110
Título 19. Técnica de necropsia en rumiantes.....	123
Título 20. Técnica de necropsia en equinos.....	134
Título 21. Técnica de necropsia en conejos y chinchillas.....	143
Título 22. Técnica de necropsia en aves.....	156
Título 23. Técnica de necropsia en tortugas.....	165
Título 24. Técnica de necropsia en víboras.....	187
Título 25. Protocolo de necropsias.....	204
Título 26. Reporte preliminar.....	209
Título 27. Integración del diagnóstico final.....	212
Título 28. Anexos.....	214
Capítulo 8 Conclusiones.....	219
Capítulo 9 Bibliografía.....	222

RESUMEN.

El implementar tecnología educativa en las áreas de Medicina Veterinaria y Zootecnia, es importante, debido a que en la actualidad se menciona como prioritario el tratar de que el alumno participe en su propio aprendizaje creando técnicas de estudio, que lo motiven a buscar información la cual tendrá que transformar y aplicar en los problemas que se encuentre en su vida profesional.

Dentro de los procesos de enseñanza, se ha visto que la información no lo es todo, siendo el profesor un importante elemento para favorecer la formación del alumno en este caso en el área de Medicina Veterinaria pero también como un individuo integral que forma parte de nuestra sociedad; de esta manera se vuelve promotor para esgrimir la responsabilidad de generar habilidades cognitivas en el alumno pero además para orientarlo en su aprendizaje de saber ser, hacer, convivir y a transformar su entorno, para de esta manera estar capacitado para resolver los problemas a los que se enfrente.

Para fomentar el aprendizaje del alumno a partir de las habilidades cognitivas se ha visto que la información audio-visual o visual es de suma ayuda, por esto en esta tesis se promueve la utilización de diferentes materiales didácticos los cuales deben llamar la atención del alumno para favorecer el estudio del tema, por esta situación se propuso la incorporación un disco interactivo el cual contiene la información básica de la técnica de necropsias efectuada en caninos y felinos, para ser evaluado y analizado de manera crítica, con el fin de producir en el futuro discos interactivos de las demás técnicas de necropsia en las diferentes especies convencionales y poco convencionales como auxilio al laboratorio de necropsias que se imparte en esta área, pero además será un material que puede ocupar cualquier persona interesada en el área.

Es por todo esto que la función primordial de esta tesis es proporcionar al alumno un manual con los conocimientos más actuales sobre la forma de realizar una necropsia en las diferentes especies domésticas convencionales y poco convencionales, pero además con todos los temas que involucran el saber hacer una necropsia y elaborar un diagnóstico

morfológico como son: lugar para efectuar la necropsia, materia para efectuarla, historia clínica, cambios postmortem, descripción de lesiones, toma de muestras, entre otras. Además se genera como herramienta para el aprendizaje, un disco compacto interactivo, el cual contiene la técnica de necropsias en caninos y felinos, con información actualizada, complementaria de lo ya aprendido en clase, fotografías relacionadas al tema y videos referentes a la técnica ya mencionada, todo esto con el fin de facilitar el proceso de aprendizaje, se puede decir que en el disco se expone en forma resumida la manera de efectuar la necropsia, pero además tiene el valor de que el propio alumno puede autoevaluar los conocimientos adquiridos en este disco.

OBJETIVOS.

OBJETIVOS GENERALES.

- Actualizar el manual de necropsias utilizado en la asignatura de Patología General incorporando algunas especies poco convencionales.
- Elaborar un disco compacto interactivo con imágenes, esquemas y películas, como apoyo al manual, en la técnica de necropsias de caninos y felinos.

OBJETIVOS DEL DISCO COMPACTO INTERACTIVO.

- Promover el uso de la tecnología educativa en el ámbito docente-educativo como facilitador y promotor de habilidades y destrezas en la manera de efectuar una necropsias en caninos y felinos .
- Fomentar el desarrollo y participación activa del alumno en la construcción de su propio aprendizaje por medio de interacción entre el y el conocimiento contenido en el disco compacto interactivo.
- Dar al alumno control del tiempo y secuencia de su aprendizaje según sus necesidades.

MARCO TEÓRICO.

El presente trabajo tiene la finalidad de actualizar el manual de necropsias ya que la nomenclatura anatómica utilizada en el manual antiguo ya no llenaba las expectativas debido a los cambios que se han llevado a cabo en ésta, además se requería incorporar otras técnicas de especies domésticas que no se contemplaban en el anterior y que son fundamentales como herramienta tanto para el futuro Médico Veterinario, como para los individuos interesados.

Es importante mencionar que la incorporación de nuevas técnicas didácticas para el aprendizaje, en este caso la elaboración de un disco interactivo en la asignatura de Patología General para el Laboratorio de Necropsias, debe contener las diferentes técnicas de necropsia en los animales convencionales y poco convencionales, lo cual ayudará al alumno, como apoyo para que integre los conocimientos teórico-práctico y que además genere habilidades formativas para llevar a cabo las necropsias.

Debido a que la elaboración de todo este material llevaría mucho tiempo, es objetivo primordial de esta tesis elaborar un disco interactivo de la técnica de necropsia de caninos y felinos, de manera experimental, el cual contiene videos, fotografías y esquemas que coadyuven al autoaprendizaje del alumno, sin embargo primero se tiene que evaluar el resultado que genera el poner en las manos del alumno éste disco, para posteriormente continuar con la edición de los discos interactivos de las otras técnicas de necropsia.

Esta es una innovación didáctica que pretende vincular la enseñanza de la Medicina Veterinaria y la Zootecnia en el área de Patología, con éstas nuevas técnicas educativas se pretende generar aprendizaje significativo, lo cual quiere decir que la información que se le proporciona al alumno se podrá aplicar en su vida profesional ayudándolo a generar habilidades en efectuar la necropsia. Tomar las muestras necesarias y emitir un diagnóstico morfológico que lo ayude a orientar el manejo sanitario, el control y la prevención de enfermedades dentro de su área de trabajo (Ríos, 2000).

Con el uso de las nuevas tecnologías de la información y la comunicación en la educación (TIC) no se pretende demeritar el papel del docente ni por supuesto substituirlo ante el grupo de estudiantes; tampoco se garantiza que el alumnado aprenderá mejor o que sus calificaciones por arte de magia subirán, el uso de TIC se considera como una herramienta que complementa el proceso de enseñanza, y en consecuencia pueda promover un mejor desarrollo cognitivo; sin embargo hay que tener presente que no todo lo que está plasmado en un programa académico puede y debe realizarse con computadoras (Gallego, 1992).

La era Internet exige cambios en el mundo educativo y los profesionales de la educación tienen múltiples razones para aprovechar las nuevas posibilidades que proporcionan las TIC para impulsar este cambio hacia un nuevo paradigma educativo más personalizado y centrado en la actividad de los estudiantes, para esto es necesaria la alfabetización digital tanto del profesorado como de los alumnos, para que de esta manera el aprovechamiento de las TIC puedan mejorar el proceso de aprendizaje ya que se ha visto que la utilización de nuevas técnicas educativas genera motivación del alumno hacia el estudio, por lo tanto esto puede repercutir en la disminución del índice de fracaso escolar, y promoverá el rendimiento escolar y otras habilidades cognitivas y participativas. Todo esto constituyen poderosas razones para aprovechar las posibilidades de innovación metodológica que ofrecen las TIC para lograr una escuela más eficaz e inclusiva (Marqués, 2000).

Es importante mencionar que para la realización de este proyecto fue necesaria la interacción multidisciplinaria de médicos veterinarios especializados sobre el tema, licenciados en diseño gráfico y programadores especialistas en Macromedia Flash Player, por lo que cualquier intento de seguir mejorando este tipo de material didáctico se tendrá que concebir la actividad de un grupo multidisciplinario e incorporar inclusive a pedagogos que puedan avalar en todos los sentidos didácticos dicha información.

En la actualidad se están trabajando con plataformas mas amigables que pueden ser utilizadas por el docente para promover el conocimiento del alumno sin embargo siempre

se requerirá el apoyo de otros profesionales para lograr el mayor éxito en este tipo de proyectos.

INTRODUCCIÓN.

Es de gran importancia que el estudiante que curse la materia de Patología General disponga de suficientes herramientas para que se facilite la comprensión de la realización de una necropsia tanto en animales domésticos como en animales poco convencionales que en la actualidad han sido introducidas como mascotas (víboras, hurones, chinchillas y tortugas), pero además que se vaya familiarizando con las características anatómicas del animal al cual le va a efectuar la necropsia y que desarrolle una amplia visión a partir de lo que va observando para seleccionar de manera adecuada el material o muestras que se requieran para emitir un diagnóstico que sirva para controlar la enfermedad en los otros animales de la explotación e inclusive generar un proyecto de prevención.

La asignatura de Patología General se imparte en el quinto semestre de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia en la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán Campo 4. Esta es una asignatura que integra materias básicas (Anatomía Topográfica, Citología, Embriología e Histología, Fisiología Veterinaria, Inmunología, Microbiología, Virología y Parasitología).

Una de las particularidades que presenta esta asignatura es su alto porcentaje de reprobación (mas del 50%), la cual se atribuye a diferentes causas como son: la amplitud del contenido programático, la terminología médica, el poco tiempo curricular para impartir la asignatura aunado a que ésta se divide en tres partes (laboratorio de histología, laboratorio de necropsias y clases teóricas) y el número limitado de repasos en el laboratorio, esto dificulta el aprendizaje adecuado por parte de los estudiantes; además de que existen algunos otros problemas como son: que cuentan con diferente literatura al respecto, pero ésta se encuentra dispersa y en muchas ocasiones es muy antigua y varía de autor a autor, además la actual no se encuentra siempre al alcance del alumno; el escaso material didáctico actualizado; de aquí la inquietud de aplicar nuevas tecnologías al proceso de enseñanza-aprendizaje (específicamente en el área del laboratorio de necropsias) elaborando un disco compacto interactivo cuyo empleo contribuya a la

optimización del proceso docente educativo para así lograr elevar los conocimientos de los estudiantes y profundizar y consolidar los ya adquiridos (Díaz-Barriga, 2002).

La incorporación de materiales didácticos que permitan integrar: gráficas, imágenes, codificaciones de color, música, voces, sonidos, textura, posición, formas, líneas, acercamientos (zoom), rellenos, copias, réplicas, diferentes tipos de letras, y en general editar un documento en innumerables formas y estilos facilitarán el aprendizaje (Ruiz, 1993).

Con la edición de este manual se pretende ofrecer al estudiante de Medicina Veterinaria y Zootecnia una guía para realizar la técnica de necropsia en los diferentes especies domésticas. Es un hecho que este manual con el disco interactivo, no substituye la práctica pero con la ayuda de las series de fotografías, videos y animaciones que se incluyen en el disco compacto se trate de ilustrar con mayor claridad la realización de una necropsia.

MATERIAL Y MÉTODOS.

El siguiente trabajo se realizó dentro de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán Campo 4, en la carrera de medicina veterinaria y zootecnia en las áreas de Anatomía y Patología, con dirección en la carretera Cuautitlán Teoloyucan, Km 2.5 en el municipio de Cuautitlán Izcalli, Estado de México.

Con el fin de alcanzar los objetivos planteados, se propuso la siguiente metodología: análisis teórico del manual que se utiliza dentro de la asignatura en Patología, aplicando diferentes métodos teóricos como son el análisis-síntesis, inductivo-deductivo, histórico-lógico y enfoque de sistemas.

Se llevó a cabo las modificaciones del manual y se revisó la nomenclatura anatómica; así mismo se obtuvieron los esquemas y las imágenes necesarias, esto se logró fotografiando necropsias de diferentes especies, haciendo hincapié en las estructuras anatómicas con la actualización de la nomenclatura en aquellos lugares donde fue necesario.

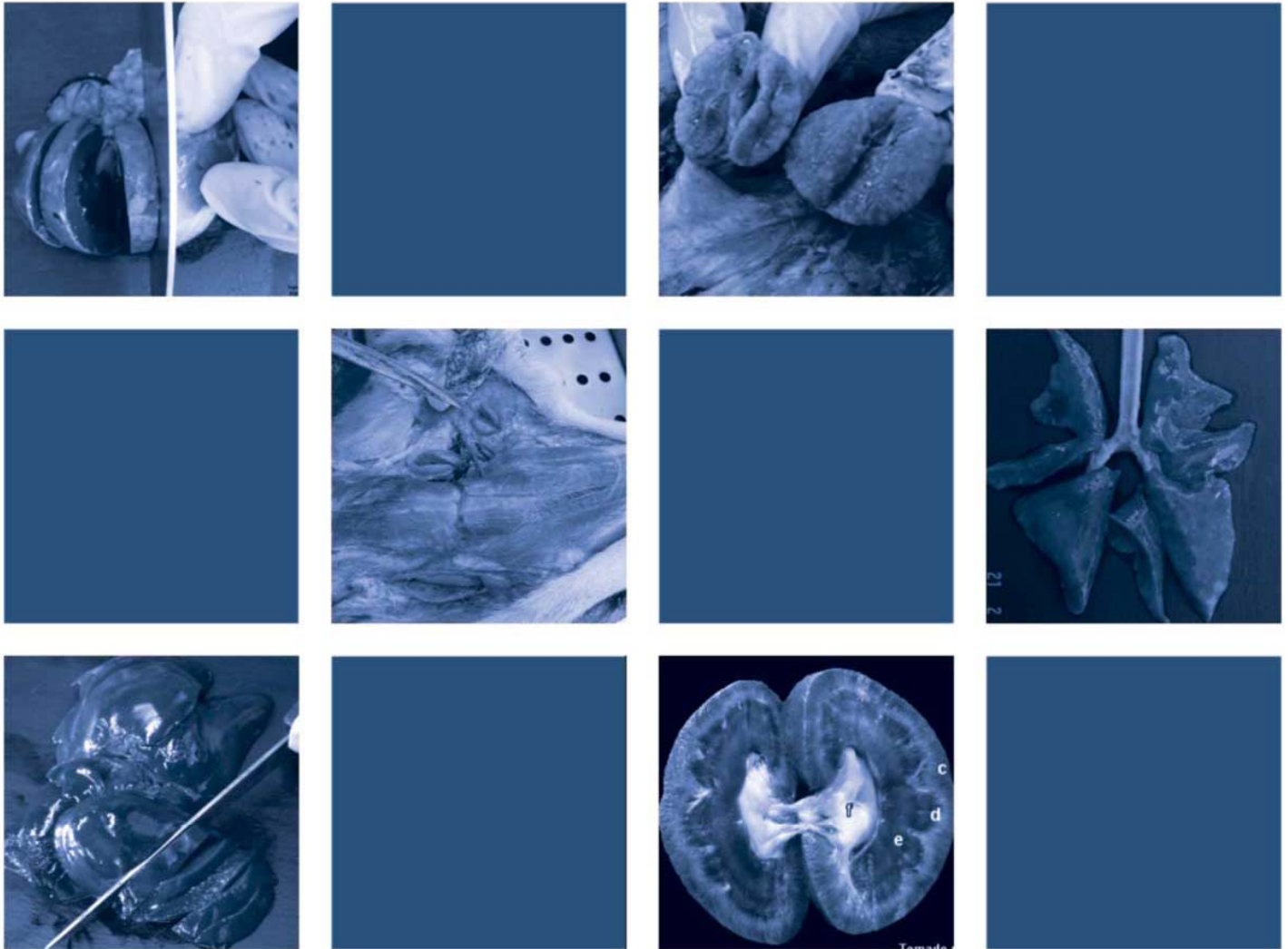
Todas las imágenes fueron tomadas con cámara digital Sony de 3.2 megapíxeles y se procesaron en Paint shop pro versión 7 para darle una mejor presentación. Se utilizó una computadora, Pentium 4, scanner, programas de cómputo como: Macromedia Flash versión 7, Office 2000, Image Transfer y Studio 8.

Para la elaboración del disco interactivo se utilizó videgrabadora Sony 8mm y se procesó en el programa Studio 8 los videos editados fueron procesados en el Programa Macromedia Flash versión 7. También se accedió a Internet para la obtención de imágenes e información.

Para llevar a cabo las necropsias se utilizaron: cuchillos, chaira, tijeras, costotomos, segueta, entre otros y material de disección (bisturí, pinzas de disección, tijeras).

Dentro del material biológico se utilizaron cadáveres de las diferentes especies y diversas estructuras anatómicas conservadas por medio de diferentes técnicas, éstas se obtuvieron de la necroteca de Anatomía Comparada de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán; mientras que los cadáveres fueron obtenidos de diferentes lugares como antirrábicos, de los animales que llegaron para diagnóstico al área de Patología, centros de producción y rastros.

Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán
Departamento de Ciencias de la Salud Animal



Manual de Técnicas de Necropsia Patología General

Coordinación y Captura: MVZ. Blanca Rosa Moreno Cardenti
Asesoría anatómica: MVZ. Guadalupe Flores Ortiz
Actualización y captura: pMVZ. María del Pilar Sandoval Guzmán

INDICE.

I. Carátula.	13	
II. Índice.	14	
III. Prólogo.	15	
IV. Introducción.....	16	
V. Objetivos.	17	
VI. Temario.	18	
VII. Objetivos específicos por unidad.	20	
VIII. La necropsia, su objetivo e importancia.	28	
IX. Selección del lugar para las necropsias.	30	
X. Eliminación del cadáver.	33	
XI. Instrumental y equipo.		36
XII. Historia clínica.	38	
XIII. Eutanasia.	43	
XIV. Descripción de lesiones.	57	
XV. Cambios <i>post-mortem</i>	63	
XVI. Selección, toma y envío de material para diagnóstico.....	77	
XVII. Técnica de necropsia en caninos y felinos.....	89	
XVIII. Técnica de necropsia en porcinos.....	110	
XIX. Técnica de necropsia en rumiantes.....	123	
XX. Técnica de necropsia en equinos.....	134	
XXI. Técnica de necropsia en conejos y chinchillas.....	143	
XXII. Técnica de necropsia en aves.....	156	
XXIII. Técnica de necropsia en tortugas.....	165	
XXIV. Técnica de necropsia en víboras.....	187	
XXV. Protocolo de necropsias.....	204	
XXVI. Reporte preliminar.....	209	
XXVII. Integración del diagnóstico final.....	212	
XXVIII. Anexos.....	214	

PROLOGO.

Con el presente manual se desea ofrecer al estudiante de medicina veterinaria y zootecnia y al profesional, una guía para llevar a cabo: Una historia clínica, una necropsia en especies de producción y poco convencionales, descripción de lesiones, estudios post-mortem, recolección, toma y envío de muestras, además de elaborar un protocolo y reporte preliminar que le proporcione a partir de su diagnóstico morfológico, herramientas para dar tratamiento o medicina preventiva y así resolver el problema.

Se pretende apoyar con una herramienta actualizada al alumno que cursa la asignatura de Patología General, la cual se imparte en el quinto semestre de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, dentro de la Facultad de Estudios Superiores de Cuautitlán perteneciente a la U.N.A.M. dentro de la parte teórico-práctica del laboratorio de necropsias; éste le servirá como libro de texto y consulta para así poder llevar a cabo las prácticas estipuladas en esta asignatura a lo largo del semestre y en su vida profesional.

De antemano agradecemos a todas aquellas personas que de una manera u otra contribuyeron a enriquecer los contenidos de este manual.

Esperamos que la información que se encuentra en este manual cumpla la función de facilitar y promover habilidades tanto cognitivas como formativas y elevar el nivel académico del alumno inscrito en la materia y de todo aquel estudiante o veterinario que lo consulte.

MVZ. Blanca R. Moreno Cardenti.
pMVZ María del Pilar Sandoval Guzmán

2006

INTRODUCCIÓN.

La elaboración de este manual de necropsias tiene como fin dar herramientas y familiarizar al interesado con los fundamentos tanto teóricos como prácticos de lo que implica efectuar una necropsia en los animales domésticos y en la actualidad también proveer de información sobre los animales poco convencionales como los reptiles, ya que en la actualidad son muy frecuentemente llevados a las clínicas veterinarias para diagnosticar sus enfermedades y darles tratamiento o para saber porque han muerto.

En este manual encontrará por lo tanto la información general relacionada con: historia clínica, importancia de la necropsia y del diagnóstico, Eutanasia, descripción de lesiones, cambios post-mortem, elaboración de un protocolo de necropsias, reporte preliminar y toma y envío de muestras.

Es importante mencionar que la necropsia se efectúa constantemente en el campo por lo que es una herramienta fundamental para el Médico Veterinario, ya que a partir de ésta, se puede inferir un diagnóstico y así determinar medidas profilácticas. Hay que recordar que en la necropsia en Médico Veterinario, selecciona cuales muestras van a los diferentes laboratorios y obviamente al diagnóstico histopatológico, por lo que si son tomadas correctamente ayudarán a emitir un buen diagnóstico que confirme los hallazgos que fueron observados clínicamente o que los rechace.

OBJETIVOS.

- ◆ Capacitar al alumno para realizar una necropsia en forma sistemática, en cualquier animal de tipo doméstico y en especies poco convencionales.
- ◆ Enseñar a elaborar de manera correcta y completa una historia clínica.
- ◆ Realizar la inspección de manera adecuada de los diferentes aparatos, órganos y tejidos de un cadáver.
- ◆ Reconocer los órganos con lesiones de los que no tienen cambios patológicos aparentes
- ◆ Aprender a describir las lesiones observada en la necropsia de manera objetiva, clara, precisa y concreta, utilizando la terminología apropiada, y a su vez diferenciar las lesiones de los cambios postmortem.
- ◆ Enseñar a interpretar las lesiones observadas clasificándolas de acuerdo al tipo de proceso (exudativo o proliferativo) y curso (agudo o crónico), distribución, localización y grado.
- ◆ Elaborar un protocolo de necropsias y un reporte preliminar donde emita un diagnóstico morfológico presuntivo.
- ◆ Tomar y enviar las muestras adecuadas, para efectuar estudios de histopatología, de bacteriología, virología, parasitología, micología, análisis clínicos, para así complementar el diagnóstico.

TEMARIO.

- I.- Introducción (clase teórica).

- II.- Importancia de la necropsia, importancia del diagnóstico, historia clínica, lugar de realización de la necropsia y eliminación del cadáver (clase teórica).

- III.- Eutanasia (clase teórica).

- IV.- Descripción de lesiones, cambios postmortem (clase teórica): donde se definirá la importancia de la descripción de lesiones en una necropsia.

- V.- Toma y envío de muestras al laboratorio: tipo de muestras, tipo de laboratorio y exámenes solicitados; técnicas de conservación y envío. (Clase teórica)
Realización de la toma de muestras para los diferentes laboratorios (clase práctica).

- VI.- Necropsia demostrativa (clase práctica).

- VII.- Protocolo de necropsia reporte preliminar (clase teórica)

- VIII.- Inspección externa, incisión primaria y secundaria (clase práctica): realización de la técnica e importancia.

- IX.- Aparato respiratorio y circulatorio (clase práctica): realización de la técnica e importancia de su inspección, diferencias entre especies.

- X.- Aparato digestivo monogástricos y poligástricos (clase práctica):
realización de la técnica e importancia de su inspección, diferencias entre especies.

- XI.- Aparato urinario, genital y sistema endocrino (clase práctica):
realización de la técnica e importancia de la inspección, diferencias entre especies.

XII.- Aparato músculo esquelético y sistema nervioso (clase práctica):

realización de la técnica e importancia de la inspección, extracción de cerebro
para
diagnóstico, diferencia entre especies.

XIII.- Necropsia de ave (clase práctica): realización de la técnica e importancia de la
inspección.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS POR UNIDAD.

UNIDAD I

INTRODUCCIÓN

OBJETIVO:

El alumno conocerá el funcionamiento de su laboratorio y los requisitos para asistir al mismo. Se especificará la forma de evaluación.

UNIDAD II

IMPORTANCIA DE LA NECROPSIA, IMPORTANCIA DEL DIAGNOSTICO, HISTORIA CLÍNICA, LUGAR DE REALIZACIÓN DE LA NECROPSIA Y ELIMINACIÓN DEL CADÁVER

OBJETIVO:

El alumno explicará la importancia de la historia clínica, la realización de una necropsia y la obtención de un diagnóstico morfológico en la Medicina Veterinaria.

UNIDAD III

EUTANASIA

OBJETIVO:

El alumno conocerá los diferentes métodos de sacrificio y explicará porque es importante seleccionar un adecuado método de sacrificio en las diversas especies domésticas.

PRERREQUISITOS:

El alumno deberá leer acerca de los siguientes temas:

- 1.- Métodos de eutanasia tanto físicos como químicos.

UNIDAD IV

DESCRIPCIÓN DE LESIONES Y CAMBIOS POSTMORTEM

OBJETIVO:

El alumno identificará y describirá los hallazgos observados en una necropsia y reconocerá los cambios postmortem.

UNIDAD V

NECROPSIA DEMOSTRATIVA

OBJETIVO:

Explicar la importancia en la Medicina Veterinaria del examen postmortem de un animal.

PRÁCTICA:

Se realizará una necropsia demostrativa por parte del asesor, explicando los objetivos de la misma, la técnica apropiada y la ventaja que proporciona efectuarla en forma sistemática.

UNIDAD VI

PROTOCOLO DE NECROPSIAS Y REPORTE PRELIMINAR

OBJETIVO:

El alumno explicará porque es importante el protocolo de necropsias y el reporte preliminar.

UNIDAD VII

INSPECCIÓN EXTERNA, INCISIÓN PRIMARIA Y SECUNDARIA

OBJETIVOS:

- 1.- Realización de la técnica para la inspección externa, incisión primaria e incisión secundaria en las diferentes especies domésticas.
- 2.- Identificación y descripción de las lesiones observadas en las incisiones anteriores.
- 3.- Identificación de los cambios postmortem observados en las incisiones anteriores y su inspección.

PRERREQUISITOS:

- 1.- De la inspección externa mencione:
 - a) Objetivos.
 - b) Técnica de realización en las diferentes especies domésticas.
 - c) Estructuras que se revisan.
- 2.- Mencione las características macroscópicas normales de los orificios naturales externos.
- 3.- De la incisión primaria mencione:
 - a) Objetivos.
 - b) Técnica de realización en las diferentes especies domésticas.
 - e) Estructuras que se revisan.
- 4.- Mencione las características macroscópicas normales de los linfonodos.
- 5.- De la incisión secundaria mencione:
 - a) Objetivos.
 - b) Técnica de realización en las diferentes especies domésticas.
 - e) Estructuras que se revisan.
- 6.- Mencione las características macroscópicas normales de la serosa.

UNIDAD VIII

APARATO RESPIRATORIO Y CIRCULATORIO

OBJETIVOS:

- 1.- El alumno revisará y realizará la técnica de inspección del aparato respiratorio y del sistema cardiovascular, en las diferentes especies domésticas.
- 2.- Identificará y describirá las lesiones del aparato respiratorio y del sistema cardiovascular.
- 3.- Identificará los cambios postmortem que se presentan frecuentemente en el aparato respiratorio y sistema cardiovascular.

PRERREQUISITOS:

- 1.- Realice un esquema del corazón, señalando: vasculatura funcional, flujo sanguíneo funcional (sangre oxigenada y con CO₂), válvulas cardíacas y estructuras internas.
- 2.- Mencione los siguientes incisos del sistema cardiovascular:
 - a) Objetivo de la inspección.
 - b) Técnica de la inspección.
 - e) Estructuras que se revisan en cada corte.
- 3.- Localización anatómica y características morfológicas del bazo en las diferentes especies domésticas.
- 4.- Mencione las diferencias entre las especies domésticas de: la cavidad nasal, faringe, laringe, tráquea y bronquios.
- 5.- Mencione los siguientes incisos del aparato respiratorio:
 - a) Objetivo de la inspección.
 - b) Técnica de la inspección.
 - c) Estructuras que se revisan.
- 6.- Haga un esquema de la laringe y las diferencias anatómicas entre las diferentes especies domésticas.
- 7.- Haga un esquema de los pulmones señalando: caras, bordes y lóbulos.
- 8.- Mencione las diferencias anatómicas de los pulmones en las diferentes especies.

9.- De los pulmones mencione:

- a) Objetivo de la inspección.
- b) Técnica de la inspección.
- e) Estructuras que se revisan.

10.- Mencione las características normales de los pulmones.

11.- Mencione cuales son las pleuras y sus características macroscópicas.

12.- ¿Cuales son los linfonodos que drenan el pulmón? Mencione:

- a) Nombre y localización anatómica.
- b) Técnica de inspección.

UNIDAD IX

APARATO DIGESTIVO (MONOGÁSTRICOS Y POLIGÁSTRICOS)

OBJETIVOS.

- 1.- El alumno revisará y realizará la técnica de la inspección en el aparato digestivo de las especies domésticas monogástricas y poligástricas.
- 2.- Identificará y describirá las lesiones de dicho aparato.
- 3.- Identificará los cambios postmortem que se presentan en dicho aparato.

PRERREQUISITOS.

- 1.- Realice un esquema del aparato digestivo de los animales monogástricos.
- 2.- Mencione los siguientes incisos del aparato digestivo de los monogástricos.
 - a) Objetivo de la inspección.
 - b) Técnica de la inspección.
 - c) Estructuras que se revisan en cada órgano incluyendo glándulas anexas.
- 3.- Mencione la localización de los linfonodos más importantes del tracto digestivo.
- 4.- Realice un esquema del aparato digestivo de los poligástricos.
- 5.- Mencione los siguientes incisos del aparato digestivo de los poligástricos:
 - a) Objetivo de la inspección.
 - b) Técnica de la inspección de los diferentes compartimentos.
 - e) Estructuras que se revisan en cada órgano incluyendo glándulas anexas.

- 6.- ¿Cuales son las diferencias en la mucosa de los diferentes compartimentos?
- 7.- ¿Que es el surco esofágico y cómo funciona?
- 8.- ¿Como se inspecciona el páncreas?
- 9.- Mencione la lobulación hepática de bovinos, ovinos, caprinos y perros.
- 10.- Mencione la ubicación del bazo en los poligástricos y monogástricos.
- 11.- ¿Que son los nódulos hemolinfáticos y como se revisan?

UNIDAD X

APARATO GENITAL, URINARIO Y SISTEMA ENDOCRINO

OBJETIVOS:

- 1.- El alumno realizará la técnica de inspección del aparato genitourinario y de las glándulas endócrinas de las diferentes especies domésticas.
- 2.- Identificará y describirá las lesiones observadas en estos aparatos.
- 3.- Reconocerá los cambios postmortem existentes en un animal gestante de las lesiones que se presentan en estos órganos.

PRERREQUISITOS:

- 1.- Mencione los siguientes incisos del aparato reproductor y del aparato urinario:
 - a) Objetivo de la inspección.
 - b) Técnica de la inspección.
 - e) Estructuras que se revisan.
- 2.- Realice un esquema del aparato urinario.
- 3.- Mencione las diferencias entre las diferentes especies domésticas.
- 4.- Realice un esquema del aparato reproductor femenino.
- 5.- Mencione las diferencias entre las glándulas anexas en cada una de las diferentes especies domésticas.
- 6.- Realice un esquema del aparato reproductor masculino y mencione las diferencias entre las especies domésticas.

UNIDAD XI

SISTEMA MÚSCULO ESQUELÉTICO Y NERVIOSO

OBJETIVOS:

- 1.- El alumno revisará la técnica de inspección del sistema músculo esquelético y del sistema nervioso.
- 2.- Identificará y describirá las lesiones observadas en estos sistemas.
- 3.- Identificará los cambios postmortem.

PRERREQUISITOS:

- 1.- ¿Cual es la importancia de revisar el sistema músculo esquelético?
- 2.- Mencione las características macroscópicas del músculo esquelético.
- 3.- ¿Cual es la técnica de inspección del músculo esquelético.
- 4.- ¿Cuáles son las principales masas musculares que se inspeccionan en las especies domésticas a nivel del rastro?
- 5.- Mencione que estructuras forman una articulación y cuales son sus características macroscópicas.
- 6.- ¿Cual es la técnica de inspección de las articulaciones?
- 7.- Haga un esquema de un hueso largo, mencionando las estructuras que se deben inspeccionar.
- 8.- ¿En qué hueso se revisa la línea de osificación?
- 9.- Mencione la técnica de extracción de cerebro en las diferentes especies.

UNIDAD XII

NECROPSIA DE AVE

OBJETIVOS:

- 1.- El alumno aprenderá a efectuar la técnica de necropsia en aves.
- 2.- Identificará y describirá las lesiones observadas en los diferentes órganos, aparatos y sistemas del ave.
- 3.- Identificará los cambios postmortem.

PRERREQUISITOS:

- 1.- Haga un esquema indicando las estructuras de: aparato respiratorio, digestivo y

reproductor del ave.

2.- Desarrolle la técnica de necropsia en el ave.

3.- Mencione que estructuras anatómicas son exclusivas del ave y se deben revisar.

UNIDAD XIII

TOMA Y ENVÍO DE MUESTRAS PARA EL LABORATORIO

OBJETIVOS:

El alumno aprenderá la manera más adecuada para seleccionar, coleccionar, conservar y enviar muestras para estudios de laboratorio de bacteriología, virología, parasitología, análisis clínicos y toxicología a partir de un caso de necropsia.

LA NECROPSIA, SU OBJETIVO E IMPORTANCIA.

CONCEPTO DE NECROPSIA.

Etimológicamente, necropsia significa ver lo muerto (del griego *necros*, muerto, y *ops*, ver); dicho en otras palabras es el examen sistemático de un cadáver y la abertura de sus cavidades para conocer el estado de los aparatos y órganos que lo conforman, determinar las lesiones macroscópicas y microscópicas, integrar diagnósticos morfológicos e investigar las causas de la muerte con fines diagnósticos (Contreras. 1989).

Es importante efectuarla siempre que sea posible en los animales que hayan muerto o que estén muy enfermos para saber tentativamente cual pudo ser la causa de la muerte o enfermedad y evidenciar situaciones subclínicas sacrificando animales sanos para demostrar algunas enfermedades.

Su objetivo es obtener, confirmar o descartar el diagnóstico de enfermedades y/o la causa de muerte de un animal, su realización incrementará en todos los casos la posibilidad de lograr un buen diagnóstico (Schuneman, 1985; Gázquez, 1988; Garner, 2005).

También las necropsias se llevan a cabo con otros fines, por ejemplo: en la investigación del efecto de sustancias tóxicas, fármacos, agentes microbiológicos entre otros. Se usa además con fines legales para que puedan obtenerse argumentos en la demanda contra alguna empresa, médicos y otros particulares. (Kielbach, 1983).

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

Por otra parte, como dice Edard Gall (citado por Gazquez 1988) “probablemente nada sustituye a la necropsia como poderoso instrumento de control de calidad, prevención y protección de salud pública”. De aquí deriva su importancia práctica.

Las lesiones deben evaluarse junto con la historia clínica, antes y durante el curso de la necropsia, para llevar a cabo una selección adecuada de las muestras y enviarlas a los diferentes laboratorios (virología, parasitología, histología, etc.). De esta forma se evitará que la persona que lleva a cabo una necropsia se detenga en lesiones obvias, que no tienen interés y que pase por alto las más importantes y significativas. (Garner, 2005). Pero también es importante mencionar que no se debe dar por hecho lo que se va a encontrar en la necropsia debido a la información de la historia clínica porque se puede caer en el error de no observar otras lesiones importantes en el proceso morbosos del animal (Schuneman, 1985; Gázquez, 1988; Garner, 2005).

Los médicos que realizan necropsias constantemente en forma sistemática, obtienen beneficios importantes en su desempeño como profesionistas, ya que son una fuente importante de información y enseñanza.

Finalmente la necropsia junto con la historia clínica permite:

- 1.- Ayudar a identificar las enfermedades prevalentes en las granjas que se están atendiendo.
- 2.- Conocer los errores o aciertos cometidos durante los tratamientos recomendados.
- 3.- Establecer medidas correctivas en base a lo anterior. Estas medidas pueden evitar pérdidas económicas importantes, siempre y cuando las necropsias y la historia clínica estén completas y bien hechas y se apoyen con resultados de laboratorios complementarios, ya que la necropsia por si sola muchas veces no emite datos significativos.

SELECCION DEL LUGAR PARA LA NECROPSIA.

1.- ¿Por qué hacer la selección de un lugar especial para realizar la necropsia?

La necropsia es un procedimiento que implica un alto peligro de contaminación del ambiente (agua, locales, alimentos, praderas), otros animales y al hombre. En base a esto se debe escoger un lugar donde el peligro de contaminación pueda reducirse a un mínimo, considerando al lugar elegido siempre como una zona séptica o contaminada (Kielbach, 1983, Schuneman, 1985).

En algunas especies la necropsia es bastante laboriosa, y así el lugar debe brindar el mayor número de facilidades para el manejo del cadáver durante y después de la necropsia, por lo que preferentemente se debe enviar al animal a un laboratorio especializado para realizar necropsias.

2.- Selección del lugar según la especie animal a la que se le va a practicar la necropsia.

En los animales pequeños, por la facilidad de transportarlos se puede hacer una selección muy rigurosa del lugar, sobre todo si hay necesidad de improvisarlo.

3.- Selección del lugar para hacer necropsias en el campo:

a) Si se va a adaptar o construir un lugar específico para hacer necropsias, se debe observar lo siguiente:

- Que haya el menor contacto posible entre el paso de animales y personas, que no estén en contacto con bodegas de alimentos o medicamentos; pero sin que este lugar esté demasiado alejado de los corrales.
- Que el desagüe no se comunique con los canales de agua comunes.
- Que el piso y las paredes estén hechos de un material que permita la limpieza y desinfección fácil.
- Que haya agua.

- b) Si no hay un lugar específico asignado para hacer necropsias, observar lo siguiente:
- Si posteriormente a la necropsia, van a entrar animales sanos al lugar donde se efectuó, preparar una buena cama de paja para colocar el cadáver, ya que es fácil eliminarla quemándola; o en su defecto se puede usar algún material plastificado o una bolsa de plástico dependiendo del tamaño del animal.
 - Que exista una forma sencilla y cercana de eliminar el cadáver.
 - Que el lugar esté lo más alejado posible del tránsito de animales.
 - Que haya agua, pero vigilar que si ya está contaminada no afecte arroyos, lagos, pozos etc.
 - Que el piso sea de superficie dura y lisa.
 - Que haya sombra en el lugar.

Todas estas recomendaciones son difíciles de llevar a cabo cuando se trabaja en el campo, sin embargo el médico veterinario debe de aplicar su criterio para seleccionar de la manera más adecuada el lugar donde efectuará la necropsia.

4.- La necropsia en el laboratorio:

Si se va a adaptar un local para hacer las necropsias, implementar las siguientes construcciones:

- Colocar por lo menos tres diferentes llaves de agua con lavabo (para lavado de manos con guantes, sin guantes, ambas lo más alejado del lugar donde se efectúen las necropsias) y una para el lavado de las mesas.
- Colocar desagües en varios sitios del local, que de preferencia no se comuniquen con los demás canales de agua del lugar (fosas sépticas, registro).
- Hacer las paredes y el piso de un material liso, que permita fácilmente el lavado y su desinfección.
- Instalar un sistema apropiado de iluminación.
- Cuidar que haya buena ventilación.
- Colocar mallas de alambre en las ventanas para evitar la entrada de insectos.

- Abastecimiento de agua fría y caliente (para baño del prosector, para desinfección del material usado, etc.).
- Colocar mesas para necropsias de acero inoxidable, de diferentes tamaños.
- Colocar toallas de papel para el secado de manos y material. (Kielbach, 1983)



Figura 1.- Laboratorio de necropsias



Figura 2.- Tarjas de acero inoxidable

ELIMINACIÓN DEL CADAVER.

Al seleccionar el lugar de la necropsia, se debe buscar un sitio y una forma adecuada para eliminar el cadáver para evitar contaminación a otras explotaciones vecinas, al medio ambiente y la propia explotación.

Existen básicamente dos formas de desechar el cadáver:

- 1.- Enterrándolo.
- 2.- Incinerándolo.

El primer método es difícil, ya que tanto para enterrar especies grandes como para excavar terrenos cuya composición es de roca, tepetate, etc. se necesita maquinaria adecuada. Por otra parte se debe tener cuidado de que la zona donde se entierren los animales no vayan a contaminar mantos friáticos y que sea lo suficientemente profunda para que los perros no lo desentierren y para no dejar escapar algún agente tóxico (arsénicos) o infecciosos (*Bacillus antracis*) en potencia. Se debe contar también con cal para poner entre cada capa de animales y que antes de cerrar la fosa se ponga otra capa de éste material.

Cuando los agentes infecciosos son altamente peligrosos se debe esperar una cuarentena dependiendo del agente encontrado, luego se debe introducir animales celadores para ver si no se vuelve a presentar la enfermedad en los animales introducidos.

El segundo método también tiene sus complicaciones en caso de que se tengan que eliminar regularmente varios cadáveres. Se puede hacer al aire libre, cuando no exista peligro de incendio en edificios o bosques cercanos. La mejor forma de incinerar los animales es utilizando un horno crematorio, con el cual se reducen a un mínimo los peligros de incendio y contaminación lo cual en la actualidad está sujeto a reglamentación para evitar que cualquier laboratorio ponga sus incineradores pues también pueden generar una grave contaminación del medio ambiente. Obviamente esto solo se puede dar en centros de diagnóstico, por lo que este método de eliminación del cadáver en campo no es

tan fácil ya que se requiere gran cantidad de combustible para quemar un cadáver y esto conlleva a un riesgo tanto en contaminación como en incendios y en el caso de bacterias con capacidad de esporulación favorece que las esporas se diseminen por el ambiente generando brotes de enfermedad (Rossi, 1977).

Siempre que se utilice una cama de paja para colocar al animal y efectuar la necropsia; ésta debe ser desechada junto con el cadáver. Cuando se efectúa la necropsia sobre una mesa o sobre un mantel, estos deben ser desinfectados antes de volverlos a usar.

Nunca deben de arrojarse partes del cadáver o de la cama en ríos o lagos cercanos, ni tampoco en predios, aunque estas sean unas zanjas, ya que esto genera una alta contaminación ambiental. Los animales vagabundos que llegan a consumir estos cadáveres pueden ser vectores de la enfermedad, provocando con esto a la diseminación de la misma.

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 que ya no crezca pasto en la zona.

En general no es recomendable utilizar para consumo humano los restos del animal al que se le practicó la necropsia sin embargo el Médico Veterinario será quien determinará según su criterio si es factible el consumo de la canal o no; dependiendo de lo que haya encontrado en la necropsia. El médico debe de estar seguro de la causa de la muerte del animal para poder decidir si es apta para consumo humano o no, ya que hay que recordar que existen problemas zoonóticos o que inclusive muchos de los animales muertos ya han sido tratados con una gran variedad de medicamentos (antibióticos, desinflamatorios esferoidales y no esferoidales, hormonas).

Se recomienda no ingerir la carne de la canal cuando:

- Se desconoce la causa de la muerte.
- Que el animal tenga mucho tiempo de muerto.

- Que haya muerto por una enfermedad infecto-contagiosa o por intoxicación (venenos, medicamentos)

En algunas especies (bovinos, equinos, ovinos, conejos, etc.) se puede conservar la piel para curtirla. Esto se debe de tomar en cuenta al hacer la necropsia para lesionar lo menos posible la piel. En el caso de que se sospeche de una enfermedad infecto-contagiosa, tampoco se deberá conservar la piel.

En resumen todas las formas de eliminación del cadáver, se vuelven muy difíciles cuando las necropsias se efectúan en el campo, por lo que el Médico Veterinario deberá aplicar todo su conocimiento para evitar la propagación de las enfermedades a otros animales o inclusive al hombre, además de tomar en cuenta el impacto ecológico que provocará al seleccionar su técnica de eliminación.

INSTRUMENTAL Y EQUIPO.

Antes de hacer la necropsia, se debe asegurar la existencia de material para la desinfección del sitio de la misma y para los instrumentos de trabajo para después de realizarla. Son útiles los desinfectantes usuales, como los cuaternarios de amonio, cresoles y compuestos clorinados.

Existe una gran gama de instrumental específico y adaptado para realizar necropsias, pero basta un cuchillo y una chaira para efectuar una buena necropsia; así la falta de material específico no debe ser pretexto para no realizarla en forma correcta. En casos ideales se dispone de dos diferentes cuchillos, uno recto con punta filosa, y otro curvo con punta redondeada. Estos deben estar muy bien afilados, pero al desarrollar la necropsia éstos van perdiendo filo por lo que es conveniente tener una **chaira y/o piedra de afilar** (Stratuss, 1988).

Otros utensilios que facilitan la realización de la necropsia son: **tijeras de disección**, con punta roma; **pinzas** con y sin dientes de ratón (para tomar muestras de histopatología y bacteriología); **sierra o segueta** para extraer el cerebro en todas las especies; **hacha** para cortar las costillas y otros huesos en grandes especies y además de el cerebro en caso de que no se disponga de una sierra; **costotomo** para cortar las costillas pero puede ser de utilidad una pinza para cortar ramas (existen costotomos para pequeñas y grandes especies); **bisturí** para la inspección de órganos en pequeñas especies y para la toma de muestras de histopatología; **cincel** para ayudar a sacar el cerebro y médula espinal; **espátula** para sellar con calor superficies de órganos de los cuáles se tomarán muestras para bacteriología; **tijeras** para la disección de huesos de pollo y de otras especies pequeñas. En las aves, la técnica de necropsias puede desarrollarse sin material especial, ya que en casos de urgencia, las uñas del ave sirven como objeto cortante para incidir los órganos. El **estilete** puede ser de utilidad para seguir el curso de conductos y vasos sanguíneos; además en los laboratorios de necropsias puede instalarse una "**sierra de carnicero**" que simplifican mucho el trabajo de cortar huesos largos y extraer el cerebro (Stratuss, 1988).

Por otro lado, el material para tomar muestras durante la necropsia, es indispensable tener frascos con formol (o con alcohol en su defecto), frascos limpios y otros estériles; frascos con anticoagulante, hisopos estériles, uno o dos mechero, ya que el tomar las muestras adecuadas coadyuvará en la obtención de resultados finales completos del caso,

También es importante contar con un protocolo de necropsias o en su defecto, con hojas en blanco para apuntar los hallazgos más importantes.

Las personas que realicen la necropsia o la presencié deben usar guantes, overol o bata esencialmente. El equipo estará más completo con botas, mandil de plástico para facilitar su limpieza, cubrebocas, gorro, etc. Todo esto aumenta la seguridad de los asistentes.

HISTORIA CLÍNICA.

La historia clínica constituye un elemento básico e importante para poder llegar al diagnóstico de los diferentes síndromes y enfermedades, debe dar una idea clara y amplia de las condiciones de vida y del proceso morbo de un individuo o de un grupo de animales (Jones, 1996).

Los datos que integran a una historia clínica se obtienen a partir del interrogatorio (*anamnesis*) al dueño y/o al encargado de la explotación y de la observación directa del Médico Veterinario que está trabajando en el caso (Jones, 1996, Stratuss, 1988).

El dueño o encargado no va a dar la información precisa que conoce acerca de los animales a su cargo si el Médico Veterinario no hace las preguntas adecuadas, tomando en cuenta la especie, el tipo de explotación y la signología que se está presentando. En forma muy general la historia clínica debe de abarcar los siguientes aspectos:

- 1.- La condición individual de los animales y la del ambiente.
- 2.- Los antecedentes patológicos y/o hereditarios.
- 3.- La signología de los animales en su estado actual (Jones, 1996).

En una forma más detallada la historia clínica debe de incluir los detalles de cada uno de los siguientes aspectos:

- I.- Identificación
- II.- Ambiente
 - A.- Macroclima
 - B.- Microclima
- III.- Signología del hato
- IV.- Signología del individuo
- V.- Diagnóstico clínico

I.- IDENTIFICACIÓN DEL CASO

Esto incluye los siguientes puntos:

- a) Identificación del dueño en cuanto a su dirección y teléfono, esto para tener un punto de referencia para el envío de resultados.
- b) Localización de la explotación.
- c) Identificación del animal al que se le va a practicar la necropsia, incluyendo la especie, raza, edad, sexo, marcas o señas particulares y su función zootécnica.

II.- AMBIENTE

La determinación del ambiente en el que vive el animal se divide en dos partes:

A.- MACROCLIMA

Se refiere a las condiciones ambientales generales que rodean a los animales como son: su ubicación geográfica, donde se estudia: la altitud, latitud, temperatura, precipitación pluvial y humedad relativa de la región. Además incluye el conocimiento de las explotaciones pecuarias cercanas.

Todo esto nos sirve para conocer cuales son las enfermedades prevalentes en esta zona, o si se ha presentado algún problema recientemente en una explotación cercana.

B.- MICROCLIMA

Se refiere al ambiente que rodea a los animales en forma directa. Aquí se deben de incluir los datos acerca de:

- a) Las instalaciones: para conocer el material de las mismas, temperatura de los locales, humedad, ventilación y las medidas de higiene que se practican.

- b) La distribución y densidad de los animales: incluye los datos acerca del número de animales, sus funciones zootécnicas, así como la procedencia de los animales en caso de que no hayan nacido ahí mismo.
- c) El manejo que se les da a los animales.
- d) La alimentación que se suministra: cantidad y composición, marca, frecuencia de la alimentación, cambios en la dieta. Estos datos se deben de conocer tanto de la alimentación sólida como líquida.
- e) La medicina preventiva: para conocer los calendarios de vacunación, desparasitación, destete entre otros; incluyendo las marcas y dosis de los productos utilizados.
- f) Parámetros reproductivos

III.- SIGNOLOGÍA DEL HATO

Para cubrir este punto se debe de conocer primero la historia sanitaria del hato en lo que se refiere a las enfermedades que se han presentado anteriormente, para esto se deben realizar al encargado o al médico responsable ciertas preguntas como:

- ¿Cuáles fueron estas enfermedades?
- ¿Cómo se diagnosticaron?
- ¿Cuántos animales se enfermaron y cuántos se murieron?
- ¿Qué tratamientos se aplicaron y la respuesta a éstos, así como la periodicidad de su presentación?, además de la vía, frecuencia, dosis y tipo de productos aplicados.

Después se debe conocer el problema actual del hato, considerando el número de animales expuestos, el número de animales enfermos (morbilidad), el tipo de animales más afectados, el número de animales muertos (mortalidad), curso de la enfermedad (aguda o crónica), sintomatología por sistemas (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Jones, 1996).

IV.- SIGNOLOGÍA DEL ANIMAL

Respecto al animal al que se le va a practicar la necropsia se debe de saber cuando inició la enfermedad, su signología particular, los tratamientos que se le aplicaron y la respuesta a los mismos. En el caso de que el animal llegue vivo al laboratorio y se sacrifique ahí mismo se debe de anotar el método de eutanasia utilizado, ya que algunos métodos producen cambios que pueden conducir a errores en la interpretación.

Cuando el animal llega muerto al laboratorio de necropsias se debe de preguntar:

- ¿Fecha y hora de la muerte?
- ¿Cuáles fueron los signos al morir?
- ¿Bajo que condiciones ambientales estuvo expuesto el cadáver antes de ser enviado al laboratorio? (sol, sombra, lluvia, refrigeración)

V.- DIAGNOSTICO CLÍNICO

A partir de todos los datos anteriores y con ayuda del veterinario clínico que está atendiendo el problema se debe de emitir un diagnóstico clínico y a su vez uno diferencial. Si no hay un veterinario atendiendo a los animales, se le debe de pedir la opinión al encargado de los mismos.

El diagnóstico clínico se confirmará o descartará posteriormente en base a los hallazgos a la necropsia y los resultados de otros laboratorios (Kielbach, 1983, Carlton y McGabin 1995).

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA SALUD ANIMAL
ÁREA DE PATOLOGÍA

SERVICIO DE DIAGNÓSTICO

HISTORIA CLÍNICA

Fecha:	Hora:	No. de Diagnóstico:
Persona que envía el caso:	Dueño:	
Dirección:	Dirección:	
Teléfono:	Teléfono:	
Especie:	Raza:	Sexo:
Peso:	Identificación:	Edad:
No. total de animales:	No. de animales expuestos:	Morbilidad:
Mortalidad:		
Fecha y hora de la muerte: expuesto el cadáver:	Condiciones ambientales en las cuales estuvo	
Conservador:	Muestras:	
	Tiempo desde que se tomó:	
<p>Macroclima (altitud, latitud, temperatura, precipitación pluvial, humedad, existen explotaciones a su alrededor -situación)</p> <p>_____</p> <p>_____</p>		
<p>Microclima: (instalaciones, densidad de animales, distribución, manejo, alimentación, medicina preventiva, parámetros reproductivos)</p> <p>_____</p> <p>_____</p>		
<p>Signología del hato (fecha de inicio, signos, tratamientos, respuesta a tratamiento, curso)</p> <p>_____</p> <p>_____</p>		
<p>Signología del animal (fecha de inicio, signos, tratamientos, respuesta al tratamiento, método de eutanasia o en su defecto fecha y hora de la muerte)</p> <p>_____</p> <p>_____</p>		
<p>Comentarios: _____</p> <p>Diagnóstico clínico _____</p>		

EUTANASIA.

La eutanasia es el acto de inducir la muerte sin dolor con la menor “angustia” para el animal que va a ser sacrificado, y las personas presentes. (Schuneman 2002; NOM-033-ZOO-1995).

La sensación de dolor es iniciada por daño o estímulo intenso en cualquier parte del cuerpo. En los tejidos los receptores del dolor reaccionan en respuesta a las sustancias que son liberadas cuando estos se lesionan. Sustancias como la histamina, angiotensina, serotonina, prostaglandinas, bradicininas, trifosfato de adenosina y los iones de hidrógeno y potasio; son liberados en los tejidos lesionados estimulando a los receptores del dolor (Rowell, 1979).

El reconocimiento del dolor por un animal depende de impulsos desde los receptores de dolor que llegan al tálamo y la corteza cerebral. Para que el dolor sea percibido, la corteza cerebral y las estructuras subcorticales, deben de estar funcionando (AVMA, panel de eutanasia 1986).

Un animal inconsciente no experimenta dolor debido a que su corteza cerebral no está funcionando. Cuando la corteza cerebral se torna disfuncional por cualquier causa como puede ser la hipoxia, depresión por drogas, choque eléctrico o concusión, no se experimenta dolor.

En un animal inconsciente los estímulos que provocan dolor van a desencadenar respuestas reflejas, manifestadas por movimientos motores; por esta razón los movimientos de un animal no son interpretados como indicadores de recepción dolorosa a nivel de corteza cerebral y en cambio un animal puede experimentar dolor aunque no ocurra ningún movimiento corporal en respuesta a los estímulos dolorosos; este es el caso de la aplicación de las drogas paralizantes como: **Curare, Succinilcolina, Gallamina, Pancuronio, Nicotina o Decametonio**. Estos agentes paralizantes de músculo no deprimen a la corteza cerebral o tálamo y por lo tanto **NO se pueden considerar como agentes eutanásicos**.

Resumiendo, un método adecuado de eutanasia debe de actuar siempre en la corteza cerebral, tornándola disfuncional, para que no pueda haber percepción del dolor (CVMA, 1988).

La eutanasia comúnmente requiere de algún control físico sobre el animal; el grado de control que se necesita es variable, los factores importantes a considerar para establecerlo son: la especie y/o raza del animal, si es salvaje o doméstico, si hay presencia de dolor o de alguna enfermedad y el grado de excitación del animal. Es vital un control adecuado para el desarrollo de la eutanasia; minimizando la intensidad y duración del dolor en los animales, asegurando la integridad de la persona que llevó a cabo la eutanasia y protegiendo a otros animales y personas que están cerca (Kielbach, 1983, Schuneman 1985).

La selección del método de eutanasia en cualquier situación; depende de:

- La especie animal.
- Las formas de control que están al alcance.
- Cantidad de personal.
- Número de animales a sacrificar.
- Factores económicos.
- Propósito con que se sacrifica. En este caso es importante considerar que los animales sacrificados para consumo humano no deben tener residuos químicos en su carne como resultado del sacrificio con sustancias químicas (NOM-033-ZOO-1995).

COMPORTAMIENTO DE LOS ANIMALES DURANTE LA EUTANASIA

Las respuestas de comportamiento y fisiológicas a estímulos dañinos, incluyen sonidos de tristeza por parte del animal, así como movimientos de defensa e intentos de escaparse, agresión o inmovilidad. Otras respuestas que se observan son: salivación, micción, defecación, evacuación de las glándulas anales, dilatación pupilar, taquicardia, sudoración, contracciones reflejas de los músculos esqueléticos o espasmos musculares (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979).

En animales muy jóvenes las reacciones autónomas y reflejas son evidentes, aunque pueden variar en sus reacciones de comportamiento, ya que conforme maduran los animales, hay un desarrollo gradual de la recepción dolorosa.

Al determinar el método de eutanasia que se usará se debe de considerar la necesidad de reducir el miedo en el animal y la violencia contra él. Las reacciones del mismo como son: sonidos de tristeza, miedo, liberación de algunos olores entre otros, pueden provocar ansiedad en otros animales que estén presentes (AVMA, 1986).

Un trato amable, manejo cuidadoso y el hablar con el animal durante la administración del agente eutanásico, muchas veces son útiles para calmarlo. Sin embargo estos métodos son poco efectivos en animales salvajes, heridos o enfermos.

Cuando la captura y el manejo del animal puede causarle dolor, lesión, ansiedad o presentar peligro para el operador, puede ser necesario el uso de agentes tranquilizantes o de drogas inmovilizadoras.

CLASIFICACIÓN DE LOS AGENTES EUTANÁSICOS

Existen dos formas de clasificar a los agentes eutanásicos; por su mecanismo de acción y por sus características de administración.

La primera clasificación que se describirá es en base a su mecanismo de acción:

- 1.- Hipoxia directa o indirecta.
- 2.- Depresión directa de neuronas vitales.
- 3.- Daño físico o concusión del tejido cerebral.

Los agentes que producen muerte por **hipoxia directa o indirecta**, tienen diferentes sitios de acción (Cuadro #1) y diferentes tiempos en los que inician el estado de inconsciencia.

Con algunos agentes, la inconsciencia ocurre antes de que cese la actividad motora, por lo tanto aunque los animales muestren contracciones musculares, no están sintiendo dolor, por lo contrario, los relajantes musculares producen una parálisis muscular flácida, así que el animal está consciente sin poder manifestar dolor (por ejemplo: animales que se les administra curare), hasta que se produce la muerte. Las drogas que no producen inconsciencia antes de la muerte son las del grupo curariforme que ya fueron mencionadas anteriormente, así como la estricnina y las sales de potasio. El uso de cualquiera de estos agentes solos para la eutanasia, están contraindicados.

El segundo grupo de agentes eutanásicos afecta directamente al tejido nervioso. Todos estos agentes **deprimen células nerviosas del cerebro**, bloqueando la percepción el miedo o dolor, y enseguida inducen la inconsciencia. Algunos de estos agentes "liberan" el control muscular durante el primer estadio de la anestesia, resultando en la llamada fase de "excitación o delirio", durante la cual puede haber vocalización y algunas contracciones musculares. La causa última de la muerte es la hipoxia debido a depresión directa de los centros respiratorios.

En el tercer grupo el **flujo eléctrico directo a través del cerebro, la concusión o daño físico al mismo**, producen inconsciencia instantáneamente. Se puede dar actividad muscular después de iniciarse la inconsciencia. Cuando la electrocución es utilizada adecuadamente, las contracciones musculares ocurren junto con la pérdida de conciencia; con los demás métodos de este grupo la inconsciencia puede o no ir acompañada de contracciones musculares.

Cuadro #1
MECANISMO DE ACCIÓN DE LOS AGENTES EUTANÁSICOS

AGENTE	SITIO DE ACCIÓN	CLASIFICACIÓN	COMENTARIOS
1.- AGENTES HIPOXICOS			
Monóxido de carbono	Se combina con la hemoglobina de los glóbulos rojos, impidiendo su combinación con oxígeno.	HIPOXIA	La inconsciencia es rápida y persiste la actividad muscular después de la inconsciencia
Cianuro de hidrógeno (gas)	Inhibe la enzima citocromo oxidasa C de la cadena respiratoria	HIPOXIA HISTOTÓXICA	La inconsciencia es rápida y persiste la actividad muscular después de la inconsciencia
Descompresión rápida	Reducción de la presión parcial de oxígeno.	HIPOXIA HIPOXICA	La inconsciencia es rápida y persiste la actividad muscular después de la inconsciencia
Inhalación de nitrógeno	Reducción de la presión parcial de oxígeno	HIPOXIA HIPÓXICA HIPERCAPNIA	Es rápida. Persiste la actividad muscular después de la inconsciencia.
AGENTE	SITIO DE ACCIÓN	CLASIFICACIÓN	COMENTARIOS
2.- AGENTES DEPRESORES DIRECTOS DE NEURONAS			
Gases anestésicos	Depresión directa de corteza cerebral (C.C.)	HIPOXIA	Primero inconsciencia. No hay ansiedad, dolor o actividad motora. La respiración cesa por depresión
Éter, cloroformo halotano	Estructuras subcorticales vitales. (E.S.C.)	Depresión de centros vitales.	Posible movimiento involuntario después de la inconsciencia

AGENTE	SITIO DE ACCIÓN	CLASIFICACIÓN	COMENTARIOS
--------	-----------------	---------------	-------------

Dióxido de carbono	Depresión directa de C.C. E.S.C. y centros vitales Depresión directa del miocardio	HIPOXIA La respiración cesa por depresión de los centros vitales	La inconsciencia ocurre primero y generalmente no hay actividad muscular
--------------------	---	---	--

Derivado del ácido barbitúrico	Depresión directa de C.C., E.S.C. y centros vitales	HIPOXIA La respiración cesa por depresión de los centros vitales.	La inconsciencia es rápida, puede presentar leve ansiedad o excitación. La administración es intravenosa o intracardiaca.
--------------------------------	---	--	---

3.- AGENTES FÍSICOS (Producen daño físico directo a las neuronas)

Electrocución a través del cerebro	Depresión directa del cerebro y de centros vitales (al mismo tiempo)	HIPOXIA Por depresión de centros vitales.	Contracciones musculares violentas
Bala de rifle o pistola de émbolo oculto	Concusión y lesión directa del tejido cerebral.	HIPOXIA Por depresión de centros vitales.	Inconsciencia instantánea; puede haber actividad motora después de la inconsciencia
Irradiación con microondas (ultrasonido)	Inactividad directa de enzimas cerebrales	HIPOXIA Causa final de la muerte	Solo se usa en animales de laboratorio

Una segunda forma de clasificar los agentes eutanásicos, es en base a sus características (Cuadro #2).

Cuadro # 2

CLASIFICACIÓN DE AGENTES EUTANÁSICOS POR SUS CARACTERÍSTICAS DE ADMINISTRACIÓN

TIPO	MÉTODO	MATERIAL
● FÍSICOS	● Mecánicos	<ul style="list-style-type: none"> Pistola o fusil con bala Pistola de émbolo oculto Pistola de émbolo cautivo
		Dislocación de la nuca
● QUÍMICOS	● Eléctricos	Electrocución pasando una cantidad determinada de corriente eléctrica a través del cerebro, con electrodos colocados en sitios específicos de cada lado de la cabeza.
		<ul style="list-style-type: none"> Barbitúricos Barbitúricos mezclados con hidrato de cloral, sulfato de magnesio, T61 (Solución anestésica). Anestésico inhalado (Cloroformo, Éter) Monóxido de carbono. Bióxido de carbono.

Los agentes eutanásicos recomendados o rechazados para el sacrificio humanitario de los animales varían según los distintos investigadores, lo que significa que se requiere de mayor investigación sobre alguno de ellos (NOM-033-ZOO-1996).

Un agente eutanásico ideal deberá satisfacer los siguientes criterios:

- 1.- No debe causar dolor o ser casi indoloro.
- 2.- No debe causar ansiedad transitoria, alarma, miedo, espasmos o excitación.
- 3.- Debe actuar rápido, produciendo inconsciencia instantánea y muerte rápida o en poco tiempo.
- 4.- Debe ser confiable.
- 5.- Su aplicación debe ser sencilla.
- 6.- Debe brindar seguridad para el personal que aplica el método.
- 7.- No debe ser una droga de la que puedan abusar el hombre además debe estar bajo un estricto control médico
- 8.- No debe causar efectos emocionales sobre observadores y personal.
- 9.- Su aplicación debe ser sencilla.
- 10.- Debe producir anestesia.
- 11.- No debe ocasionar cambios tisulares que dificulten la inspección o acumulo de sustancias en los tejidos que alteren el examen a la necropsia o de laboratorio
- 12.- No debe crear un problema sanitario o de contaminación ambiental.
- 13.- Si es posible, su costo no debe ser excesivo (Schunemann, 1985).

Basándonos en los criterios anteriores, no existe un agente eutanásico ideal por lo que se requiere seguir investigando al respecto.

De acuerdo con la Asociación Americana de Médicos Veterinarios (AVMA), los siguientes métodos son recomendados o NO recomendados para las distintas especies animales (**Cuadro #3**)

Es importante como conclusión, mencionar que los métodos eutanásicos que se emplean y que son rentables y funcionales en una especie; para otra pueden ser poco prácticos por ejemplo la utilización del desnucamiento en un roedor, conejo o ave aplicado de manera adecuada es rápido y sin dolor, sin embargo en un cerdo debido al tamaño del mismo es completamente impráctico y por lo tanto no eutanásica. En un perro se puede utilizar sustancias químicas como el pentobarbital sódico que es de alto costo sin embargo

por ser un animal de alta estima está justificado, además la carne de este animal no se utiliza como consumo humano por lo que no se puede utilizar en animales de producción.

Cuadro # 3

EUTANASICOS RECOMENDADOS Y NO RECOMENDADOS PARA LAS DIFERENTES ESPECIES

ESPECIE	AGENTES EUTANÁSICOS RECOMENDADOS	AGENTES EUTANASICOS <u>NO</u> RECOMENDADOS
CERDO	Pistola de émbolo o concusión Sistema Eléctrico Anestésicos con combinaciones de hidrato de cloral y Sulfato de magnesio	Pistola o fusil con bala Dislocamiento de nuca Anestésicos inhalados Barbitúricos
BOVINO	Pistola de émbolo o concusión Sistema eléctrico Anestésicos con combinaciones de Hidrato de Cloral y Sulfato de Magnesio.	Pistola o fusil con bala Dislocamiento de nuca Anestésicos inhalados Barbitúricos.
OVINO Y CAPRINO	Mismos métodos que se recomienda para el cerdo.	Mismos métodos no recomendados para el cerdo, excepto barbitúricos.
EQUINO	Mismos métodos que se recomiendan para bovino.	Mismos métodos que no se recomiendan para el bovino.
CANINO	Barbitúricos Hidrato de Cloral + premedicación de tranquilizante. T-61 (Anestésic) Anestésico inhalado	Bióxido de Carbono Pistola de bala Dislocación de nuca Monóxido de Carbono
FELINO	Mismos métodos que el canino.	Método eléctrico. Mismos métodos no recomendados en caninos
CONEJO	Golpe en la nuca Anestésico inhalado Descompresión rápida Monóxido de carbono	Mismos métodos no recomendados en felinos
AVE	Dislocamiento de nuca	Método eléctrico.

Anestésico inhalado
Descompresión rápida
Guillotina (rápido)

Barbitúricos
Pistola

COLOCACIÓN DE LA PISTOLA DE ÉMBOLO OCULTO EN LAS DIFERENTES ESPECIES.

Se trazan dos líneas imaginarias que unen las comisuras palpebrales laterales con la base de los cuernos, colocando la pistola en la intersección de ambas líneas.

En el caso del ganado cebú la pistola se coloca caudalmente a la protuberancia intercornual dirigiendo el émbolo hacia adelante en dirección al morro. Ver figura 3.



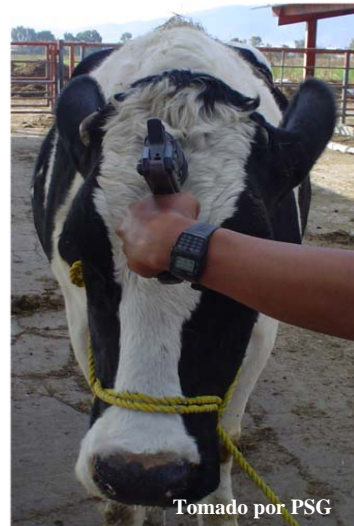
Vaca adulta



Becerro



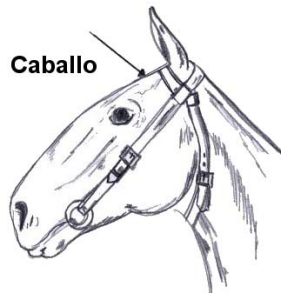
Ganado cebú



Tomado por PSG

Figura 3.- Posición de la pistola en bovinos

Se coloca la pistola en el centro de la frente en la raíz de la crin por debajo de la línea que une las bases externas de las orejas, recordando que el encéfalo se encuentra en la parte superior de la cabeza. Ver figura 4.



Caballo



Tomado por PSG

Figura 4.- Posición de la pistola en equinos

Se apoya el émbolo en la mitad de la frente, 2 cm por encima de una línea imaginaria que une los ojos. Ver figura 5.



Cerdo



Tomado por PSG

Figura 5.- Posición de la pistola en suinos

En ovejas y cabras sin cuernos se coloca el émbolo caudal a la eminencia intercornual dirigiéndolo hacia la epiglotis.

En los animales con cuernos se coloca la pistola caudal a la eminencia intercornual dirigiendo el émbolo hacia la



Ovejas



Figura 6.- Posición de la pistola en ovinos



Cabras



Figura 7.- Posición de la pistola en caprinos

Se trazan dos líneas imaginarias que van de la comisura palpebral lateral al borde caudal de las orejas colocando el émbolo a un costado de la intersección de éstas evitando así la cresta sagital externa.



Perro

DESCRIPCIÓN DE LESIONES.

Ésta consiste en la caracterización morfológica de los hallazgos observados en una necropsia, durante la revisión de vísceras de rastro o al analizar una biopsia, para posteriormente lograr una interpretación correcta de los cambios detectados durante la inspección.

La descripción de lesiones es la base para la obtención de un diagnóstico morfológico, ya que proporciona la experiencia y los conocimientos necesarios para asignar los nombres específicos a las lesiones observadas, sin hacer interpretaciones erróneas de las mismas (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979).

Las características "normales" que poseen los órganos, no pueden enseñarse teóricamente, se aprenden observándolas. Lo "normal" no es una cosa, estado o condición; sino la combinación de color, forma y consistencia que son particulares para cada especie, edad, sexo y estructura; por esto las características del aspecto "normal" sólo serán aparentes después de la experiencia y la práctica; además de lo anterior, los cambios provocados por el periodo agónico, las alteraciones postmortem y el método de eutanasia, son factores que obligan al principiante a realizar una descripción completa y cuidadosa de los cambios observados durante la inspección, para poderse interpretar posteriormente y emitir un diagnóstico morfológico (Gázquez, 1988).

Los criterios básicos que hay que tomar en cuenta al hacer la descripción de lesiones son:

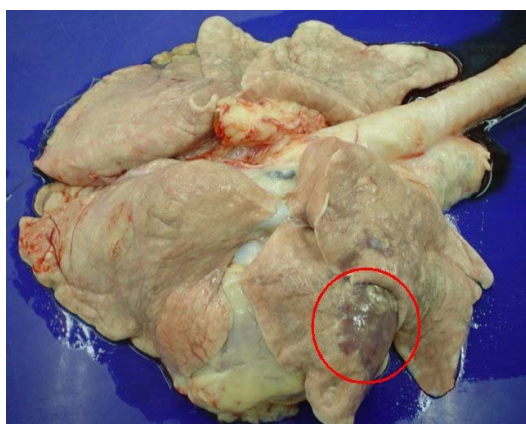
- 1.- **Objetividad:** no ver lo que se espera o quiere encontrar, sino lo que se está observando realmente.
- 2.- **Terminología:** tiene que ser descriptiva: debe ser sugerida por el aspecto de la lesión y viceversa, ésta descripción tiene que formar una representación mental precisa del aspecto de la lesión en el lector. Se debe evitar confundir los términos.
- 3.- **Descripción:** hay que describir únicamente las características de lo observado.

- 4.- **Secuencia:** siempre realizarla de lo general a lo particular, describiendo primero lo que es común a toda la extensión del órgano, posteriormente los hallazgos observados en porciones determinadas del mismo.
- 5.- **Cuando no se observan lesiones en un órgano:** se reporta anotando "sin cambios patológicos aparentes" (S.C.P.A.), aunque también se pueden describir los órganos que no tienen cambios patológicos aparentes, haciendo la aclaración correspondiente.
- 6.- **Incluir esquemas:** es conveniente, principalmente refiriéndose a la distribución y a la forma de las lesiones observadas.

TERMINOLOGÍA ADECUADA PARA LA DESCRIPCIÓN DE LESIONES

La descripción de las lesiones se realiza siguiendo las siguientes especificaciones: localización, relación, número, dimensión, peso, forma, color, consistencia, olor, superficie de corte, contenido y luz de los órganos tubulares (Kielbach 1983, Schunemann, 1985, Gázquez 1988).

- a) **LOCALIZACIÓN:** Es indispensable tener conocimientos precisos de la anatomía de los órganos, para poder indicar la localización exacta de las lesiones observadas, la descripción debe estar basada según la nomenclatura utilizada en anatomía. Ver figura 8 y 9



Lesión localizada en la superficie parietal del lóbulo medio del pulmón derecho.

Figura 8.- Lesión en pulmón de canino

Lesión localizada en la superficie parietal cercana al extremo dorsal del bazo.

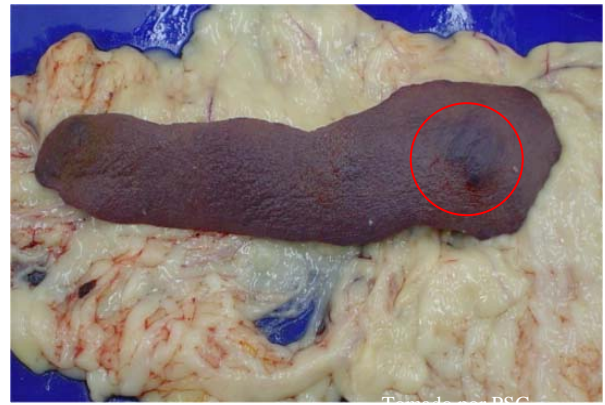


Figura 9.- Lesión en bazo de canino

b) **RELACIÓN:** Se debe describir si existen cambios de relación entre los órganos observados *in situ* o bien, entre una lesión y las estructuras anatómicas de su contorno. Ver figura 10.

Presencia de asas intestinales dentro de la cavidad torácica.

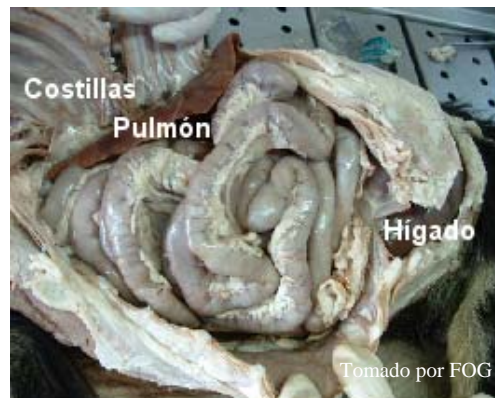


Figura 10.- Posición de vísceras

c) **NÚMERO Y EXTENSIÓN DE LA LESIÓN:** Se determina el número de lesiones observadas; se pueden contar fácilmente hasta diez estructuras, pero pueden utilizarse también estimaciones como docenas, cientos; evitar definiciones como pocas, muchas, etc. La extensión de una lesión puede expresarse en porcentaje respecto al tamaño de órgano.

d) **TAMAÑO Y PESO:** Se pueden utilizar unidades conocidas del sistema métrico (mm, cm, m), de peso (mg, g, kg.), volumen (ml, cm³, etc.); también se deben describir las características morfológicas del órgano (cambio de tamaño). Ejemplo: el aspecto y estado de los bordes de un órgano Ver figura 11.

Estructura firme al tacto de forma oval de aproximadamente 20 cm de largo por 10 de ancho y 1 kg de peso. En la zona lateral derecha del abdomen (hipocondrio derecho) localizada subcutáneamente.



e) **FORMA:** Se deben utilizar términos comparativos con figuras geométricas como: redondeado, ovalado, estrellado, triangular, o también términos como: nodular, tortuosa, irregular, crateriforme, forma de frijol, evitando comparaciones rebuscadas o poco comunes. Ver figura 12.

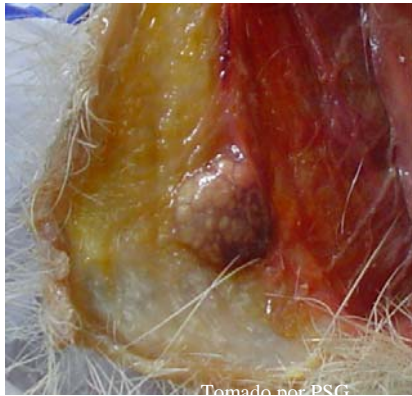


Figura 11.- Lesión en ingle

Lesión en forma ovalada, localizada en la superficie ventral del ápice de la lengua.

Figura 12.- Posición en lengua

f) **COLOR:** Se pueden utilizar todos los colores comunes: rojo, amarillo, negro, o también utilizar combinación de colores, por ejemplo: rojo-negruzco, verde-amarillento, además de que se debe precisar la tonalidad y la transparencia de los fluidos, esto con términos como claro, obscuro, pálido, intenso, brillante, transparente, turbio. No utilizar colores que denoten interpretaciones, por ejemplo anémico, icterico, cianótico. Ver figura 13.



Tejido subcutáneo pigmentado de color amarillo y rojo con la presencia de una nodulación de 1 cm de diámetro, localizado en la región abdominal lateral derecho.

Figura 13.- Lesión en tejido subcutáneo

g) **CONSISTENCIA:** Para esto se utilizan términos como acuoso, seroso, mucoso, espeso, duro, firme, blando, friable, esponjoso, elástico, pegajoso, arenoso, gelatinoso, granular, viscoso, crepitante. Ver figura 14 y 15

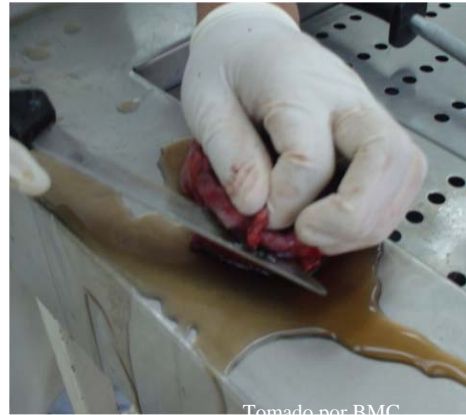
h) **OLOR:** Se utilizan términos como amoniacal, fétido, ácido, dulzón, medicamentoso.

i) **SUPERFICIE DE CORTE:** Se describe el color, la consistencia y la posible salida de líquidos que se pueden observar al realizar los cortes sobre el parénquima de los órganos, utilizando términos como liso, irregular, ulcerado, erosionado, elevado, deprimido. Ver figura 14 y 15.

Figura 14.- Lesión en riñón



Figura 15.- Corte en riñón



Riñón de color rojo pardo de consistencia blanda, de superficie irregular con salida de líquido café amarillento.

j) **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), sí tiene material en suspensión, si hay parásitos. Posteriormente se describen las características de la mucosa de los órganos tubulares y el endotelio de los vasos sanguíneos. Ver figura 15.

La descripción de lesiones se realiza en el protocolo de necropsias, siguiendo el orden en el que se realiza la necropsia, después de cierto tiempo el prosector adquirirá la destreza necesaria para interpretar los hallazgos observados anotándolos entre paréntesis.

CAMBIOS POSTMORTEM.

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); 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 postmortem antes que otros (Gázquez 1988).

Los órganos donde se presentan más rápidamente estos cambios en orden decreciente son:

1. Médula adrenal
2. Tracto digestivo
3. Hígado
4. Riñones
5. Sistema nervioso central

Los tejidos que tardan más en presentar cambios son: la piel, el hueso y el tejido fibroso, debido a que éstos contienen menos cantidad de agua y enzimas.

AUTÓLISIS: Es la digestión de los tejidos por medio de sus propias enzimas celulares, como ejemplo de esto es el desprendimiento de la mucosa estomacal e intestinal rápidamente después de la muerte; órganos como hígado y riñón se hacen muy friables (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

PUTREFACCIÓN: Esto ocurre porque después de la muerte las defensas corporales ya no actúan y las bacterias se multiplican indiscriminadamente; hay un cambio de pH lo cual a su vez sigue favoreciendo el crecimiento de algunas bacterias. Son las enzimas y toxinas bacterianas las que desintegran al tejido (Carlyle J.T. et.al 1997).

Algunos factores que influyen sobre la presentación de los cambios postmortem son:

- A) *Temperatura ambiental*: Las temperaturas altas (calor) aceleran la presentación de los cambios postmortem, la refrigeración los retarda.
- B) *Tamaño del animal*: Mientras más grande sea un animal, los cambios postmortem son más rápidos, debido a que pierde más lentamente el calor corporal.
- C) *Aislamiento externo*: Piel gruesa, lana, pelo abundante, excesiva grasa subcutánea y plumas evitan la pérdida rápida de calor por parte del cadáver, por lo que los cambios postmortem son más rápidos.
- D) *Estado nutricional*: Mientras más grasa tenga un animal, retendrá mayor cantidad de calor corporal después de la muerte y su descomposición será más rápida.

Por todo esto las especies animales que más rápidamente presentan cambios postmortem son:

- Conejos (por su abundante capa de pelo).
- Bovinos y equinos adultos (debido al tamaño).
- Cerdos (por su gruesa capa de grasa subcutánea).
- Borregos (debido a la lana) (Habel, 1983).

Los cambios postmortem son:

1.- ALEGOR MORTIS.

También conocido como enfriamiento del cuerpo, se presenta al detenerse el metabolismo basal, y es dependiente de la temperatura ambiental y de la especie animal.

2.- RIGOR MORTIS.

Es la contracción, rigidez o endurecimiento y de las masas musculares debido a la actividad muscular que se lleva a cabo por la utilización residual de glucosa dentro del músculo. La contracción se mantendrá hasta que se acabe la fuente de energía dentro del músculo por esto es, que los animales con una buena dieta mantienen el rigor mortis mayor tiempo y los animales caquéuticos o emaciados muchas veces no presentan rigor mortis o este aparece rápido y desaparece de igual manera.

El rigor mortis aparece primero en los músculos de mayor actividad (corazón), en general este se va presentando primero en la porción craneal del cuerpo (cabeza y cuello), continuándose hasta tronco y extremidades y desaparece en el mismo orden. Aparece aproximadamente entre 1 a 8 horas después de la muerte y desaparece unas 20 a 30 horas después. La velocidad con que se presenta está dada por la rapidez con que se realiza la autólisis y putrefacción de las células musculares; si el músculo contiene poco glucógeno, el rigor mortis desaparece rápidamente. Durante el rigor mortis hay una ligera elevación de la temperatura del cadáver, y conforme desaparece el rigor mortis, baja la temperatura del mismo (Kielbach, 1983, Schuneman 1985).

Cuando el animal acaba de realizar ejercicios intensos o cuando tuvo contracciones musculares violentas antes de la muerte, la aparición y pérdida del rigor mortis es muy rápido.

3.- COAGULACIÓN SANGUÍNEA.

Ésta ocurre por la hipoxia que se genera en endotelio vascular y en las células sanguíneas las cuales liberan tromboquinasa, iniciándose así la coagulación de la sangre por la éstasis sanguínea.

La coagulación sanguínea puede ser alterada por enfermedades septicémicas como: Clostridiosis, Antrax y algunas intoxicaciones donde no coagula completamente la sangre, debido a un secuestro de factores de coagulación a nivel capilar (Coagulación intravascular diseminada CID) lo cual genera una coagulopatía por consumo

Conforme va avanzando la autólisis y putrefacción del cadáver, el coágulo se lisa y la sangre vuelve a observarse líquida.

Coágulo de Grasa de Pollo: corresponde a un coágulo cuyas características son la acumulación de glóbulos rojos en una parte, y en la otra de glóbulos blancos y plasma, lo que a una parte del coágulo le da una coloración roja y en otra blanca-amarillenta. Se puede encontrar en las cavidades del corazón y vasos de gran calibre, también aparece con

frecuencia en equinos, debido a la alta velocidad de sedimentación de los glóbulos rojos de esta especie y también en animales con muerte agónica (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

4.-IMBIBICION POSTMORTEM.

Se refiere a cambios en la pigmentación de los tejidos, observándose los siguientes tipos:

- A) Imbibición con hemoglobina: Es el resultado de la hemólisis intravascular, por la cual es liberada la hemoglobina la cual se difunde a través de la pared vascular (que se va haciendo más permeable debido a la autólisis), y tiñe de color rojo a los tejidos circundantes.
- B) Imbibición por bilis: Se observa en tejidos adyacentes a la vesícula biliar y es debida a que la bilis se difunde a través de las paredes autolizadas de la vesícula biliar. Los tejidos toman una coloración amarillo-verdosa.
- C) Pseudomelanosis: Durante la putrefacción las bacterias producen sulfuro de hidrógeno que se combina con el hierro liberado de la hemoglobina, formándose el sulfuro de hierro. Este compuesto se observa como un pigmento de color negro-rojizo o negro-verdoso **(NO TIENE NINGUNA RELACIÓN CON LA MELANINA)**.

5.- CONGESTIÓN HIPOSTÁTICA.

Es la acumulación de sangre en las porciones bajas del cadáver esto por influencia de la gravedad y la posición en que se ha quedado el mismo, dando un color rojo oscuro.

6.- ENFISEMA POSTMORTEM.

Es la acumulación de gases dentro de los tejidos preferentemente en los intersticios, debido a la fermentación bacteriana, por lo que generalmente el órgano crepita al comprimirlo (como papel celofán).

7.- RUPTURA DE ÓRGANOS, TEJIDOS Y DEZPLAZAMIENTO DE ORGANOS.

La excesiva presión de los gases de la fermentación bacteriana en el aparato digestivo (principalmente en los bovinos y equinos), puede provocar la distensión o incluso la ruptura de algunos órganos por estallamiento (estómago, intestino, diafragma); los cadáveres tienen el aspecto de estar timpanizados, presentan salida de alimento por boca y ollares. Se puede observar también pseudoprolapso de vagina o recto.

La diferente densidad de los órganos que contienen gases o alimento provocan el desplazamiento de algunos segmentos del aparato digestivo; es más común este desplazamiento de vísceras cuando el cadáver ha sido muy manipulado. Debe diferenciarse de un desplazamiento antemortem (vólvulo, torsión), principalmente por la falta de congestión local, necrosis o hemorragias en el caso de desplazamiento postmortem (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

8.- PALIDEZ.

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, quedando zonas pálidas irregulares, alternadas con zonas más oscuras.

9.- LÍQUIDO CADAVÉRICO.

Después de la muerte, en las cavidades serosas puede acumularse líquido seroso amarillo-rojizo; en los ovinos este líquido puede encontrarse también en el tejido subcutáneo y en ambos casos se debe diferenciar de un edema antemortem.

10.- RESEQUEDAD.

Esto se encuentra principalmente en las regiones de la piel que tienen poco pelaje como son los bordes oculares, la región de las fosas nasales, labios y boca así como en escroto de perros viejos. La piel se ve seca y arrugada con aspecto de pergamino.

CAMBIOS POST MORTEM QUE SE OBSERVAN EN LOS DISTINTOS ORGANOS

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 postmortem, observándose tumefacción y desprendimiento del endotelio. Además debido a la hemólisis intravascular hay imbibición con hemoglobina de la pared vascular, que normalmente es de color amarillenta (arterias elásticas) o blanquecino. Por último la putrefacción de la sangre y de la pared vascular pueden causar distensión gaseosa y rupturas vasculares postmortem (Martin, 1999).

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 que se observan en las arterias también pueden observarse 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. Este reblandecimiento postmortem no debe de ser confundido con una inflamación de éste órgano. El bazo comienza a perder su estructura cuando empiezan los signos de putrefacción y formación de gases. En las regiones donde el bazo esta en contacto directo con el estómago o intestino, se observan pigmentaciones verde-negruczas, 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 siguiendo 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. Si durante la agonía el animal inhaló jugo gástrico vomitado, puede presentarse lisis fermentativa del epitelio bronquial y de algunos lobulillos pulmonares aislados. La autólisis causa el desprendimiento de las células alveolares y en los bronquios y bronquiolos causa el desprendimiento de las células de la membrana basal. El color del pulmón también se ve afectado con el paso del tiempo, ya que va perdiendo su color rosa-anaranjado (mamey) progresivamente a un color gris-opaco (Kielbach, 1983).

La coagulación postmortem en los vasos pulmonares puede aparentar una trombosis, (especialmente en bovinos), pero debido a que se presenta esta coagulación por igual en todos los vasos pulmonares grandes, principalmente en las venas, y no se observan zonas infartadas, se puede establecer la diferencia.

PLEURA.

El epitelio plano simple de la pleura se desprende rápidamente de la lámina propia. La imbibición con hemoglobina de la subserosa a temperatura ambiente se presenta a las 3 a 5 horas después de la muerte. Cuando penetran bacterias de putrefacción a la cavidad torácica se puede formar una capa viscosa opaca sobre la pleura, que se elimina fácilmente mediante el lavado.

CAVIDAD BUCAL.

Debido a la deshidratación de la mucosa, (principalmente en los bordes de la lengua), esta se vuelve arrugada (de consistencia de "cuero"), por lo cual en ocasiones ya no se aprecian erupciones que existían sobre la lengua antes de la muerte. Se presentan impresiones dentales sobre la lengua en los casos en que esta quedó entre los mismos durante la agonía. Muchas veces en la cavidad bucal se encuentra contenido estomacal, ya

sea debido a vómito agónico o a vaciamiento estomacal postmortem debido a la relajación del cardias y presión de los gases producidos a nivel intestinal, o por el manejo del cadáver. Frecuentemente se encuentran huevos y larvas de moscas.

PREESTÓMAGOS.

La fermentación dentro del rúmen continúa después de la muerte. Los cambios autolíticos se presentan rápidamente, principalmente en los cadáveres que se enfrían lentamente, así aparece el timpanismo postmortem, que en casos extremos puede llegar hasta la ruptura del rúmen y del diafragma. Los fenómenos de ruptura postmortem se distinguen de los intravitalos principalmente por la falta de imbibición sanguínea, falta de engrosamiento de las partes rotas, ausencia de alimento pegado a la superficie peritoneal, y porque no hay cambios pulmonares y/o cardíacos agudos.

La autólisis postmortem y la fermentación bacteriana conducen al desprendimiento uniforme de la mucosa ruminal, este desprendimiento se distingue de un desprendimiento antemortem (debido a rumenitis) porque en este hay fragmentos de mucosa adheridos a la submucosa.

ESTÓMAGO.

Durante el rigor mortis el estómago mantiene su forma, por lo cual son más aparentes los pliegues de la mucosa, además se cierran el cardias y el píloro. 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 de que desaparece el rigor mortis el estómago se vuelve flácido y el contenido estomacal puede fluir hacia el esófago e intestino. Posteriormente las partes más profundas del estómago toman una coloración rojo-azulada (por hipostasis), y las demás regiones aparecen de color rojo (debido a imbibición con hemoglobina). Este aspecto es parecido al de la hiperemia estomacal (cuando el estómago está lleno y el animal acababa de comer antes de la muerte), y no se debe confundir con un enrojecimiento inflamatorio.

Cuando los cambios postmortem avanzan, la mucosa intestinal toma una coloración gris-negruzca o café, debido a la formación de sulfametahemoglobina. Una coloración

amarillenta de la pared gástrica puede aparecer por la difusión de jugo gástrico, y se observa predominantemente en las regiones donde la vesícula biliar tiene contacto con el estómago; aunque también puede ser consecuencia del paso del jugo biliar del intestino al estómago.

Debido a la autodigestión ocurre la maceración de la mucosa, la cual primero aparece como esponjada, y luego se convierte en una masa viscosa, blanquecina o café si hubo salida de sangre.

En el becerro, conejo y cuyo, la maceración muchas veces destruye toda la pared gástrica y causa la ruptura gástrica postmortem, esto puede suceder de 24 a 72 horas después de la muerte del animal y estas lesiones pueden ser más rápida si el animal murió por un problema de timpanismo ya sea abomasal o ruminal que en casos extremos puede ir acompañada de ruptura del diafragma. El epitelio estratificado en la parte esofágica del estómago del cerdo y caballo se desprende en tiras debido a la maceración (Blood, et.al. 199).

INTESTINO.

Los cambios postmortem 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.

Es importante también la hipóstasis postmortem, por la cual las regiones intestinales ventrales toman un color rojo-sangre y así pueden aparentar procesos inflamatorios.

Las invaginaciones intestinales (intususcepción) que ocurrieron durante la agonía se pueden separar fácilmente después del rigor mortis, y no van acompañadas de estasis sanguínea o necrosis; por esto son distinguibles de las invaginaciones antemortem.

Al extraer intestinos de animales recién sacrificados (conservando aun su temperatura corporal) y colocarlos sobre una mesa de necropsias fría, la musculatura intestinal se

contrae y el intestino se engrosa ligeramente. Esto no debe confundirse con un engrosamiento de la pared intestinal debido a inflamación (especialmente en perros y gatos). También en animales recién sacrificados y no desangrados se observa una hiperemia en las regiones intestinales cercanas al bazo, debido a la contracción de la musculatura esplénica y la salida de sangre.

HÍGADO Y VÍAS BILIARES.

La autólisis comienza inmediatamente después de la muerte; al principio solo puede ser detectada microscópicamente por la pérdida de la estructura típica granulosa del citoplasma del hepatocito. Posteriormente y principalmente con la entrada de microorganismos que llegan del intestino a través de la circulación portal, inician procesos de putrefacción, 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 también en las vías biliares y la vesícula biliar la autólisis comienza rápidamente, la imbibición con bilis es uno de los cambios postmortem más característicos del hígado. Además la pseudomelanosis dada por la unión de hemoglobina liberada con el ácido sulfúrico de las bacterias, es de gran importancia en el hígado (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

PÁNCREAS.

El páncreas se colorea con hemoglobina en un tiempo relativamente corto (24 hrs) después de la muerte. Adicionalmente la autodigestión y autólisis conducen a una coloración rojiza-oscuro y al reblandecimiento del órgano.

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 continuarse la autólisis el peritoneo puede aparecer imbibido con hemoglobina. La liberación de ácido sulfúrico de los gases de la putrefacción intestinal junto con la hemoglobina producen una coloración verde-negrizca ("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, es difícil distinguir estos cambios autolíticos de una nefrosis que se presentó durante la vida. Uno de los cambios más característicos es la congestión hipostática del riñón que quedó hacia abajo. Microscópicamente hay palidez del núcleo y tumefacción de las células tubulares.

Los cambios renales causados por bacterias incluyen la disolución del tejido y posteriormente la formación de un riñón esponjoso. En algunas enfermedades infecciosas como Ántrax, la formación de enfisema ocurre rápidamente después de la muerte. Igualmente en las nefrosis primarias ya existentes, aparecen más rápidamente los cambios autolíticos con formación de un riñón pulposo. En la enterotoxemia de los borregos causada por *Clostridium perfringens tipo D*, la formación del riñón pulposo es debida a los rápidos cambios autolíticos y a la nefrosis toxigénica.

SISTEMA NERVIOSO CENTRAL.

Los cambios postmortem se inician poco tiempo después de la muerte (8 hrs). Primero hay tumefacción y cambio de color debido a imbibición con hemoglobina; después el cerebro se transforma en una masa pastosa. Cuando comienza la putrefacción bacteriana se añade la presentación de enfisema. Los cerebros conservados en congelación y posteriormente son descongelados se desintegran completamente y no sirven para la inspección.

Los cambios macroscópicos son precedidos por los microscópicos, entre los cuales destacan los cambios estructurales de las neuronas.

OJO.

Después de pocas horas se aprecia un cambio en la forma del ojo esto debido a la deshidratación de la superficie de la córnea, ya que vuelve rugosa y opaca. La pérdida de todos los líquidos, ocasiona la pérdida de turgencia y la desaparición de la forma redondeada característica (Kielbach, 1983).

A comparación de los otros órganos la putrefacción bacteriana se presenta relativamente tarde en el ojo. Por otro lado los sacos conjuntivales constituyen un lugar ideal para el desarrollo de huevos y larvas de mosca.

TIROIDES Y PARATIROIDES.

Macroscópicamente se pueden ver alteraciones en cuanto al tamaño, color y consistencia, pero si se sospecha de alguna patología relacionada a estas glándulas se deben de tomar muestras para histopatología. La tiroides el primer cambio que se observa Microscópicamente después de la muerte es la descamación de las células epiteliales. Además el coloide cambia sus afinidades tintoriales y se vuelve basófilo (normalmente es acidófilo).

ADRENALES.

Inmediatamente después de la muerte comienzan los cambios autolíticos, y a las seis horas aproximadamente se observan microscópicamente áreas que parecen focos de necrosis. La médula se torna pastosa y las células pierden su afinidad cromática.

PIEL.

Los cambios postmortem 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

postmortem en las partes de la piel colocadas hacia arriba, esta palidez se acentúa, y en las regiones colocadas hacia abajo se forman "manchas de muerte" (livor mortis) siendo de color rojo a violeta.

Los cambios autolíticos ocasionan la difusión de hemoglobina a través de los vasos sanguíneos, (principalmente las venas), aparecen manchas rojizas en la piel, las cuales a comparación de las manchas ocasionadas por la congestión hipostática, no desaparecen al ser volteado el cadáver.

En la piel de cerdos en ocasiones se encuentran manchas parecidas a equimosis verdaderas, que se forman por la salida de sangre postmortem, estas hemorragias son muy frecuentes en enfermedades con trastornos de la coagulación sanguínea.

El cambio a un color verdoso se debe a la putrefacción acompañada con la formación de sulfametahemoglobina, este comienza en la región abdominal e inguinal, donde los microorganismos provenientes del intestino y productores de ácido sulfúrico, alcanzan más rápidamente la piel; extendiéndose después a casi toda la superficie corporal.

El corion y el tejido subcutáneo finalmente se convierten en una masa líquida, gelatinosa con burbujas de gas; la epidermis está desprendida, enfisematosa y pastosa. La formación de enfisema es más abundante en regiones donde el tejido es menos denso, como el caso de los hombros, pared torácica, miembros pelvianos y pared abdominal.

En los estados de putrefacción avanzada los cascos, pezuñas y uñas se desprenden fácilmente de su matriz, además que el pelo se cae con facilidad. Las formaciones córneas por si solas son extraordinariamente resistentes a la putrefacción y se pueden encontrar intactas años después de haberse enterrado el animal.

En las regiones no cubiertas de pelo (orificios corporales) se presenta deshidratación y adquieren apariencia de pergamino.

En la piel de cerdos correctamente desangrados y conservados en refrigeración con una humedad relativamente baja, la grasa cutánea se puede observar de color rojo claro, esto se debe a varios factores; ya que durante el escaldado, la piel pierde el pelo y por la deshidratación la grasa se torna más transparente, así se puede ver la hemoglobina que queda en los capilares de la epidermis y un poco de sangre que se presenta en los vasos difundiéndose al tejido adiposo (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979).

En las pieles curtidas y plegadas de bovinos pueden aparecer manchas azules y rojas debidas al crecimiento de bacterias (bacilos anaerobios).

Hay momificación si la humedad relativa es extremadamente baja, que aunada a la temperatura ambiental, evita la putrefacción.

La piel enferma, básicamente está sometida a los mismos cambios postmortem que la sana; pero hay que tomar en cuenta que las alteraciones que se presentaron antemortem como eritema agudo, exantema, urticaria, pústulas y edema, muchas veces pierden su apariencia característica debido principalmente a la deshidratación.

Por otro lado la palidez postmortem puede evidenciar alteraciones en el metabolismo de los pigmentos, como por ejemplo la ictericia (coloración amarillenta debida a acumulación de bilirrubinas).

SELECCIÓN, TOMA Y ENVÍO DE MATERIAL PARA DIAGNÓSTICO.

Es importante recalcar que la necropsia es una herramienta para detectar los problemas que existen en el grupo de animales, por lo tanto, el diagnóstico que se elabora a partir de la misma es de tipo presuntivo y es necesario muchas veces tomar muestras para los diferentes laboratorios (bacteriología, virología, parasitología, análisis clínicos, toxicología), los cuales darán los resultados para que tomando en cuenta todos los hallazgos, se emita un diagnóstico final, el cuál no siempre es definitivo (Gázquez, 1988).

SELECCIÓN DE MUESTRAS

El resultado rápido y efectivo del laboratorio, depende en gran medida de la selección y tratamiento adecuado del material y de las condiciones en que lleguen las muestras.

La selección adecuada de las muestras necesarias para obtener el diagnóstico de las enfermedades, requiere de conocimientos y experiencia. Las muestras escogidas y pruebas solicitadas de cada caso deben de estar orientadas a ahorrar tiempo, material, dinero y esfuerzo, tanto para el laboratorio como para el interesado, para lo que es necesario haber realizado un buen diagnóstico clínico presuntivo (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

Siempre conviene llevar a cabo un plan cuidadoso, que contemple lo que se va a hacer, con qué fin se mandó una muestra, las limitaciones y ventajas de cada prueba y que tipo de resultados se pretenden obtener.

Es importante enviar a los centros de diagnóstico cadáveres de los animales afectados y si es posible animales aun vivos con la signología de la enfermedad, para obtener las mejores muestras posibles y además asegurar que a la necropsia se puedan observar lesiones.

Con las medidas anteriores se evitará pasar por alto los casos de enfermedades combinadas, la contaminación de las muestras y la confusión que puede provocar una interpretación errónea.

Es recomendable contar con un equipo mínimo para realizar la necropsia y coleccionar muestras adecuadas, se sugiere: dos cuchillos afilados, piedra de afilar y/o chaira, segueta o hachuela, tijera, pinza, guantes, cordel, bolsas de plástico, frascos de preferencia de plástico con tapa de rosca estériles (hervidos), jeringas estériles con aguja, porta objetos, tubos de ensayo estériles y un litro de formol al 10% (realmente la concentración queda al 4% debido a que el formol absoluto viene al 40%). En condiciones extremas un cuchillo afilado puede ser suficiente ((Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997, Cowell, 1999).

CONSIDERACIONES GENERALES DE TOMA Y ENVÍO DE MUESTRAS

En la mayoría de los casos las muestras deben de considerarse como materiales potencialmente infecciosos. El medio más eficaz y seguro para el envío de muestras al laboratorio es el mensajero directo; pero en algunas condiciones se requiere del servicio postal, cuando esto último es lo que se usa, las muestras deben de reunir los siguientes requisitos:

- 1.- Deben estar colocadas en recipientes dobles: dos cajas o una hielera de preferencia y bolsas de plástico; ya que se mejora el aislamiento y aumenta la resistencia del recipiente. Entre la bolsa o frascos que contienen las muestras y la caja externa se coloca un material que amortigüe los golpes y absorba la humedad (papel, aserrín).

En el caso de enviar órganos refrigerados, se deberán empacar en recipientes que no goteen, envueltos en material absorbente como papel o aserrín y en cajas que resistan bien el manejo rudo a que se exponen en el transporte. Es indispensable que la información que se remita junto con las muestras sea completa por lo que deberá contener: nombre, dirección y número de teléfono del veterinario o propietario, enfermedad que se sospecha, examen deseado, descripción del animal (especie, edad, sexo, raza), si es que ya se le

realizó la necropsia además de historia clínica completa (macro y microclima, signología de rebaño y del individuo, diagnóstico cínico).

Resultados de la necropsia, tipo de conservador usado (cuanto tiempo desde que se tomó la muestra), todo esto deberá de ir en una bolsa de hule y escrita a lápiz para evitar que se borre la información si llegará a mojarse y entrar agua, y si el resultado de laboratorio urge se pide que se expida telefónicamente, por fax o correo electrónico. El paquete debe de tener la leyenda "Material congelado-urgente, perecedero, empacado en hielo seco" o una explicación similar del contenido.

2.- La caja externa se cierra de tal forma que todas las esquinas y tapas queden cerradas con cinta adhesiva; esto a su vez aumenta la resistencia del recipiente.

3.- Se considera la refrigeración como el conservador universal, esto se logra introduciendo el recipiente con el órgano bien sellado y estéril en hielo, en el caso de las muestras de bacteriología y virología (para evitar que el agua del deshielo se meta en la muestra y se contamine), se pone dentro de una caja con refrigerante, tarros de jugos congelados o botes con hielo, luego se rellenan los espacios con periódico u otro tipo de material absorbente que funcione como aislante y pueda absorber los líquidos en caso de rotura del recipiente (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

El hielo seco también se puede utilizar, pero hay que tener cuidado de que no esté en contacto directo con los órganos ya que éstos se congelarían, por otra parte no se deben usar recipientes herméticos o de vidrio pues al volatilizarse el gas carbónico generaría presión en el recipiente y su consecuente explosión. Hay que tomar en cuenta que las bacterias se inactivan con el gas carbónico por lo que este tipo de muestras deben estar totalmente aisladas del mismo. La caja de remisión debe ir identificada y con indicaciones del cuidado en el manejo. Existen cajas de embalaje para transporte de materiales congelados, están hechas de plástico, lámina, fibra y otros materiales, pero el unicel también puede servir.

La refrigeración de muestras para su posterior envío por correo a veces es necesaria, para así conservar la viabilidad de organismos y evitar la descomposición de los tejidos, sin embargo los cultivos de bacterias en tubo inclinado, las muestras parasitarias y micóticas, generalmente no requieren de refrigeración durante el transporte.

4.- El suero y materiales para aislamiento de virus deben de estar por lo menos refrigerados, pero de preferencia congelados para su envío al laboratorio.

5.- Debe de evitarse enviar frascos con tapaderas flojas y empaques defectuosos.

6.- No es recomendable enviar muestras los fines de semana, periodos cercanos a las vacaciones, días festivos y horas no hábiles, ya que se corre el peligro de que las muestras se pierdan, no se trabajen o se haga un mal procesamiento de ellas.

MUESTRAS HISTOPATOLÓGICAS.

Las muestras histopatológicas permiten confirmar el diagnóstico morfológico macroscópico (neumonía), observar lesiones características (atrofia de vellosidades intestinales, cuerpos de inclusión), demostrar la presencia del agente (coccidiosis, toxoplasma, paratuberculosis), distinguir entre alteraciones degenerativas (tóxicas, carenciales, y metabólicas) o inflamatorias (agentes infecciosos) y entre estos últimos, los provocados por agentes virales (infiltrados de mononucleares), bacterianos o alérgicos (polimorfonucleares) y parasitarios (eosinófilos); en suma, el estudio histopatológico contribuye a confirmar o descartar un diagnóstico y permite orientar más acertadamente el resto de los estudios.

Para realizar el examen histopatológico es esencial que el material sea preservado rápidamente después de la muerte del animal. Es importante seleccionar adecuadamente la muestra de tejido, que en el aspecto macroscópico debe ser representativo del área afectada o de un sitio específico para un examen dado. Si el tejido está afectado en forma general, conviene incluir una porción del tejido aparentemente normal que esté adyacente a la zona

de lesión para reconocer fácilmente el órgano que se trata (Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

Para exámenes histológicos, se requiere fijar el tejido en formalina amortiguada al 10% (1 parte de formalina mas 9 de agua) y se amortiza con 4 gr de fosfato de sodio dibásico en 900 ml de agua destilada; en el caso de no contar con los fosfatos, se puede adicionar un pedazo de gis o en su defecto agua corriente en lugar de agua destilada en proporción de una parte de órgano por diez de formol. Los cortes no deben ser más gruesos de 0.5 cm y debe existir poco tejido conjuntivo (cápsula) en la superficie para que el fijador pueda penetrar (Cowell, 1999).

Otro conservador muy utilizado es el Bouin (para gónadas y tejidos embrionarios), el cuál fija de manera rápida a los órganos por lo que es sumamente útil (20 ml de formalina, 5 ml de ácido Acético glaciado y 75 ml de solución saturada de Ac. pícrico). (Schunemann 2002)

FROTIS E IMPRONTAS.

En el caso de hacer frotis o improntas, estas deben ser delgadas sobre portaobjetos limpios y fijadas principalmente con alcohol metílico o fuego (llama de un encendedor del lado contrario a la muestra).

Para lograr un buen frotis o impronta es conveniente flamear el cuchillo o la tijera antes de cortar la superficie del área con lesión y luego extender la superficie del corte sobre el portaobjeto. Un frotis o impronta del órgano lesionado puede ser de fundamental importancia en el diagnóstico de enfermedades como: Clostridiasis, Campylobacteriosis (Vibriosis), Paratuberculosis, Chlamidiosis. También se pueden observar alteraciones de glóbulos rojos o blancos, parásitos sanguíneos, bacterias y hongos.

Se pueden pedir pruebas de inmunofluorescencia o inmunoperoxidasa en el caso de disponer de anticuerpos específicos. ((Kielbach, 1983, Schuneman 1985, Rowsell, 1979, Carlyle J.T. et.al 1997).

BACTERIOLOGIA.

Los métodos para remisión de cultivo de agentes patológicos en tejidos están determinados por la necesidad de conservar la viabilidad de los microorganismos, los más usados son la refrigeración y la preservación en caldos nutritivos (Selenite, Tiocolato, Medio de Stuart, etc.).

Las muestras deben remitirse en frascos estériles, evitando que se contaminen con bacterias saprófitas, por lo que es importante lavar y flamear la muestra a enviar e introducir la muestra en frascos de boca ancha con el método de refrigeración antes descrito; bajo ninguna circunstancia se deben utilizar sustancias químicas que puedan inactivar a las bacterias.

Para esterilizar el frasco con tapa de rosca se lava cuidadosamente y con la tapa enroscada ligeramente (sin cerrar herméticamente) se hierve en olla express por 5 ó 10 minutos. Finalizado este tiempo se abre la olla, se completa el cierre hermético de los frascos y de preferencia se le coloca un capuchón de papel de aluminio.

Algunos agentes bacterianos son extremadamente sensibles a las condiciones del ambiente y pueden morir durante el transporte al laboratorio en este caso se encuentran: *Brusella sp*, *Campylobacter foetus (Vibrio)*, *Dychelobacter nodosus* (gabarro), por lo que debe consultarse al laboratorio las condiciones de envío y obtener medios de transporte especiales.

PARÁSITOS.

Se pueden enviar heces, pelos, plumas, sangre entre otros, los cuales deberán enviarse en frascos limpios, bien cerrados, identificados y refrigerados. Pueden enviarse los parásitos completos conservándolos en alcohol al 70% o formol al 5%; pero cuando se está segura de que se trata de un caso de coccidiosis se puede usar el Dicromato de Potasio al 3% para identificar los tipos de coccideas.

VIRALES.

La muestra se toma en forma similar a las de bacteriología; se puede utilizar como medio de transporte para mantener el órgano o tejido, una solución al 50% de glicerol en solución amortiguada mas antibióticos (100 U.I. de Penicilina y 100 mg de estreptomicina por cada ml de caldo) para evitar crecimiento bacteriano, la cantidad del medio de transporte no debe ser menor de 10 veces el volumen del tejido; además las muestras se refrigeran o congelan a -60 °C.

Para el diagnóstico de rabia se requiere el examen del Sistema Nervioso Central; aunque se pueden obtener muestras de partes del cerebro (hipocampo); el único método aceptable, es remitir la cabeza entera o el cerebro en un recipiente sellado, colocado dentro de otro que contenga hielo (nunca hielo seco).

Hay que tomar en cuenta que el **glicerol** es dañino para algunos virus y que interfiere con las pruebas de inmunofluorescencia, por lo que es más recomendable mandar la muestra congelada o refrigerada al laboratorio.

MICOSIS.

Los raspados de piel y pelo para el estudio micótico deben obtenerse de la periferia de la lesión activa. Estos se colocan en sobres o frascos limpios y secos, agregando hidróxido de sodio al 5% o glicerina al 50% para permitir que se peguen las escamas y los hongos. También se puede mandar una biopsia de piel en formol amortiguado al 10%.

MUESTRAS SEROLOGICAS Y SANGRE.

Las pruebas serológicas se emplean para demostrar la presencia de anticuerpos en el suero del animal y en forma indirecta saber si el animal ha estado en contacto con el agente etiológico creando una respuesta inmune humoral, de esta forma pueden servir para demostrar la presencia de un agente etiológico en el rebaño, para establecer la posibilidad de que un animal clínicamente sano sea portador del mismo, o incluso en condiciones especiales para evidenciar que el animal esté enfermo (Brucelosis, Artritis Encefalitis Caprina, IBR, FCM etc.). Es necesario reiterar que se trata de una forma indirecta de demostración de la enfermedad sospechada y en consecuencia no son recomendables para intentar el diagnóstico definitivo. Así por ejemplo una cabra que aborta puede ser reactiva serológica a brucelosis, leptospirosis y toxoplasmosis y en realidad haber abortado como consecuencia de alteraciones endócrino-metabólicas, solo el aislamiento del agente en el feto abortado, o la demostración de anticuerpos en el feto, daría en este caso el diagnóstico definitivo infeccioso. La realización de pruebas serológicas pareadas, separadas por 15 días, podrían en este caso ser de mayor utilidad. Por su frecuente empleo en los casos de abortos, es necesario recordar que las hembras que abortan deben sangrarse 15-30 días después de ocurrido el aborto, de lo contrario resultarán negativas serológicamente en todos los casos (Jubb, 1985).

Para obtener el suero, la sangre se coloca en tubos de ensayo y estos se mantienen a temperatura ambiente (a la sombra), en posición inclinada, una hora después con el coágulo ya bien organizado se pueden poner en el refrigerador por 34 horas para mejorar la retracción del coágulo y obtener mayor cantidad de suero. Para retirar el coágulo se puede empujar con una torunda de algodón hacia el fondo del tubo o con varilla de vidrio o madera, o bien centrifugando los tubos, también se puede utilizar una jeringa con una aguja larga para retirar el suero y evitar la hemólisis por el coágulo.

Los sueros se conservan y envían en refrigeración o congelación indicando al laboratorio el tipo de prueba que se solicita.

Actualmente la mayor parte de las pruebas se manejan con microtécnicas, por lo que generalmente es suficiente con 0.1 a 0.5 ml por prueba.

Las pruebas serológicas también se pueden realizar con suero de calostro y ocasionalmente con el de leche, las secreciones de la glándula mamaria se tratan con renina o cuajo a 37 °C para formar el coágulo y luego se separa el suero como se indicó en sangre.

En el caso de requerir sangre completa para hacer estudios de sangre (biometría hemática, hematocrito), se requiere de un anticoagulante que se pone previamente en el frasco estéril donde se va a colocar la sangre y después se vertirá lentamente, habiendo quitado la aguja de la jeringa y resbalando la sangre por las paredes del frasco. El recipiente no se deberá de agitar bruscamente ya que de otra manera se destruirían los glóbulos rojos y esto produciría un incremento de hemoglobina en el suero. Esto en ocasiones trae como consecuencia, lecturas de falsos positivos.

Para un estudio hemográfico el anticoagulante de elección es E.D.T.A. cuando no se emplea en concentraciones altas, la muestra es útil para todos los estudios, excepto la determinación de Calcio, Potasio y Sodio. La morfología celular no se altera en 24 hrs, si la muestra es refrigerada (**Ver cuadro 4**).

Cuadro 4.-ANTICOAGULANTES UTILIZADOS FRECUENTEMENTE PARA HACER ESTUDIOS DE SANGRE.

ANTICOAGULANTE	CANTIDAD	CONSERVACION
E.D.T.A.	2.0 - 3.0 mg/ml	Refrigeración
Oxaláto de Sodio	2.0 mg/ml	Refrigeración
Citrato de Sodio	2.0 - 4.0 mg/ml	Refrigeración
Heparina	0.1 - 0.2 mg/ml	Refrigeración

VACUNAS.

Si se requiere conocer la titulación de las vacunas o hacer una prueba de esterilidad de las mismas, se deberán enviar en refrigeración, en su envase original con las especificaciones de fábrica y sin reconstituir. Se enviarán por lo menos dos frascos de cada vacuna que se quiera titular, con objeto de conservar la muestra por si fuera necesario repetir la prueba.

ORINA.

Para obtener esta muestra es conveniente sondear al animal sin causarle dolor y con cuidado para no perforar la vejiga (animal vivo). Sin embargo si este animal va a ser sacrificado para realizarle la necropsia, se recomienda tomarla directamente de la vejiga ya sea esterilizando primeramente la vejiga y luego obteniendo la orina en una jeringa estéril o colectándola en un frasco estéril. Para la conservación de la orina se recomienda principalmente la refrigeración, pero también pueden agregarse algunas sustancias como se verá en el **cuadro 5**.

AGUA.

Para el estudio bacteriológico del agua se debe de coleccionar en un recipiente estéril y enviarse con refrigerantes y entregarse antes de 12 horas de haber sido recolectado, en el laboratorio.

Cuadro 5.- SUBSTANCIAS CONSERVADORAS DE LA ORINA.

CONSERVADOR	CANTIDAD ORINA	CANTIDAD DE CONSERVADOR
TOLUENO	20 ml	Película delgada cubriendo superficie.
FORMOL	30 - 40 ml	Una o dos gotas al 40%
TIMOL	100 ml	0.1 ml.

ALIMENTO Y CAMA.

Se deberá de tomar la muestra en frascos estériles, de boca ancha y cierre hermético o bien en bolsas de polietileno nuevas.

TOXICOLOGIA.

Debido a la gran cantidad de sustancias que pueden provocar intoxicaciones en los animales, es importante obtener una historia clínica completa, para poder determinar siempre que sea posible el tóxico o grupo al que pertenece (**Ver cuadro 6**).

Es importante investigar algunos de los siguientes aspectos:

1.- Se usan rodenticidas, insecticidas, fertilizantes, herbicidas, desinfectantes, pinturas, solventes, etc. en la casa, jardín, bodega, establo u otras áreas cercanas a los animales.

2.- Qué actividades se llevan a cabo en la casa, vecindad o zona (fábricas cercanas que contaminen).

3.- Si los animales tienen acceso a la calle o si su casa está cerca de ésta; ¿cuándo salen los animales son vigilados?, ¿Son muy molestos sus perros ya que ladran mucho o muerden y agreden a la gente?

4.- Los signos de envenenamiento se presentarán poco después de comer o tomar agua.

5.- Indagar si últimamente se ha administrado alguna medicina, desparasitante u otro y por que vía se administró.

Cuadro 6.- INDICACIONES PARA CANTIDADES MÍNIMAS DE MUESTRAS A COLECTAR PARA UN EXAMEN TOXICOLÓGICO.

MUESTRA	CANTIDAD	VENENOS QUE SE IDENTIFICA
ORINA	Mayor cantidad posible	En cualquier tipo de envenenamiento.
CONTENIDO ESTOMACAL	Mayor cantidad posible	En casos en que el veneno se conoce y/o que fue ingerido hace pocas horas.
SANGRE	10 ml	Venenos gaseosos, metahemoglobina, carboxihemoglobina, sulfonamidas, amoníaco, plomo.
CEREBRO	250 gr	Barbitúricos, alcaloides, venenos volátiles, hidrocarburos clorinados.
HÍGADO	250 gr	Metales, alcaloides, barbitúricos, --- oxalatos, fluoruros, sulfonamidas.
RIÑÓN	1 riñón	Metales (Hg), sulfonamidas y oxalatos.
HUESO	200 gr	Plomo, arsénico (crónico).
PULMÓN	200 gr	Venenos gaseosos.
PELO	Mayor cantidad posible	Arsénico, Tálío, Selenio (crónico)
MÚSCULO	200 gr	Envenenamientos agudos y condiciones en las cuales los órganos internos estén descompuestos, cianuro.
FLUIDO ESPINAL	Mayor cantidad posible	Alcoholismo agudo y envenenamiento con sintomatología similar.

Técnicas de necropsia en caninos y felinos



REVISIÓN ANATÓMICA

Figura 2.- **Corazón de carnívoro**

Figura 1.- **Pulmón de carnívoro**

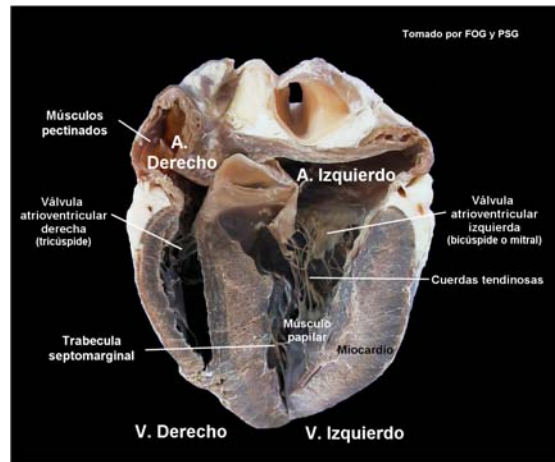
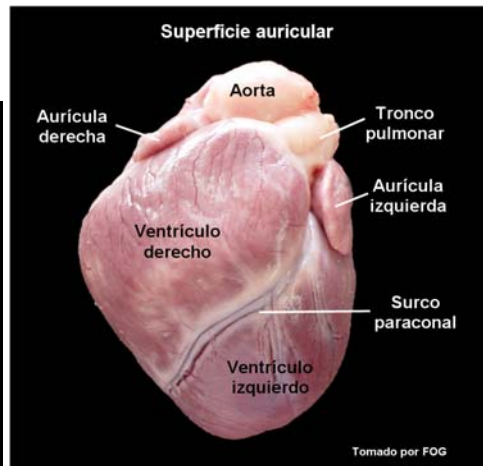
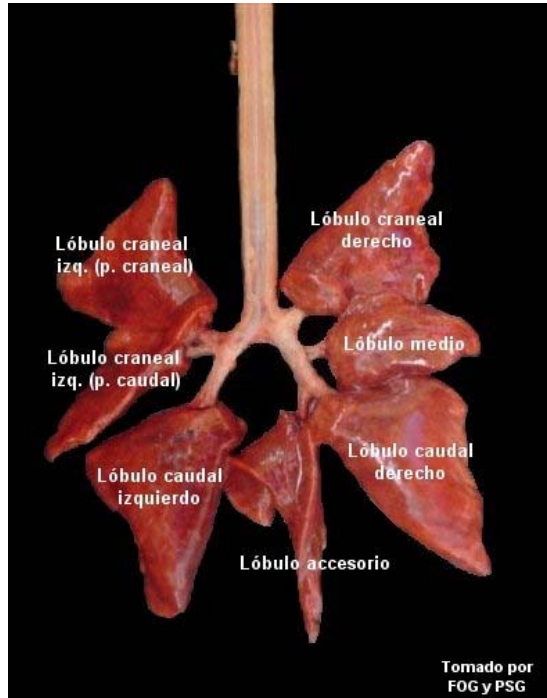
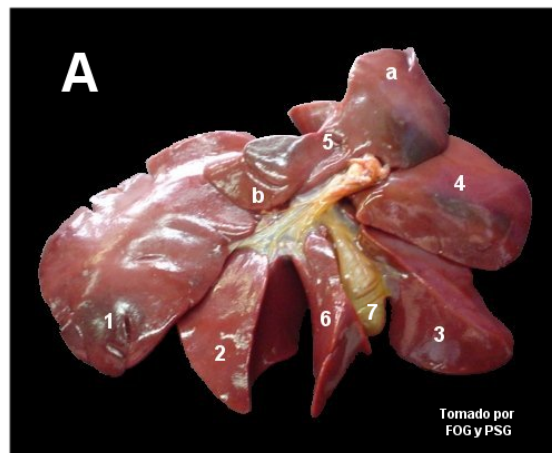


Figura 3.- **Hígado de carnívoro**



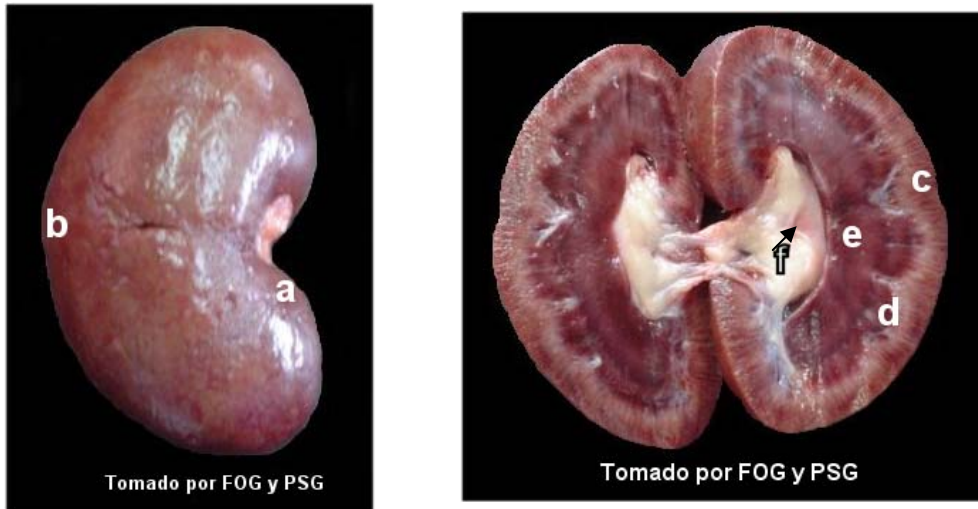
(A) Superficie visceral.

(B) Superficie parietal.

1. Lóbulo lateral izq; 2. Lóbulo medial izq; 3. Lóbulo medial der; 4. Lóbulo lateral der; 5. Lóbulo caudado; a. proceso caudado; b. proceso papilar; 6. Lóbulo cuadrado; 7. Vesícula biliar.

Figura 4.-

Riñón de carnívoro



a. Borde medial; b. Borde lateral; c. Corteza; d. Zona intermedia;
e. Médula; f. Pelvis renal

Figura 5.-

Bazo de carnívoro



TÉCNICA DE NECROPSIA EN PERROS

La necropsia es el examen sistemático de un cadáver y la abertura de sus cavidades para conocer el estado de las partes, determinar las lesiones macroscópicas y microscópicas, integrar diagnósticos morfológicos e investigar las causas de la muerte con fines diagnósticos (Contreras. 1989).

Se comienza haciendo la reseña del animal en donde se incluye:

- | | |
|------------|-----------------------|
| a) Especie | f) Color |
| b) Raza | g) Señas particulares |
| c) Sexo | h) Identificación |
| d) Edad | i) Función zootécnica |
| e) Peso | |

Es importante recomendar la mejor posición del prosector si es diestro, la cabeza del animal al inicio de la incisión primaria quedará del lado izquierdo, y el que es zurdo, la cabeza quedará hacia su lado derecho. Para efectuar la incisión secundaria tendrá que volverse a acomodar, si es diestro ahora la cabeza tendrá que estar de su lado derecho y si es zurdo la cabeza tendrá que estar de su lado izquierdo. La posición del cadáver al final podrá ser como le acomode al prosector. El fin de una adecuada colocación es facilitar el manejo durante la necropsia.

La necropsia del cadáver se dividirá en cinco partes:

- 1.- Inspección externa.
- 2.: Incisión primaria.
3. Incisión secundaria.
- 4.- Extracción de vísceras.
- 5.- Inspección de órganos.

En cada uno de estos momentos también será importante ir tomando las muestras del cadáver para enviar a los diferentes laboratorios como apoyo del diagnóstico y como es

lógico pensar, tomar muestra para el diagnóstico morfológico microscópico, por lo que deberá de tenerse a la mano suficientes frascos limpios con formalina buferada al 10% (Schunemann, 2002).

Lo anterior se realiza en la necropsia de cualquier especie; sin embargo la descripción de la técnica que se hará en este momento está basada en el perro o en pequeños carnívoros.

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; se revisa si existe presencia de parásitos externos. Subsecuentemente se revisan uñas, espacios interdigitales y cojinetes plantares, comprobando su integridad física; por último se revisan los orificios naturales en el siguiente orden:

- 1.- Cavidad oral: la cual incluye lengua, paladar, dientes, encías.
- 2.- Mucosa nasal.
- 3.- Mucosa ocular.
- 4.- Pabellón auricular.
- 5.- Mucosa vaginal o prepucial.
- 6.- Mucosa anal.

INCISIÓN PRIMARIA

POSICIÓN DEL CADÁVER: Se coloca al animal en decúbito dorsal.

Se hace una incisión sobre la línea media desde la sínfisis mandibular hasta la sínfisis púbica; en caso de machos se rodea el prepucio, pene y testículos por ambos lados, para retraerlo caudalmente, si se trata de una hembra se deberá seguir por línea media.

Para fijar en posición al animal, la piel se separa del tejido subcutáneo y se cortan los músculos pectorales que fijan los miembros torácicos, para que así éstos descansen sobre la mesa (desmembrado). Los miembros pelvianos se desarticulan a nivel coxofemoral, cortando los músculos de la pierna de craneal a caudal tratando de no cortar las arterias y venas femorales para evitar que la cavidad acetabular se llene de sangre e impida la adecuada observación de las superficie articular, ya incidida la cápsula articular se corta el ligamento redondo y se expone completamente la cabeza del fémur inspeccionándola al mismo tiempo (Kielbach, 1983).

Una vez en posición, se revisa tejido subcutáneo, tejido muscular y linfonodos explorables (mandibulares, cervicales superficiales o preescapulares, subescapulares o axilares, inguinales en macho, mamarios en hembra y popliteos); estos quedarán expuestos fácilmente, excepto cuando los animales tienen mucha grasa por lo que es importante localizarlos por medio de la palpación, desplazando la grasa para sentir la consistencia firme del linfonodo, El popliteo, en general es fácil identificar sabiendo que se encuentra incidiendo la piel de la parte caudal de la rodilla (articulación femorotibiopatelar), en donde se encontrará un acúmulo de grasa, dentro de la cual se localiza el linfonodo.

Para la revisión de linfonodos, después de su inspección externa (color, consistencia, textura, tamaño) se hace un corte por su eje longitudinal en donde se revisa la relación la zona cortical y medular, su color, contenido y consistencia.

Figura 6.- Incisión primaria en caninos



Los objetivos de la incisión primaria son:

- 1.- Poner en posición adecuada el cadáver para efectuar la necropsia de la manera más cómoda posible.
- 2.- Revisión de la articulación coxofemoral.
- 3.- Inspección del tejido subcutáneo.
- 4.- Inspección de músculos.
- 5.- Inspección de linfonodos explorables.

INCISIÓN SECUNDARIA

Se separa el músculo esternotirohioideo de la tráquea iniciando el corte delante de la laringe y tratando de no lesionar la tráquea, la cual queda en su lugar; se sigue el corte hacia la parte caudal llegando a la entrada del tórax. Se levantan los músculos para ubicar la unión costocondral (cartílago de la costilla) y con el cuchillo se inciden estas articulaciones para levantar el esternón y exponer la cavidad torácica. Se continúa el corte a través de los músculos abdominales hasta la región inguinal, quedando una tira pegada a la parte caudal de la región inguinal, la cual no se corta.

Hay que tratar de cortar la menor cantidad del diafragma en esta etapa, para que, en caso de que exista líquido en alguna de las cavidades éste no fluya hacia la otra.

Los objetivos de la incisión secundaria son:

- 1.- Exponer cavidad abdominal y torácica
- 2.- Revisar la posición de vísceras junto con las condiciones de pleura y peritoneo.
- 3.- Determinar la presencia de líquidos o adherencias en éstas cavidades.

EXTRACCIÓN DE VÍSCERAS

Para la extracción del *aparato respiratorio y corazón*, se hacen dos cortes paralelos al cuerpo de la mandíbula en su cara medial sobre los músculos del espacio intermandibular para extraer la lengua sacando la punta de la misma por un lado (ver figura 7) y cortando el frenillo, se exponen las tonsilas (ver figura 8), las cuales se revisan externa e internamente. Se revisan además paladar y cavidad oral.

Figura 7.- Extracción de la lengua



Figura 8.- Exposición de las tonsilas



Posteriormente se inciden las articulaciones del hueso hioides, se sujeta la lengua y se retrae caudalmente desprendiendo esófago y tráquea juntos, se debe tener cuidado en ubicar donde están las tiroides antes de desprender esófago y traquea para no perderlas posteriormente (ver figura 9). En el trayecto se revisan los linfonodos retrofaríngeos y se continúa el corte hasta la entrada del tórax. Se cortan los paquetes carotídeos y ligamentos mediastínicos, y por tracción se extrae todo el paquete (*esófago, tráquea, pulmones y*

corazón) hasta donde se encuentra el diafragma. El esófago se separa de la tráquea, luego se liga en la parte anterior y se corta, para posteriormente ser extraído con el aparato digestivo. *La lengua, tráquea, pulmones y corazón*, son extraídos de la cavidad torácica cortando la arteria aorta y la vena cava caudal a la altura del diafragma, el cual se revisará de manera cuidadosa.

Para la extracción de *vísceras abdominales*, primero se retira el omento mayor junto con el *bazo*. Después se revisa el flujo biliar efectuando un corte longitudinal en el duodeno descendente en la desembocadura del colédoco (aproximadamente 5-10 cm después del píloro), se presiona la vesícula biliar suavemente hasta observar la salida de bilis hacia la luz intestinal.

La extracción del *hígado* se efectúa seccionando los ligamentos que lo fijan a otras estructuras como: diafragma, riñón, estómago e intestino, así como la vena cava caudal y la vena porta.

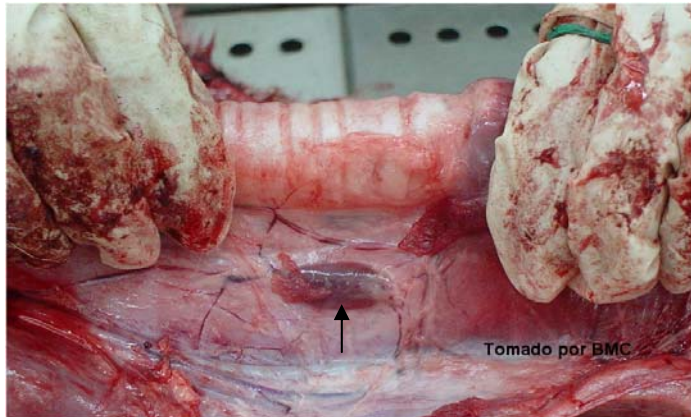
Para retirar el *tracto gastrointestinal* se hace una doble ligadura a nivel del tercio craneal del esófago y el recto a la entrada de la pelvis. Se pasan las porciones cervical y torácica del esófago hacia cavidad abdominal cortando primeramente el diafragma y posteriormente se secciona el mesenterio dorsal en dirección craneo-caudal, hasta llegar a la ligadura del recto, el cual se corta.

INSPECCIÓN DE APARATOS Y SISTEMAS

Una vez extraídos los pulmones y el corazón, se procede a revisar respiratorio sin desprender el corazón ya que es importante para tener una relación anatómica y por lo tanto observar lesiones en los vasos sanguíneos que salen o llegan a los pulmones.

Se revisa externamente desde laringe hasta pulmones, en tráquea se revisa tiroides.

Figura 9.- Posición de la glándula tiroides



Si se trata de un animal joven se inspecciona el timo, luego se observan los linfonodos traqueobronquiales.

APARATO RESPIRATORIO.

Para revisar la tráquea se realiza una incisión por la parte dorsal iniciando desde la laringe la incisión se realiza por la parte membranosa, hasta llegar a la bifurcación de la misma, de aquí se continúa por los bronquios principales hasta donde la tijera pueda llegar, de esta manera se podrá revisar la mucosa de éstos órganos tubulares y su contenido.

Finalmente se hacen cortes sagitales de aproximadamente un centímetro de grosor en todo el parénquima pulmonar (todos los lóbulos). Siempre se debe hacer palpación conforme se hacen los cortes ya que gracias a esto se pueden encontrar zonas duras o irregulares que pueden cortarse para utilizarse como muestras para laboratorio de histopatología.

APARATO CIRCULATORIO.

El examen de corazón se inicia con la revisión externa del saco pericárdico, posteriormente se hace una pequeña incisión en el pericardio a nivel del ápice, para revisar el líquido pericárdico, su consistencia, color y si el pericardio está adherido al epicardio, luego se expone el epicardio y se revisa su superficie, donde algunas veces se pueden ver algunas hemorragias (ver figura 10).

Para abrir las cámaras del corazón existen varias técnicas pero se señala una de ellas que puede servir como rutina:

Se toma el corazón con la mano izquierda, quedando el ventrículo izquierdo hacia el lado derecho, viendo la superficie auricular del corazón.

PRIMER CORTE: se traza una línea imaginaria paralela al surco paraconal aproximadamente un centímetro a la izquierda, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho, se continuará hacia la arteria pulmonar hasta llegar al parénquima pulmonar, en este corte se revisa: epicardio del ventrículo derecho, miocardio, endocardio, endotelio de la arteria pulmonar, válvula semilunar del tronco pulmonar (nido de golondrina).

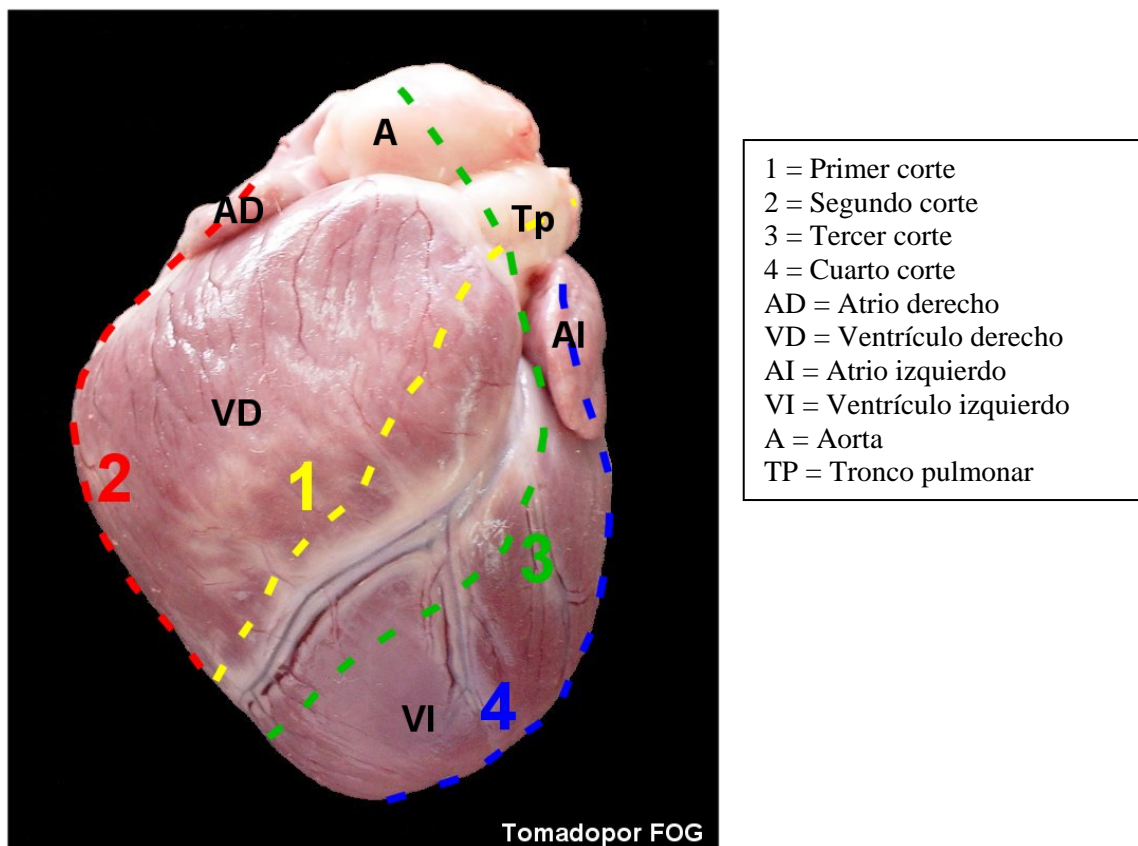
SEGUNDO CORTE: de la posición inicial se gira el corazón noventa grados hacia la derecha, tornando como referencia la aurícula, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho y se continúa hacia arriba llegando hasta la aurícula derecha, para salir a las venas cavas. En este corte se revisa: endocardio mural, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, válvula atrioventricular derecha (tricúspide), músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula derecha, músculos pectinados, venas cavas y ácidos.

TERCER CORTE: se regresa el corazón a la posición original y se toma como referencia el surco paraconal, trazando una línea imaginaria paralela a éste,

aproximadamente a un centímetro a la derecha se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo izquierdo y sobre ésta línea se dirige el corte hacia la aorta, antes de llegar a la aurícula se gira la tijera hacia la izquierda, se corta sobre la arteria pulmonar y de esta manera se expone la salida hacia aorta. En este corte se revisa: epicardio, miocardio ventricular izquierdo, endocardio mural, arteria aorta, su endotelio, válvula semilunar de la aorta.

CUARTO CORTE: De la posición inicial se gira el corazón noventa grados a la izquierda y se toma como referencia la aurícula izquierda. Se incide de ventrículo izquierdo y se continúa hacia arriba hasta la aurícula izquierda para salir a las venas pulmonares revisando: válvula atrioventricular izquierda (mitral o bicúspide), endocardio mural ventricular y auricular izquierdo, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula izquierda, músculos pectinados, venas pulmonares (Schunemann, 2002; Kielbach, 1983)

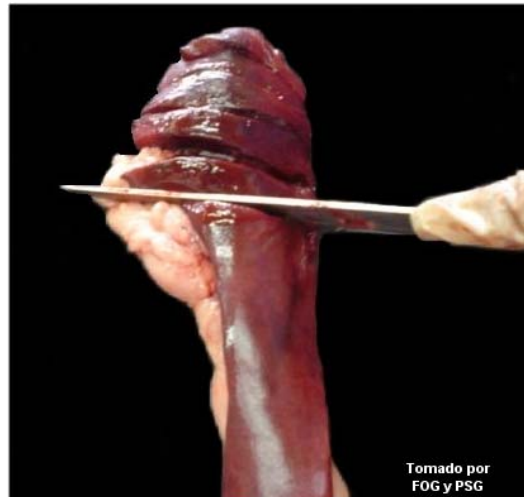
Figura 10.- Cortes del corazón



2.- BAZO

En el bazo se revisan algunas características como son: forma, volumen, el aspecto de la cápsula, sus bordes, igualmente se realizan cortes transversales para revisar el parénquima.

Figura 11.- Inspección bazo (cortes transversales de bazo)



APARATO DIGESTIVO.

Para la inspección del tracto gastrointestinal se sigue como rutina la revisión exterior de mesenterios, linfonodos mesentéricos, páncreas y cada segmento intestinal.

En el páncreas se separa del duodeno, se revisa externamente chequeando su color, consistencia y aspecto, posteriormente se hacen varios cortes transversales en todo el parénquima.

El esófago se abre a todo lo largo hasta llegar al estómago, el cual se incide siguiendo su curvatura mayor hasta llegar al píloro, se retira el contenido, se lava la mucosa y se revisan las diferentes regiones gástricas (cárdica, fúndica y pilórica).

Para la inspección de intestino delgado y grueso, en primer lugar se revisan los linfonodos mesentéricos y las asas intestinales para ver cualquier alteración, después se corta el mesenterio, se debe tener cuidado de dejar los linfonodos perfectamente localizados en el mesenterio para poder tomar muestras o revisarlos mas detalladamente; posteriormente y se desenrollan los intestinos, luego se coloca ordenadamente formando "s" (figura 12) para que nos permita ubicar las diferentes porciones. Una vez revisada la superficie serosa, se pueden seleccionar las zonas con lesión para tomar las muestras pertinentes para los laboratorios, posteriormente se abre a lo largo por el borde antimesentérico sobre todo donde los segmentos intestinales presentan cambios llamativos. Se observa su contenido y superficie de la mucosa, en está etapa se pueden tomar más muestras si encontramos algún hallazgo importante.

Figura 12.- Inspección de linfonodos y colocación de intestinos

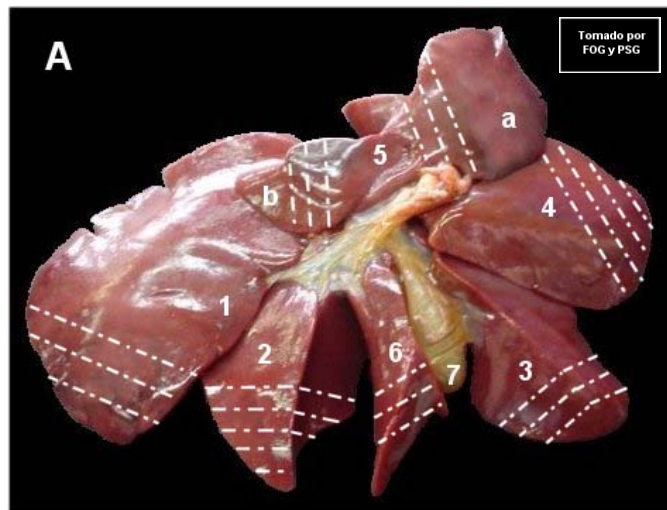


El hígado se revisa externamente por su cara parietal y visceral observando los bordes de los lóbulos hepáticos. Los cortes se realizan en forma transversal con un grosor de 0.5 a 1 cm aproximadamente, en cada uno de los lóbulos, siempre se debe hacer palpación para percibir alguna alteración en la consistencia. Finalmente se revisa la región del hilio y los linfonodos (ver figura 13).

En la vesícula biliar se ve el aspecto externo de la pared, después se incide a todo lo largo de la misma y del conducto biliar, aquí se observará las características de la bilis y la superficie de la vesícula, igualmente se debe ver si existe separación de la mucosa la cual se puede ver separada por un aumento de líquido (edema), esto último es característico de

enfermedades como Salmonelosis, junto con otras lesiones; cabe mencionar que esto se puede observar más precisamente al microscopio.

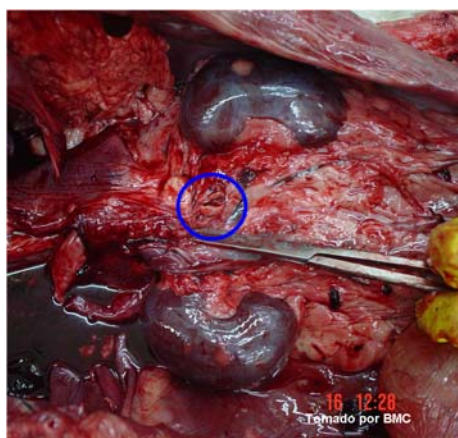
Figura 13.- Inspección del hígado y los lóbulos del perro



APARATO URINARIO Y GLÁNDULAS ADRENALES.

Las adrenales se revisan "*in situ*", incidiéndolas por su eje longitudinal para la revisión de corteza y médula (ver figura 14).

Figura 14 .- Inspección de las glándulas adrenales del perro



El aparato urinario se revisa desprendiendo los riñones de la fascia subperitoneal y cortando tanto la vena como la arteria renal, teniendo la precaución de no romper los ureteres, los cuales se disecan hasta llegar a la vejiga. La revisión de cada riñón se efectúa

haciendo un corte por su curvatura mayor para retirar la cápsula fibrosa hasta el hilio. Se inspeccionará la superficie renal y posteriormente se continúa el corte del parénquima renal hasta exponer corteza, médula y pelvis renal.

Los ureteres se revisan observando y palpando el grosor y simetría de ambos, y en caso de observar alteraciones u obstrucciones se efectúa un corte desde la pelvis renal hasta la vejiga o se trata de hacer pasar un estilete para confirmar la obstrucción.

En el caso de necesitar una muestra de orina es forzoso limpiar la vejiga con una torunda húmeda con alcohol o quemando la superficie con cuchillo o espátula caliente, posteriormente con una jeringa estéril se extrae la orina y se coloca en un frasco perfectamente limpio; ya tomada la muestra se procede a la inspección de la vejiga primero se revisa sus características externas posteriormente se incide longitudinalmente desde el ápice hasta la uretra, observando el estado de la mucosa (Schunemann, 2002).

NOTA: Si se requiere un examen de la uretra pélvica en machos revisar la técnica de extracción de aparato genital masculino.

Figura 15.- Inspección del riñón.



**Desprendimiento de la
cápsula**



**Corte longitudinal del
parénquima renal**



**Inspección del parénquima
renal**



**Cortes transversales de todo
el riñón para revisar
cualquier anomalía
presente en el parénquima**

APARATO GENITAL FEMENINO.

En la inspección de rutina cuando no se observa una lesión aparente del aparato reproductor, se extrae cortando los ligamentos suspensorio del ovario y ancho del útero que fijan a los ovarios con la pared abdominal y se retraen junto con oviductos y útero. Después se corta la vagina lo más caudal posible al púbis.

La inspección comprende: la observación y anotación de las estructuras presentes en ovarios (folículos, cuerpos lúteos, etc.), después se realiza una incisión longitudinal para revisar su parénquima, posteriormente se abre longitudinalmente la vagina, el cuerpo del útero y los cuernos uterinos por su borde libre, revisando así la mucosa vaginal, por último se revisan oviductos (Rossi, 1977).

En caso de lesiones en aparato reproductor se recomienda extraer todo el aparato reproductor, haciendo dos cortes paralelos a la sínfisis pélvica para poder extraer vagina y vulva.

APARATO GENITAL MASCULINO.

La glándula accesoria que se revisa en este caso es la próstata, de ella se revisa su tamaño, simetría, consistencia y superficie de corte.

Para la revisión de uretra, se corta el piso de la pelvis (ramas del pubis y las tablas y ramas de los isquion), se disecciona el tejido conjuntivo adyacente y se retira revisando hasta el meato (orificio uretral externo). Ya extraída la uretra se realiza una incisión longitudinal para observar la superficie de corte y el color de la mucosa. A nivel del glande se realizan cortes transversales para observar los cuerpos cavernosos.

Los testículos se revisan “*in situ*”, retirando las envolturas testiculares y revisando su grosor, se inspecciona el cordón espermático y finalmente el propio testículo valorando

su volumen (diámetro) y consistencia por último se hace un corte que abarque epidídimo y parénquima testicular revisando la coloración y la superficie de corte (Schunemann, 1985).

SISTEMA MÚSCULO ESQUELÉTICO.

En forma rutinaria solo se inspeccionan las articulaciones de los miembros torácicos y pelvianos además de las costillas.

NOTA: La revisión de la articulación coxofemoral ya fué realizada en la incisión primaria. Para revisar otras articulaciones se retira la piel circundante, se ubica por palpación la cavidad articular y se incide profundamente para cortar las estructuras que rodean cada articulación. El corte se hace circular para exponer completamente las superficies articulares e inspeccionarlas, así como líquido y cápsula sinovial, ligamentos y estructuras anexas.

Las costillas se revisan en forma general por la superficie medial y especialmente en la unión costo-condral, después se extrae una de las costillas separandola de la articulación costovertebral haciendo un corte en forma longitudinal a nivel del extremo esternal de la costilla (como sacándole punta con el cuchillo) lo largo de la unión costocondral para revisar la línea de osificación. Para revisión de las conchas nasales se hace un corte transversal entre primer y segundo premolar superior, en donde se revisan su integridad, simetría y mucosa de los cornetes nasales.

Por otra parte es importante hacer cortes en los músculos de las piernas para detectar alguna alteración como son cambios de color (músculo blanco), o para observar algún otro tipo de patología (abscesos).

ENCÉFALO.

Si se ha visto cuadro clínico nervioso, se podrá tomar muestras de líquido cefaloraquideo por medio de una jeringa introduciendola en la articulación atlanto-

occipital, de ésta manera se observará la cantidad, el color y consistencia del mismo, se puede hacer un frotis con éste para observar células inflamatorias e inclusive cuerpos de inclusión en las células presentes (Stratuss, 1988).

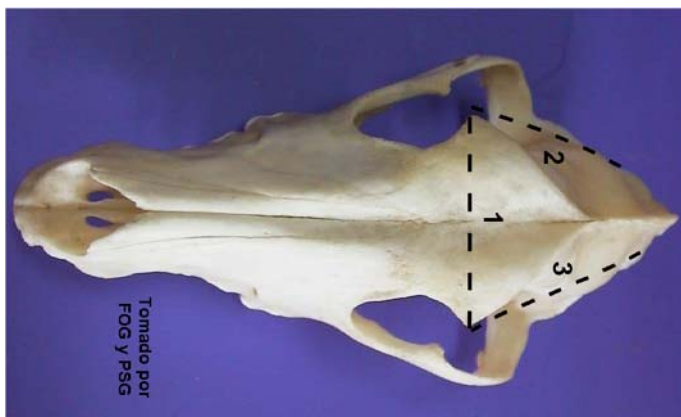
Para extraer el encéfalo, se puede efectuar una incisión por línea media sobre la piel de la cabeza, desde la región frontal hasta el tercio craneal del cuello, se separa la piel hasta exponer el arco cigomático. Se retiran los músculos temporales y se desarticula la cabeza por medio de un corte transversal sobre los músculos dorsales a la articulación atlanto-occipital.

Después se hacen tres cortes sobre los huesos del cráneo para exponer el encéfalo. El primer corte se hace transversal a nivel de una línea imaginaria que comunica las comisuras palpebrales laterales, paralelo al arco cigomático.

El segundo corte se hace del foramen magno a la comisura palpebral lateral. El tercer corte es similar al anterior pero del lado contrario. Con el cuchillo se levanta la tapa ósea de la cavidad craneana para exponer la duramadre, la cual se inspecciona y después se incide por toda la superficie dorsal con unas tijeras para exponer la superficie cerebral (esto se hace en caso de que no se separe la duramadre cuando levantamos la bóveda craneana). La inserción más fuerte de la duramadre está a los lados del cerebelo.

El cerebro se extrae cuidadosamente cortando los pares craneales de rostral a caudal. Si se efectuará alguna técnica inmunohistoquímica (inmunofluorescencia) se remitiran en refrigeración de preferencia y se quiere hacer un analisis morfopatológico, para una mejor inspección, el cerebro se fija en formol al 10%, ya que esto da cierta dureza, evitando que se desbarate, permitiendo así un mejor corte en cuanto a simetría. Se hacen cortes transversales seriados abarcando ambos hemisferios, para de esta manera compararlos y detectar cualquier alteración (Gazquez, 1988).

Figura 16.- Cortes del cráneo para extraer cerebro en caninos.



OJO.

Los cambios postmortem se presentan con gran rapidez en los ojos, de manera que éstos deben colocarse lo más pronto posible en un fijador adecuado (Bouin o el de Zenker con ácido acético). Cuando se requiere un estudio de ojos, éstos deben extraerse antes de iniciar los demás pasos de la necropsia, siguiendo la técnica de Saunders y Jubb 1998.

Primero se separa la piel, por medio de una incisión oval alrededor de los párpados, empezando por la comisura lateral del ojo y exponiendo así la orbita. Con pinzas se fija la conjuntiva, jalándola hacia abajo y cortándola a lo largo del hueso. Cuando el tamaño del orificio producido lo permite, se introduce una tijera curva de punta roma para separar músculos y el nervio óptico. Se extrae el globo ocular con todas sus estructuras anexas (tercer párpado, glándulas, músculos y una fracción del nervio óptico). Sin presionar al globo ocular, manteniéndolo colgado con las pinzas, se examinan estas estructuras y con tijeras se separan cuidadosamente. Por último, se sumerge, desprovisto de los demás tejidos, en el fijador. Debe recordarse que todos estos pasos necesitan gran cuidado, ya que al manipular los ojos con brusquedad pueden producirse desgarramientos de retina (Schunemann, 2002).



Técnica de necropsia en porcinos



REVISIÓN ANATÓMICA

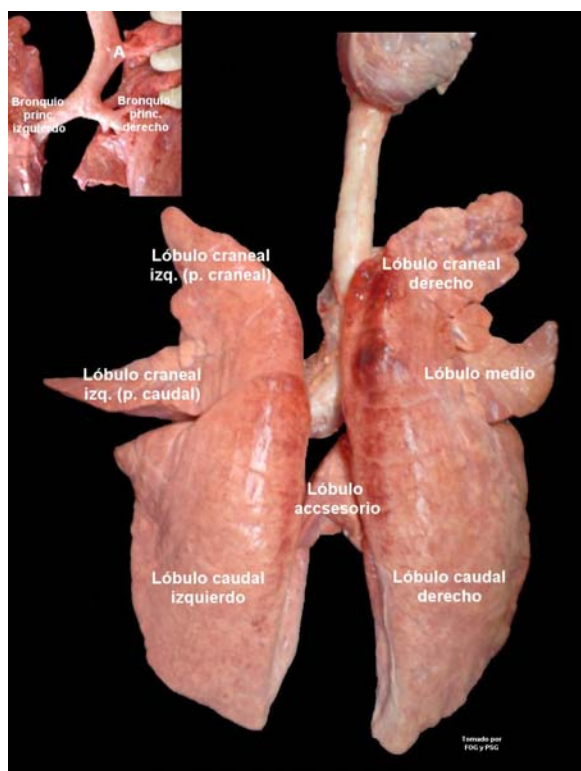
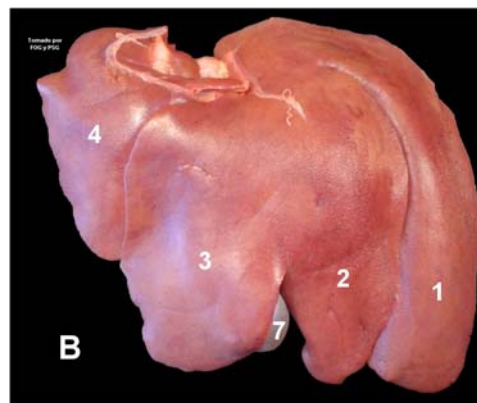
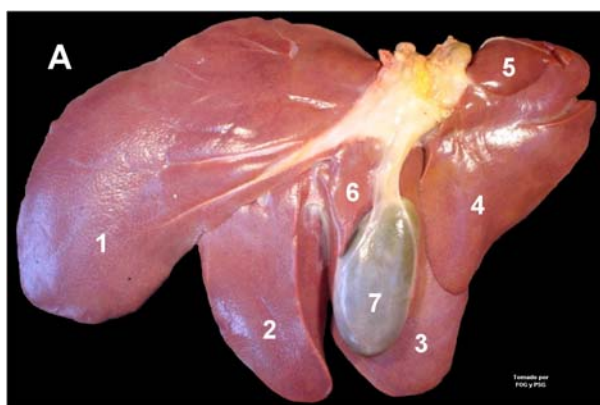


Figura 1.- Pulmón de cerdo

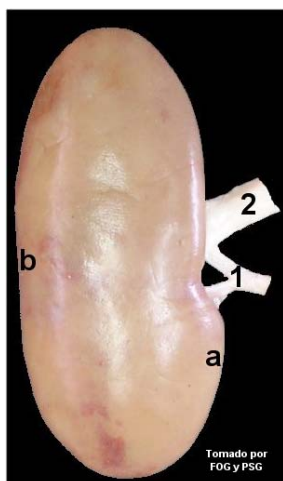
A = Bronquio traqueal
(lado derecho)

Figura 2.- Hígado de cerdo



(A) Superficie visceral
(B) Superficie parietal
1. Lóbulo lateral izq; 2. Lóbulo medial izq; 3. Lóbulo medial derecho; 4. Lóbulo lateral derecho; 5. Lóbulo caudado; 6. Lóbulo cuadrado; 7. Vesícula biliar.

Figura 3.- Riñón de cerdo



a. Borde medial;
b. Borde lateral;
c. Corteza; d. Zona intermedia; e. Médula;
f. Pelvis renal; g. Cáliz menor; h. Cáliz mayor
1. Arteria renal;
2. Vena renal

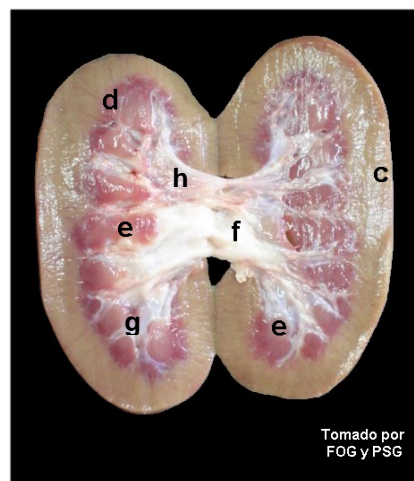
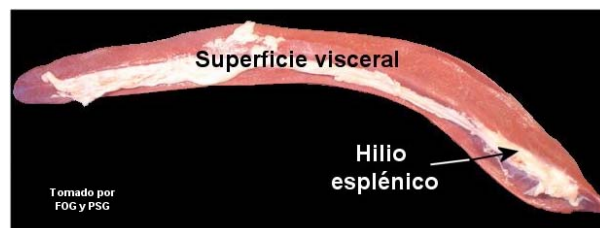


Figura 4.- Bazo de cerdo



TÉCNICA DE NECROPSIA EN CERDOS

RESEÑA.

Esta se lleva a cabo desde la historia clínica pero el prosector de la necropsia debe hacer la reseña del animal para que se evidencie que es el mismo animal.

En la reseña van los datos generales del animal los cuales incluyen:

- | | |
|------------|-----------------------|
| a) Especie | f) Color |
| b) Raza | g) Señas particulares |
| c) Sexo | h) Identificación |
| d) Edad | i) Función zootécnica |
| e) Peso | |

HISTORIA CLÍNICA.

Dentro de la historia clínica se deben tomar en cuenta todos los datos relacionados a la Granja (macroclima, microclima, signología de la piara y del individuo además de el diagnóstico clínico donde se integran los datos como: la instalación, alimento, tratamientos, parámetros reproductivos, morbilidad y mortalidad. (Ver pag.de historia clínica)

INSPECCIÓN EXTERNA.

Inicia con el examen de la piel revisando su continuidad, color, elasticidad, consistencia, aspecto y la presencia de parásitos externos, posteriormente se revisan pezuñas, espacios interdigitales, comprobando su integridad física; por último se revisan los orificios naturales, en el siguiente orden:

- 1.- Cavidad oral: la cual incluye lengua, paladar, dientes y encías.
- 2.- Mucosa nasal.
- 3.- Mucosa ocular.
- 4.- Pabellón auricular
- 5.- Mucosa vaginal o prepucial.
- 6.- Mucosa anal.

INCISIÓN PRIMARIA Y SECUNDARIA.

POSICIÓN DEL CADÁVER: El cadáver se coloca en decúbito dorsal.

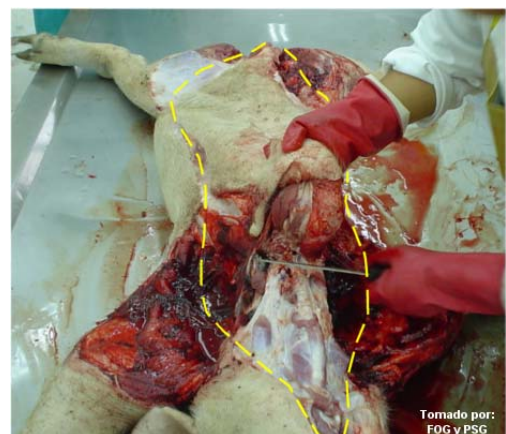
Posicionado el cadaver, se procede a desmembrar los miembros torácicos, esto con un corte a través de piel y músculos pectorales, entre la escápula y el tórax, permitiendo así que los miembros caigan lateralmente. Los miembros pelvianos, se desarticulan realizando un corte sobre los músculos de la cara medial del muslo hasta llegar a la articulación coxofemoral, se corta la cápsula de la articulación al igual que el ligamento redondo exponiendo así la cabeza del fémur y la cavidad acetabular(Kielbach, 1983).

Como siguiente paso se realizan dos cortes de la piel y músculos desde la sínfisis mandibular siguiendo por la cara medial de las ramas de la mandíbula, se deja en la posición la laringe, traquea y esofago y se cortan los músculos esternotirohioideos y se prosigue a desarticular la unión costocondral, se tiene cuidado de no cortar el diafragma para evitar que si existen algún tipo de fluido pase del tórax al peritoneo o visceversa, se cortan los músculos abdominales en las porciones laterales del abdomen, exponiendo con esto las visceras abdominales, hasta llegar a pubis.

En la necropsia del cerdo la incisión primaria va al mismo tiempo que la secundaria, ya que debido a la cantidad de grasa que depositan los cerdos es difícil disecar la piel para revisar tejido subcutáneo y linfonodos (Schunemann, 1985).

La inspección de linfonodos se realiza tratando de ubicarlos anatómicamente por palpación. Cuando los linfonodos están aumentados de tamaño es fácil su localización.

Figura 5.- Incisión primaria y secundaria en cerdos



El objetivo de esta incisión cumple los mismos objetivos que en el caso de caninos, que es exponer cavidad torácica y abdominal, revisar posición de vísceras y determinar la presencia de líquidos. Como ya se refirió anteriormente la incisión secundaria se hace simultáneamente con la incisión primaria.

EXTRACCIÓN DE VÍSCERAS.

Extracción e Inspección del Aparato Respiratorio.

Para la extracción del *aparato respiratorio y corazón*, se hacen dos cortes paralelos al cuerpo de la mandíbula en su cara medial sobre los músculos del espacio intermandibular para extraer la lengua sacando la punta de la misma por un lado y cortando el frenillo, se exponen las tonsilas, las cuales se revisan externa e internamente, hay que recordar que éstas son difusas, en forma de placa por lo que se tiene que tener cuidado en revisarlas. Posteriormente se inciden las articulaciones del hueso hioides, se sujeta la lengua y se retrae caudalmente desprendiendo esófago y tráquea juntos (Se debe tener cuidado en ubicar la tiroides para no separarla de la traquea), en el trayecto se revisan los linfonodos retrofaríngeos y se continúa el corte hasta la entrada del tórax. Se cortan los paquetes carotídeos y ligamentos mediastínicos, y se continúa la retracción de visceras (*esófago, tráquea, pulmones y corazón*) hasta llegar al diafragma. El esófago se separa de la tráquea, luego se liga en la parte anterior para evitar que se salga el contenido a la cavidad torácica y posteriormente se saca con el aparato digestivo. *La lengua, tráquea, pulmones y corazón*, son extraídos de la cavidad torácica cortando la arteria aorta, la vena cava caudal y también se debe de cortar el ligamento frénico pericárdico a la altura del diafragma (Rossi, 1977).

Ya extraído el paquete formado por tráquea, pulmones y corazón se revisan los linfonodos traqueobronquiales, posteriormente se hace un corte sobre la tráquea en su parte membranosa (anillo incompleto), hasta llegar a la bifurcación de la misma, de aquí se continúa por los bronquios principales cortando primero el bronquio traqueal que va del lado derecho, hasta donde la tijera pueda llegar, de esta manera se podrá revisar la mucosa de éstos órganos tubulares y su contenido. Con esta revisión se pueden hacer patentes algunas patologías como cuadros de bronquitis o parasitosis como *Metastrongylus*.

Finalmente se hacen cortes transversales de aproximadamente un centímetro de grosor en todo el parénquima pulmonar (todos los lóbulos). Se debe siempre recordar hacer cortes en los lobulos caudales ya que si existe una parasitosis pulmonar leve es aquí donde se pueden encontrar los parásitos.

Extracción e Inspección del Aparato Circulatorio.

1. El examen de *corazón* se hace sin separarlo de los pulmones para mantener la relación anatómica; y para revisar todas las estructuras sin excepción. Se inicia con la revisión externa del saco pericárdico, posteriormente se hace una pequeña incisión en el pericardio a nivel del ápice, para revisar el líquido pericárdico, su consistencia, color y observar si el pericardio está adherido al epicardio, luego se expone el epicardio y se revisa la superficie del mismo para revisar algún cambio degenerativo como la degeneración mucosa de la grasa, o algunos eventos vasculares como congestión y hemorragias.

Para abrir las cámaras del corazón existen varias técnicas pero se señalará solamente una de ellas como rutina y se agregará en el anexo la otra técnica utilizada principalmente en humanos:

Se toma el corazón con la mano izquierda, quedando el ventrículo izquierdo hacia nuestro lado derecho, se ve claramente la arteria pulmonar que es la arteria mas superficial del corazón.

PRIMER CORTE: se traza una línea imaginaria paralela al surco paraconal aproximadamente a un centímetro a la izquierda, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho, se continuará hacia la arteria pulmonar hasta llegar al parénquima pulmonar, en este corte se revisa: epicardio del ventrículo derecho, miocardio, endocardio, endotelio de la arteria pulmonar, válvula semilunar del tronco pulmonar (nido de golondrina).

SEGUNDO CORTE: de la posición inicial se gira el corazón noventa grados hacia la derecha, tomando como referencia la aurícula, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho y se continúa hacia aurícula derecha, para salir a las venas cavas. En este corte se revisa: endocardio mural, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, músculos papilares, cuerdas tendinosas del ventrículo, válvula atrioventricular

derecha (tricúspide), aurícula derecha, músculos pectinados, venas cavas, seno coronario y ácidos.

TERCER CORTE: se regresa el corazón a la posición original y se toma como referencia el surco paraconal, trazando una línea imaginaria paralela a éste, aproximadamente a un centímetro a la derecha se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo izquierdo y sobre ésta línea se dirige el corte hacia la aorta, antes de llegar a la aurícula se gira la tijera hacia la izquierda ya que la aorta está mas profunda y hacia la izquierda de la arteria pulmonar, se corta primero la arteria pulmonar y de esta manera se sale hacia aorta. En este corte se revisa: epicardio, miocardio ventricular izquierdo, endocardio mural, arteria aorta, su endotelio, válvula semilunar de la aorta y se revisan los orificios de las arterias coronarias.

CUARTO CORTE: De la posición inicial se gira el corazón noventa grados a la izquierda y se toma como referencia la aurícula izquierda. Se incide de ventrículo izquierdo y se continúa hacia arriba hasta la aurícula izquierda para salir a las venas pulmonares revisando: válvula atrioventricular izquierda (mitral o bicúspide), endocardio mural ventricular y aurícula izquierda, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula izquierda, músculos pectinados, venas pulmonares (Kielbach, 1983).

2. El *bazo* se separa y debe revisarse en cuanto a su forma, volumen, el aspecto de la cápsula, bordes, por último se realizan cortes transversales para revisar el parénquima.

Extracción e Inspección del Aparato Digestivo.

En el caso de animales adultos, se puede efectuar la técnica de flujo biliar; ésta se realiza efectuando un corte a lo largo del duodeno descendente en la desembocadura del colédoco (aproximadamente 5-10 cm después del píloro), se presiona la vesícula biliar suavemente hasta observar la salida de bilis hacia la luz intestinal, posteriormente se separa el hígado de sus uniones ligamentosas y se extrae. El *hígado* se revisa externamente por su cara parietal y visceral observando los bordes de los lóbulos hepáticos. Los cortes se realizan en forma transversal con un grosor de un centímetro o menos dependiendo de las lesiones que se observen o que por palpación se sientan de consistencia diferente (duras,

friable). Los cortes se deben hacer en todos los lóbulos; finalmente se revisa la región del hilio. Generalmente el linfonodo se puede revisar antes de sacar el hígado o extraerlo para revisarlo al fina (Kielbach, 1983).

En la inspección de la vesícula biliar se revisa el aspecto externo de la pared, después se incide a todo lo largo de la misma y del conducto biliar, aquí se observará las características de la bilis y la superficie de la vesícula, es importante tomar muestras de ésta para evidenciar algunas patologías (por ej. Salmonelosis).

Como siguiente paso se liga el recto en su porción más caudal y se procede a extraer el intestino de craneal a caudal, cortando su inserción mesentérica. Al llegar al duodeno se separa de su inserción con la pared abdominal y se extrae el paquete formado por esófago, estómago e intestinos. Para liberar el esófago se debe cortar el diafragma.

Debido a que el tracto intestinal del cerdo es muy grande, no se desincerta de su unión mesentérica, solo se localiza la unión íleocecal (unión del ileon con el ciego) y la cecocólica (unión del ciego con el colon), de esta manera es más fácil localizar todas las porciones intestinales como, yeyuno, íleon, ciego, colon ascendente (compuesto por asas centrípetas y centrífugas), colon transversal, colon descendente y recto. Diversas patologías se expresan en la mucosa ileocecal, Si se observa alguna lesión en alguna de las asas intestinales se procede a revisar los linfonodos mesentéricos, los cuales se ubican en el centro de del mesenterio. En estos momentos ya ubicadas las porciones intestinales se procede a tomar muestras de cada una de ellas para los laboratorios de histopatología, bacteriología entre otros, haciendo cortes transversales sobre la porción del intestino al cual se le va a tomar la muestra; si la muestra es para bacteriología o virológica se tendrán que ligar las asas para enviar cerradas. En el caso de histología se cortan porciones de 3 a 5 cm. Se enjuagan en agua con baja presión y se fijan en formol al 10%, ya tomadas las muestras, se cortan las porciones intestinales sobre su borde antimesentérico (sobre su luz) para revisar así la mucosa y contenido presente en la luz (Gazquez, 1988).

Extracción e Inspección del Aparato Urinario y Glándulas Adrenales.

Se revisan las glándulas adrenales "*in situ*" (antes de extraer los riñones) realizando un corte por su eje longitudinal para observar la corteza y médula.

El *aparato urinario* se revisa desprendiendo los riñones de la fascia subperitoneal, teniendo la precaución de no romper los ureteres, los cuales se disecan hasta llegar a la vejiga. La revisión de cada riñón se efectúa haciendo un corte por el borde lateral de polo a polo para retirar la cápsula fibrosa hasta el hilio. Se inspeccionará la superficie renal y posteriormente se continúa el corte del parénquima renal hasta exponer corteza, médula y pelvis renal. Se recomienda que se haga sobre una mesa de parafina o de madera y que se haga de un solo corte y que sea lo más simétrico, para poder ver la relación entre corteza y médula que puede verse alterada en algunas patologías como nefritis intersticial crónica por leptospirosis.

Los ureteres se revisan observando y palpando el grosor y simetría de ambos, y en caso de observar alteraciones u obstrucciones se efectúa un corte desde la pelvis renal hasta la vejiga o se trata de hacer pasar un estilete para confirmar la obstrucción.

Es necesario extraer la orina para realizar la inspección de la vejiga ya que si se requiere tomar una muestra de orina ésta no se contamine con otros agentes.

En el caso de necesitar una muestra de orina es forzoso limpiar la vejiga con una torunda húmeda con alcohol posteriormente con una jeringa estéril se extrae la orina y se coloca en un frasco perfectamente limpio; ya tomada la muestra se procede a la inspección de la vejiga; primero se revisa sus características externas posteriormente se incide longitudinalmente desde el ápice hasta la uretra, observando el estado de la mucosa.

En caso de requerir un examen de la uretra pélvica en machos, se corta el piso de la pelvis con un costotomo y se revisa hasta el meato urinario externo (orificio uretral externo).

Extracción e Inspección del Aparato Genital Femenino.

Para su extracción se cortan el ligamento ovárico y ancho del útero, que fija a los ovarios y al útero con la pared abdominal y se retraen junto con oviductos y útero. Después se corta la vagina lo más caudal al púbis.

Cuando se requiere una revisión más extensiva por existir sospecha de patología en el aparato reproductor, se procede a hacer dos cortes paralelos al pubis con un costotomo para extraer todo el paquete de ovarios, útero, cérvix, vagina y vulva.

La inspección comprende: la observación y anotación de las estructuras presentes en ovarios (folículos, cuerpos lúteos, etc.), después se realiza una incisión longitudinal para revisar su parénquima, posteriormente se corta longitudinalmente por la superficie dorsal la vagina, el cuerpo del útero y los cuernos uterinos por su borde libre, revisando así la mucosa; por último se revisan oviductos (Rossi, 1977).

Extracción e Inspección del Aparato Genital Masculino.

En el caso del verraco se cortan y examinan las glándulas anexas que en este caso son: glándula vesicular, prostata y glándulas bulbouretrales, a ellas se les revisa su tamaño, simetría, consistencia y superficie de corte. Si es necesario un examen detallado se retira el piso de la pelvis y se extrae todo el aparato genital, tal y como se explicó en el caso de la hembra. En este caso se puede retirar junto con los testículos o hacer la revisión testicular in situ (Shively, 1993).

Los testículos se revisan retirando las envolturas testiculares (escroto, fascias escrotales, tunica vaginal parietal), inspeccionando el cordón espermático y finalmente el propio testículo, lo cual se hace mediante un corte que abarque epidídimo y parénquima testicular. Es importante detectar si existe al corte crepitación y revisar la superficie de corte para observar alguna patología como podría ser los granulomas espermáticos en epidídimo.

Extracción e Inspección del Sistema Músculo-Esquelético.

En cerdos es muy importante su inspección sobre todo en lechones los cuales son susceptibles a infecciones umbilicales (onfaloflevitis) que favorecen la entrada de bacterias que pueden llegar a las articulaciones produciendo artritis.

Se revisan las articulaciones coxofemoral, femurotibiopatelar, tibiofibulo-tarsiana, escápulo-humeral y atlanto-occipital. Del mismo modo se revisan las costillas para ver posibles alteraciones por deficiencia de minerales y se revisa la línea de crecimiento (unión costo-condral).

Las masas musculares que se revisan son: diafragma, maseteros, ancóneos, semitendinoso, semimembranoso y bíceps femoral; en los cuales se hacen cortes profundos para observar sus características; en este caso se pueden hacer revisiones para observar Cysticercos y Trichinela, pero además nos puede indicar problemas nutricionales como en el caso de deficiencia de vitamina E y selenio o en el cuadro de estrés denominado músculo blanco pálido y exudativo (Blood, 1976).

La inspección de las fosas nasales y conchas nasales se realiza haciendo un corte transversal del maxilar entre el primer y segundo molar; esto es importante para observar atrofia o lesión de los cornetes (rinitis atrófica o necrótica).

Figura 6.- Corte transversal del maxilar para observar cornetes nasales



Extracción e Inspección del Encéfalo.

De primera instancia se puede hacer toma de líquido cefalorraquídeo para ver cantidad de líquido, color, consistencia y de esta manera hacer frotis para ver procesos inflamatorios y presencia de cuerpos de inclusión (fiebre porcina clásica) (Kielbach, 1983).

Se desarticula la cabeza, cortando la articulación atlanto-occipital posteriormente se realiza la extracción del cerebro separando primero la piel y los músculos que recubren el cráneo, posteriormente se realiza un corte que va del forámen magno a la comisura palpebral lateral, el segundo corte inicia de la comisura palpebral lateral hacia el centro de la frente, a la altura de una línea imaginaria trazada a nivel de las comisuras palpebrales mediales, repitiendo los dos cortes del lado contrario, por último se levantan los huesos que se cortaron quedando así expuesto el encéfalo. Estos cortes son levemente diferentes a la del perro debido a que el encéfalo en el cerdo es más alargado.

El cerebro se extrae cuidadosamente cortando los pares craneales de rostral a caudal. Una vez extraído para una mejor inspección, el cerebro se toman las muestras que van a ser enviadas a laboratorio de inmunohistoquímica (inmunofluorescencia) en refrigeración preferentemente y para el análisis morfológico se fija en formol al 10% por unas cuantas horas, ya que esto da cierta dureza, evitando que se desbarate, permitiendo así un mejor corte en cuanto a simetría. Se debe recordadr que si se va a enviar a laboratorio de inmunología o bacteriología, el formol inactiva las bacterias y no permite una buena actividad inmunológica (fluorescencia en fiebre porcina clásica, Aujesky)(Blood 1976). Después se hacen cortes transversales seriados abarcando ambos hemisferios, para de esta manera compararlos y detectar cualquier alteración.

Figura 7.- Cortes del cráneo para extraer cerebro en cerdos



Técnica de necropsia en rumiantantes



REVISIÓN ANATÓMICA

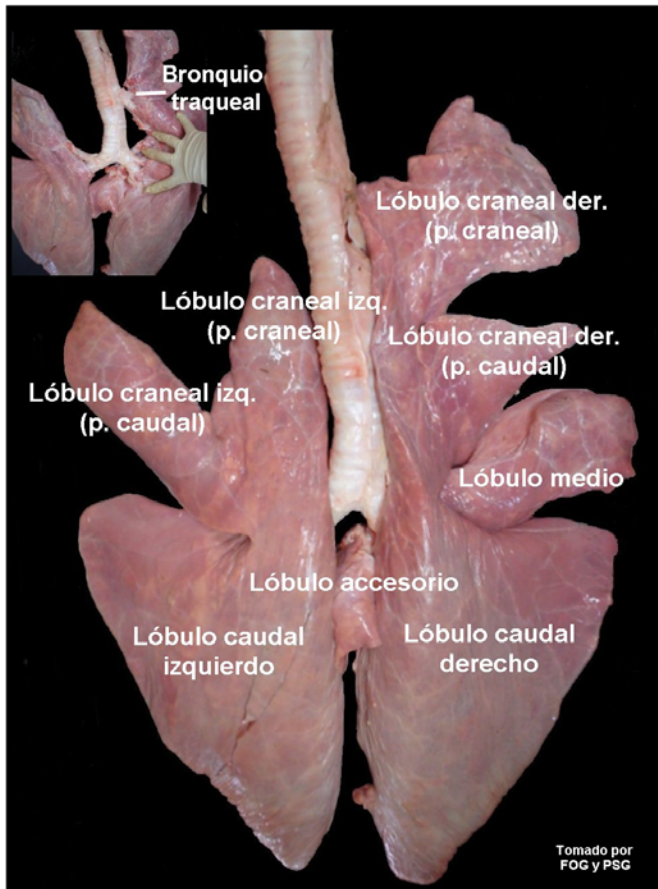


Figura 1.-
Pulmón de bovino

Figura 2.- **Hígado de bovino**

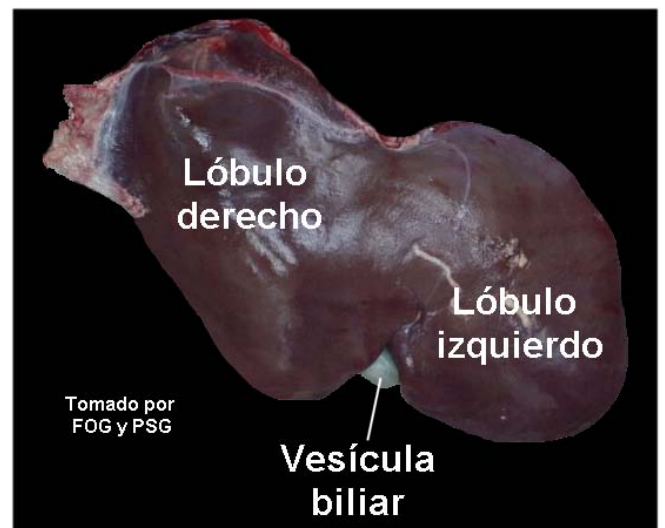
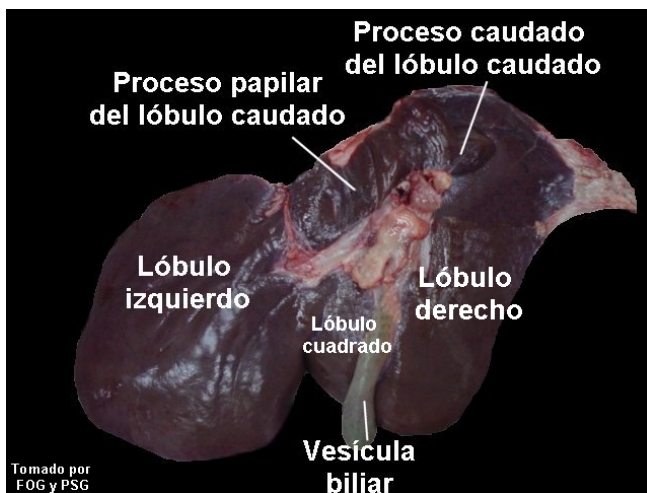


Figura 3.-

Bazo de oveja



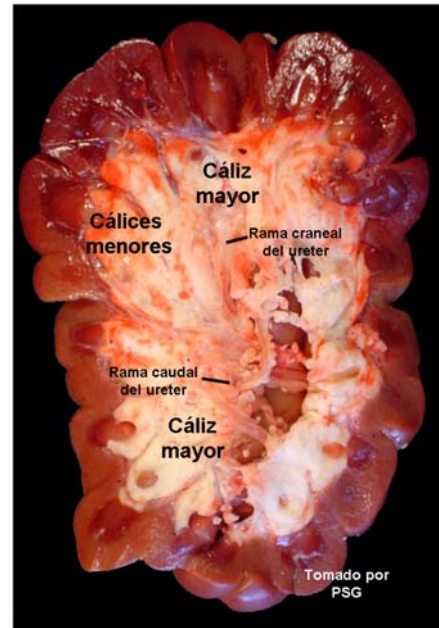
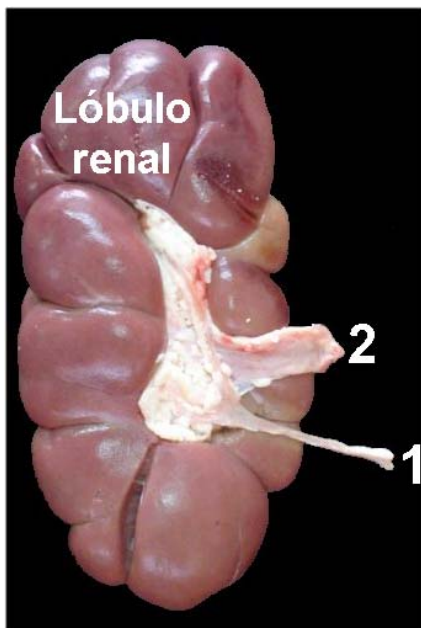
Superficie parietal



Superficie visceral

Figura 4.-

Riñón de bovino



- 1. Ureter
- 2. Vena renal

TÉCNICA DE NECROPSIA EN RUMIANTES

Se inicia realizando la reseña del animal en donde se incluirá:

- a) Especie
- b) Raza
- c) Sexo
- d) Edad
- e) Peso
- f) Color
- g) Señas particulares
- h) Identificación
- i) Función zootécnica

INSPECCIÓN EXTERNA.

Inicia con el examen de la piel revisando su continuidad, color, elasticidad, consistencia, aspecto y si existiera la presencia de parásitos externos, posteriormente se revisan pezuñas, espacios interdigitales, comprobando su integridad física.

Por último se revisan los orificios naturales, en el siguiente orden:

- 1.- Cavidad oral: la cual incluye lengua, paladar, dientes y encías.
- 2.- Mucosa nasal.
- 3.- Mucosa ocular.
- 4.- Pabellón auricular.
- 5.- Mucosa vaginal o prepucial.
- 6.- Mucosa anal.

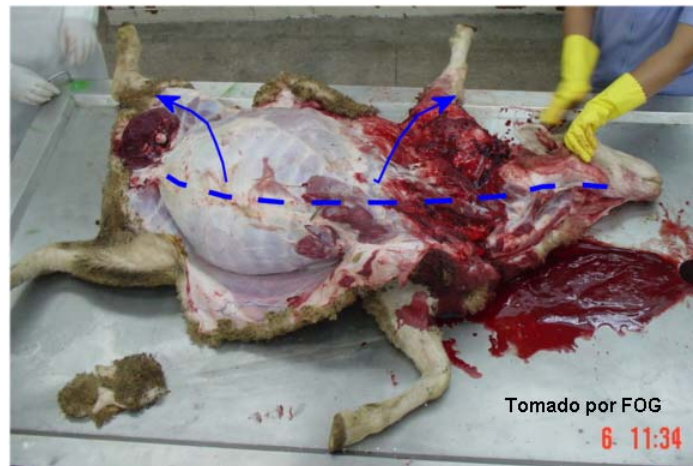
INCISIÓN PRIMARIA.

POSICIÓN DEL CADAVER: Debido a las características de estos animales, los adultos se colocan decúbito lateral izquierdo para que el rumen quede en el piso y no estorbe el manejo y la revisión de las vísceras, mientras que si el animal es joven se puede efectuar decúbito dorsal como en los caninos (Habel, 1983).

Se realiza la incisión primaria desde la sínfisis mandibular hasta la sínfisis púbica evitando cortar ya sea la glándula mamaria o el pene. La piel del lado derecho de

animal se disecciona, se cortan los músculos pectorales, el plexo braquial del brazo derecho, los músculos de la pierna y la articulación coxofemoral del mismo lado. Ya en posición se procede a revisar los linfonodos superficiales como son los mandibulares, cervicales superficiales (preescapulares), axilares (subescapulares), el prefemoral y, mamarios o escrotales dependiendo del sexo (Kielbach, 1983).

Figura 5.- Incisión primaria



INCISIÓN SECUNDARIA.

Se diseccionan los músculos esterno-tirohioideos de la laringe y tráquea hasta la entrada del tórax sobre el esternón, una vez ahí se procede a hacer cortes musculares para exponer la unión costocondral por el lado derecho y la zona dorsal de las costillas tratando de evitar las procesos transversas de las vértebras torácicas, después se procede a cortar con un costotomo, debido a que esto solo se hace del lado derecho, la incisión secundaria esta formada por el costillar y los músculos abdominales que se cortan para dejar expuesta la cavidad abdominal.

Después del corte con el costotomo es importante ir cortando las uniones musculares para poder separar el costillar, además se deberán efectuar cortes en los músculos intercostales para poder ir sujetando y jalando por estos lugares, para evitar lastimarse con las esquirlas del hueso cortado. Realizado esto se procede a observar las vísceras *in situ*.

Figura 6.- Incisión secundaria



EXTRACCIÓN DE VISCERAS.

Es similar en todas las especies, solamente existen variaciones anatómicas como en el caso de aparato digestivo.

INSPECCIÓN DE APARATO RESPIRATORIO.

Ya extraído el paquete formado por tráquea, pulmones y corazón se revisan los linfonodos traqueobronquiales; posteriormente se hace un corte sobre la tráquea en su parte membranosa (anillo incompleto), en el caso de los rumiantes se encuentra de lado derecho el bronquio traqueal el cual se revisa al inicio, posteriormente se revisan los bronquios principales hasta donde la tijera pueda llegar, de esta manera se podrá revisar la mucosa de éstos órganos tubulares y su contenido.

Finalmente se hacen cortes transversales de aproximadamente un centímetro de grosor en todo el parénquima pulmonar (todos los lóbulos).

Al momento de los realizar los cortes del corazón se revisan los pulmones por la vía vascular (tronco pulmonar y venas pulmonares). Es importante revisar ambas vías.

INSPECCIÓN DE APARATO CARDIOVASCULAR.

1. Corazón: El examen se inicia con la revisión externa del saco pericárdico, posteriormente se hace una pequeña incisión en el pericardio a nivel del ápice, para revisar el líquido pericárdico, su consistencia, color y si el pericardio está adherido al epicardio, luego se expone el epicardio y se revisa su superficie.

Se toma el corazón con la mano izquierda, quedando el ventrículo izquierdo hacia nuestro lado derecho, viendo la superficie auricular del corazón.

PRIMER CORTE: se traza una línea imaginaria paralela al surco paraconal aproximadamente a un centímetro a la izquierda, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho, se continuará hacia la arteria pulmonar hasta llegar al parénquima pulmonar, en este corte se revisa: epicardio del ventrículo derecho, miocardio, endocardio, endotelio, arteria pulmonar, válvula semilunar del tronco pulmonar (nido de golondrina).

SEGUNDO CORTE: de la posición inicial se gira el corazón noventa grados hacia la derecha, tornando como referencia la aurícula, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho y se continúa hacia arriba llegando hasta la aurícula derecha, para salir a las venas cavas. En este corte se revisa: endocardio mural, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, válvula atrioventricular derecha (tricúspide), músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula derecha, músculos pectinados, venas cavas y ácidos.

TERCER CORTE: se regresa el corazón a la posición original y se toma como referencia el surco paraconal, trazando una línea imaginaria paralela a éste, aproximadamente a un centímetro a la derecha se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo izquierdo y sobre ésta línea se dirige el corte hacia la aorta, antes de llegar a la aurícula se gira la tijera hacia la izquierda, se corta primero la arteria pulmonar y de esta manera se sale hacia aorta. En este corte se revisa: epicardio, miocardio ventricular izquierdo, endocardio mural, arteria aorta, su endotelio, válvula semilunar de la aorta.

CUARTO CORTE: De la posición inicial se gira el corazón noventa grados a la izquierda y se toma como referencia la aurícula izquierda. Se incide de ventrículo izquierdo y se continúa hacia arriba hasta la aurícula izquierda para salir a las venas pulmonares revisando: válvula atrioventricular izquierda (mitral o bicúspide), endocardio mural ventricular y auricular izquierdo, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula izquierda, músculos pectinados, venas pulmonares.

2. Bazo: éste se encuentra en el saco dorsal del rumen por lo que muchas veces se dificulta su extracción en el orden que se hace en el perro, por lo tanto se revisa junto con el rumen. Se revisa su forma, volumen, el aspecto de la cápsula y bordes, por último se realizan cortes transversales para revisar el parénquima.

INSPECCIÓN DE APARATO DIGESTIVO.

Si se sospecha de una obstrucción biliar se procederá a efectuar la prueba del flujo biliar con la misma técnica que se usa en perros y si el rumen no está muy lleno se procede a extraer el hígado.

En animales adultos debido al volumen que tiene el rumen, muchas veces es más fácil extraer el aparato digestivo en dos partes; la primera sería la extracción de intestino delgado haciendo un nudo en el duodeno y en la porción caudal del intestino grueso (recto) los cuales se cortan en ambos extremos para evitar la salida de contenido intestinal a la cavidad (Schunemann, 2002; Stratus, 1988)

De ésta manera queda separado intestino de preestómagos y abomaso, posteriormente se retira el rumen, retículo, omaso y abomaso en conjunto, se realiza su inspección cortando en primer lugar el esófago, luego el rumen (por curvatura dorsal del rumen), luego el retículo, omaso y abomaso; siempre cortando sobre la curvatura mayor. Aquí se debe ser muy cuidadoso en observar el contenido del rumen, sus papilas y la cantidad de líquido ya que éste puede indicar problemas digestivos (Kielbach, 1983).

En el caso del intestino se procede a revisar los linfonodos mesentéricos y posteriormente se separa el intestino del mesenterio, por último se inspecciona tanto por la parte externa como en la luz del órgano. En ocasiones por el tamaño del intestino solo se revisan algunas porciones aleatorias o las que se observan afectadas, se debe tratar de dejar zonas sin manipularse para poder tomar muestras adecuadas para histopatología.

El hígado se extrae cortando sus ligamentos que lo fijan a los demás órganos, se revisa externamente por su cara parietal y visceral observando los bordes de los lóbulos hepáticos; en el caso de que el rumen esté muy lleno se deja el hígado en cavidad y una vez fuera el rumen se procede a su extracción. Los cortes se realizan en forma transversal con un grosor de un centímetro aproximadamente, en cada uno de los lóbulos. Finalmente se revisa la región del hilio.

En la inspección de la vesícula biliar se revisa el aspecto externo de la pared, después se incide a todo lo largo de la misma y del conducto biliar, aquí se observará las características de la bilis y la superficie de la vesícula, igualmente se debe ver el espacio que hay entre mucosa y la membrana basal la cual se puede ver separada por un aumento de líquido.

APARATO URINARIO.

Se revisan las glándulas adrenales "*in situ*" (antes de extraer los riñones) realizando un corte por su eje longitudinal para observar la corteza y médula.

La extracción y revisión de riñones, ureteres y vejiga se realiza igual que en los caninos, con la salvedad de que en bovinos, éstos son lobulados y es complicado quitar la cápsula de una sola vez.

Nota: Los riñones de los ovinos y caprinos como algunos otros rumiantes son parecidos a los caninos.

APARATO GENITAL FEMENINO.

Para su extracción se corta el ligamento ancho del útero que fijan a los ovarios, oviducto y útero con la pared abdominal retrayendolos caudalmente hasta el pubis. Posteriormente se cortan a este nivel

La inspección comprende la observación y anotación de las estructuras presentes en el ovario (folículos, cuerpos lúteos, etc.), después se realiza la incisión del ovario en forma longitudinal, para revisar su parénquima, se abre longitudinalmente la vagina, el cuerpo del útero y los cuernos uterinos por su borde libre. Finalmente se revisan oviductos (Rossi, 1977).

APARATO GENITAL MASCULINO.

En este caso se revisan las siguientes glándulas: próstata, glándula vesicular y glándula bulbouretral; se debe tener cuidado en revisar prepucio y pene. Por otro lado la inspección de los testículos debe ser bastante detallada revisando de ellos su forma, consistencia y superficie de corte, nunca deben estar adheridos al escroto.

Se debe poner mas atención a la revisión del epididimo especialmente en ovinos, ya que algunos agentes pueden producir problemas de epididimitis (*Brucella ovis*, *Actinobacillus seminis*) (Blood, 1976).

NOTA: Tener mucho cuidado al revisar aparato reproductor de ambos sexos ya que se pueden dar problemas de zoonosis.

MÚSCULO ESQUELÉTICO.

Se revisan las articulaciones sobre todo en animales jóvenes, en animales que manifiesten claudicación o un incremento de tamaño en las articulaciones, animales que tuvieron infección umbilical y en aquellos animales viejos que tienen deformidad en las mismas.

En el caso de animales jóvenes es importante hacer cortes en músculos semitendinosos y semimembranosos para observar cambios de color en el músculo (músculo blanco), más si han tenido una historia de muerte súbita. Se puede hacer la revisión de la línea de osificación si se tiene sospecha de raquitismo o algún desbalance mineral.

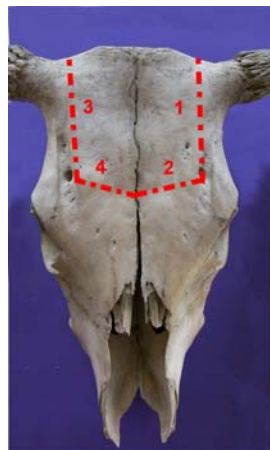
Para observar algún problema de rinitis se revisan las conchas nasales, haciendo un corte en forma transversal entre el primer y segundo molar o bien se puede hacer un corte en forma longitudinal de la cavidad nasal.

ENCÉFALO.

En animales jóvenes se puede hacer el corte similar a los caninos, pero si el animal tiene cuernos se debe extraer según la técnica siguiente:

En animales adultos, se desarticula la articulación atlanto-occipital cortando piel y músculos quedando expuestos los huesos del cráneo. Al igual que en el perro se disecan todos los músculos, para dejar el hueso limpio. El primer corte va del foramen magno a la base del cuerno (lateral a la eminencia intercornual) posteriormente este corte se continúa hasta el foramen supraorbitario; el segundo corte va del foramen supraorbitario (a nivel de la comisura palpebral lateral) al centro de la frente, posteriormente se repiten estos dos cortes del lado contrario. El cerebro se extrae cuidadosamente cortando los pares craneales de rostral a caudal. Para una mejor inspección, el cerebro se fija en formol al 10%, ya que esto da cierta dureza, evitando que se desbarate, permitiendo así un mejor corte en cuanto a simetría (excepto si se va a enviar a laboratorio de inmunología o bacteriología). Después se hacen cortes transversales seriados abarcando ambos hemisferios, para compararlos y detectar cualquier alteración.

Figura 7.- Cortes del cráneo en bovino.



Técnica de necropsia en equinos



REVISIÓN ANATÓMICA

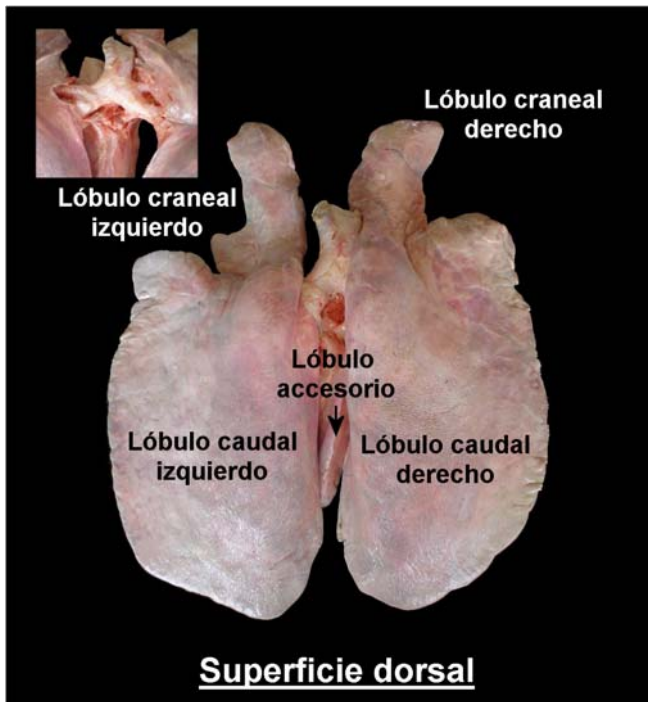


Figura 1.- Pulmón de equino

Figura 2.- Hígado de equino

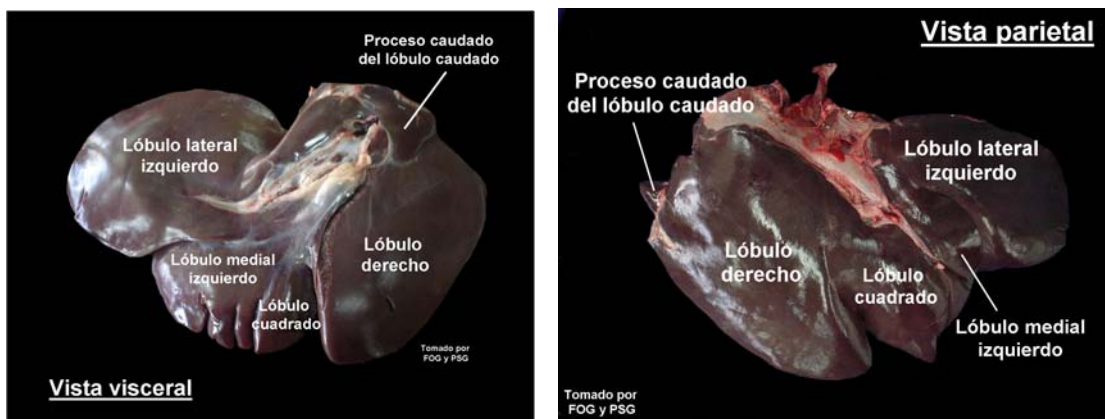
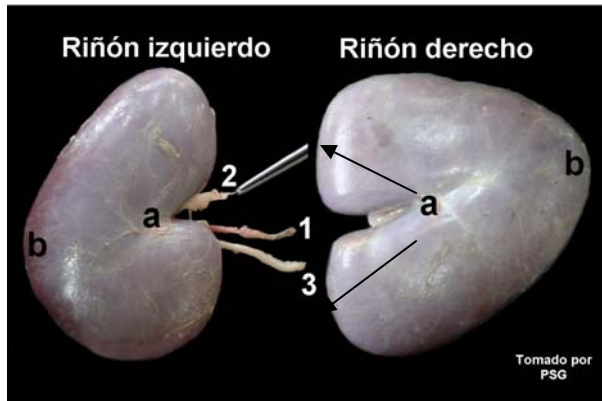


Figura 3.- Riñones de equino



Riñón de equino
a. Borde medial;
b. Borde lateral;
c. Corteza; d. Zona intermedia; e. Médula;
f. Pelvis renal
1. A. renal, 2. V. renal,
3. Ureter

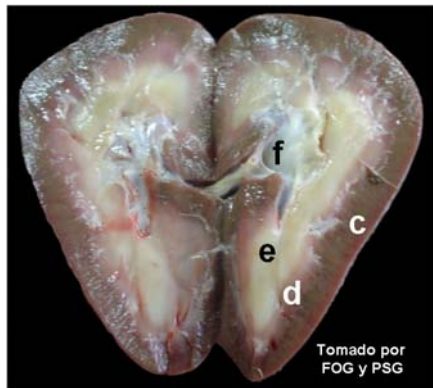
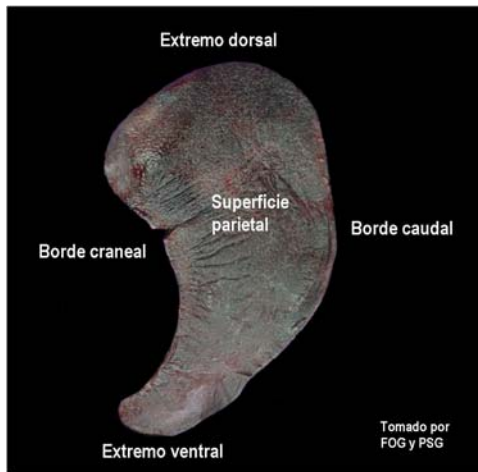


Figura 4.- Bazo de equino



TÉCNICA DE NECROPSIA EN EQUINOS

RESEÑA.

Es una serie de datos generales del animal dentro de los cuales se incluyen:

- | | |
|------------|-----------------------|
| a) Especie | f) Color |
| b) Raza | g) Señas particulares |
| c) Sexo | h) Identificación |
| d) Edad | i) Función zootécnica |
| e) Peso | |

HISTORIA CLÍNICA.

Dentro de la historia clínica se deben tomar en cuenta todos los datos relacionados a la Granja (macroclima, microclima, signología de la piara y del individuo además de el diagnóstico clínico donde se integran los datos como: la instalación, alimento, tratamientos, parámetros reproductivos, morbilidad y mortalidad (Ver pag.de historia clínica)

INSPECCIÓN EXTERNA.

Se comienza con el examen de la piel revisando su continuidad, color, elasticidad, consistencia y aspecto. Posteriormente el pelo tomando en cuenta su distribución, cantidad, implantación y aspecto; se revisa el casco, comprobando su integridad física.

Como último paso se revisan orificios naturales con la siguiente secuencia:

- 1.- Cavidad oral: lengua, paladar, dientes, encías.
- 2.- Mucosa nasal.
- 3.- Pabellón auricular.
- 4.- Mucosa ocular.
- 5.- Mucosa vaginal o prepucial.
- 6.- Mucosa anal.

INCISIÓN PRIMARIA.

POSICIÓN DEL CADÁVER: se coloca en posición decúbito lateral derecho para que el ciego que en estos animales ocupa la mayor parte de la cavidad abdominal no estorbe durante la técnica y se puedan observar las otras vísceras “*in situ*”. (Kielbach, 1983)

Se hace un corte por la línea media desde la sínfisis mandibular hasta la sínfisis púbica rodeando en machos el aparato reproductor y en hembras la glándula mamaria, se desmiembran los miembros torácico y pelviano del lado izquierdo. Se procede a revisar los linfonodos superficiales los cuales son mandibular, cervical superficial (preescapulares), axilares (subescapulares), el prefemoral y los mamarios o inguinales.

INCISIÓN SECUNDARIA.

Se disecan los músculos esterno-tirohioideos de la laringe y tráquea hasta la entrada del tórax sobre el esternón, se disecan los músculos que están sobre las costillas a nivel de la articulación costocandral y a nivel del extremo vertebral de las mismas cortando en estas mismas líneas con un costotomo. Debido a que esto solo se hace del lado izquierdo, la incisión secundaria abarca la extracción del costillar como de los músculos abdominales que se cortan para dejar expuesta la cavidad abdominal (Schunemann, 2002)

EXTRACCIÓN E INSPECCIÓN DE APARATO RESPIRATORIO.

Se hacen dos cortes paralelos al cuerpo de la mandíbula en el espacio intermandibular cortando los músculos que se encuentran dentro de este espacio, para así extraer la lengua sacando la punta de la misma por un lado y cortando el frenillo, se exponen las tonsilas, las cuales se revisan externa e internamente, posteriormente se inciden las articulaciones del hueso hioides, se sujeta la lengua y se retrae caudalmente desprendiendo esófago y tráquea juntos, en el trayecto se revisan los linfonodos retrofaríngeos y se continúa el corte hasta la entrada del tórax. Se cortan los paquetes carotídeos y ligamentos mediastínicos, y por tracción se extrae todo el paquete formado por esófago, tráquea, pulmones y corazón hasta donde se encuentra el diafragma. El esófago se separa de la tráquea, luego se liga en la parte anterior y se corta, para posteriormente ser extraído con el aparato digestivo. La lengua, tráquea, pulmones y

corazón, son extraídos de la cavidad torácica cortando los grandes vasos a la altura del diafragma, el cual se revisará cuidadosamente.

Posteriormente se revisan los linfonodos traqueobronquiales, después se hace un corte sobre la tráquea en su parte membranosa (anillo incompleto), hasta llegar a la bifurcación de la misma, de aquí se continúa por los bronquios principales hasta donde la tijera pueda llegar, de esta manera se podrá revisar la mucosa de éstos órganos tubulares y su contenido.

Finalmente se hacen cortes sagitales de aproximadamente un centímetro de grosor en todo el parénquima pulmonar (todos los lóbulos).

APARATO CARDIOVASCULAR.

1.- CORAZÓN Y GRANDES VASOS.

El examen de corazón se inicia con la revisión externa del saco pericárdico, posteriormente se hace una pequeña insición en el pericardio a nivel del ápice, para revisar líquido su consistencia, color y si éste está adherido al epicardio, luego se expone el epicardio y se revisa la superficie.

Para abrir las cámaras del corazón existen varias técnicas pero se señalará la que se piensa es la más conveniente como rutina:

Se toma el corazón con la mano izquierda, quedando el ventrículo izquierdo hacia nuestro lado derecho, viendo el corazón por la superficie auricular.

PRIMER CORTE: se traza una línea imaginaria paralela al surco paraconal y aprox. a un centímetro a la izquierda, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho, y se continuará hacia la arteria pulmonar hasta llegar al parénquima, en este corte revisaremos: válvula pulmonar (nido de golondrina), arteria pulmonar y su endotelio, endocardio mural y miocardio del ventrículo derecho.

SEGUNDO CORTE: De la posición inicial se gira el corazón noventa grados hacia la derecha, tornando como referencia la aurícula, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho y se continúa hacia arriba para salir a las venas cavas. En este corte revisamos: valva atrioventricular derecha (tricúspide), endocardio mural del ventrículo y aurícula derecha, venas cavas y ácigos; además se tienen que observar

los músculos papilares en el ventrículo y los músculos pectiniformes en la aurícula, al igual que las cuerdas tendinosas de las valvulas y las trabéculas septomarginales (moderadora) del ventrículo derecho del corazón, las cuales van de pared a pared.

TERCER CORTE: se regresa el corazón a la posición original y se toma como referencia el surco paraconal, trazando una línea imaginaria paralela a éste, aproximadamente a un centímetro a la derecha se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo izquierdo y sobre ésta línea se dirige el corte hacia la aorta, antes de llegar a la aurícula se gira la tijera hacia la izquierda, se corta primero la arteria pulmonar y de esta manera se sale hacia aorta. En este corte se revisa: epicardio, miocardio ventricular izquierdo, endocardio mural, arteria aorta, su endotelio, válvula semilunar de la aorta.

CUARTO CORTE: De la posición inicial se gira el corazón noventa grados a la izquierda y se toma como referencia la aurícula izquierda. Se incide de ventrículo izquierdo hacia venas pulmonares y se revisa: válvula mitral, endocardio mural ventricular y auricular izquierdo, venas pulmonares y su endotelio y miocardio ventricular izquierdo; además se tienen que observar los músculos papilares del ventrículo izquierdo y los pectiniformes de la aurícula, al igual que las cuerdas tendinosas de las válvulas y trabéculas septomarginales (moderadoras) del ventrículo izquierdo, las cuales van de pared a pared (Schunemann, 2002; Kielbach, 1983).

2.- BAZO

Debe revisarse en cuanto a su forma, volumen, el aspecto de la cápsula, bordes, por último se realizan cortes transversales para revisar el parénquima.

APARATO DIGESTIVO.

El *hígado* se revisa externamente por su cara parietal y visceral observando los bordes de los lóbulos hepáticos. Los cortes se realizan en forma transversal con un grosor de un centímetro aproximadamente, en cada uno de los lóbulos; finalmente se revisa la región del hilio y los linfonodos.

Una vez abierta la cavidad abdominal se sacan las vísceras abdominales para revisar la aorta descendente, las arterias celiacas, mesentérica craneal y renal, esto con

el fin de observar algún cuadro de trombosis producido por parásitos (*Strongylus vulgaris*), posteriormente se hace una doble ligadura en la unión ileocecal y ultima porción de colon ascendente para así extraerlos, como siguiente paso se extraen el esófago, estómago e intestino delgado; y por último se extrae colon transverso, descendente y recto (Blood, 1976).

APARATO URINARIO.

Las glándulas adrenales se revisan “*in situ*” aunque no sean parte del aparato urinario, pero al igual que otras glándulas endócrinas se revisan al momento de inspeccionar el aparato u órgano que esten más cercanas a estas, se hacen cortes por su curvatura mayor para observar tanto la corteza como la médula. Se desprenden los riñones igual que en caninos y se quita la cápsula de una sola vez; al igual que en los perros se revisan los ureteres y vejiga.

APARATO GENITAL FEMENINO.

Se cortan los ligamentos mesovárico y ancho, se extraen los ovarios, oviductos y útero. Se trata de cortar hasta cervix o lo más cercano al pubis en el caso de contarse con una hacha se puede cortar el hueso púbico y extraer hasta la vulva del animal. La revisión es similar en todas las especies.

APARATO GENITAL MASCULINO.

Es similar en todas las especies, poniendo atención en las glándulas anexas, en el caballo se encuentran todas (vesículas seminales, bulbouretrales y próstata), se debe tener cuidado en revisar prepucio y pene. Por otro lado los testículos se inspeccionan tomando en cuenta su forma, consistencia y superficie de corte; nunca deben estar adheridos al escroto (Shively, 1993).

SISTEMA MÚSCULO-ESQUELÉTICO

En equinos se revisa en forma similar a las demás especies, es importante en animales jóvenes los cuales son susceptibles a infecciones umbilicales que favorecen la entrada de bacterias que pueden llegar a las articulaciones produciendo artritis (Blood, 1976).

Se revisan las articulaciones coxofemoral, femurotibio-rotuliana, tibio-tarsiana, escapulo-humeral y atlanto-occipital. Del mismo modo se revisan las costillas para ver

posibles alteraciones por deficiencia de minerales y se revisa la línea de crecimiento (unión costo-condral).

Las masas musculares que se revisan son: diafragma, maseteros, ancóneos, semitendinoso, semimembranoso y bíceps femoral; en los cuales se hacen cortes profundos para observar sus características.

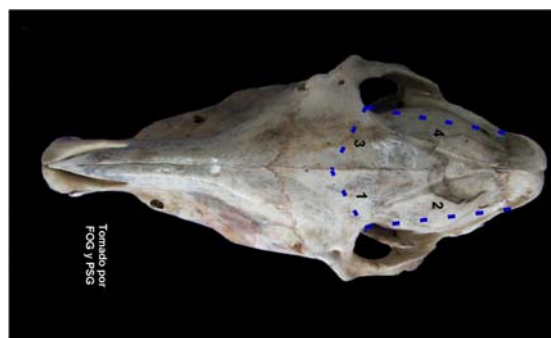
ENCÉFALO.

De primera instancia se puede hacer toma de líquido cefalorraquídeo para ver cantidad de líquido, color, consistencia y de esta manera hacer frotis para ver procesos inflamatorios y presencia de cuerpos de inclusión (encefalitis equina)

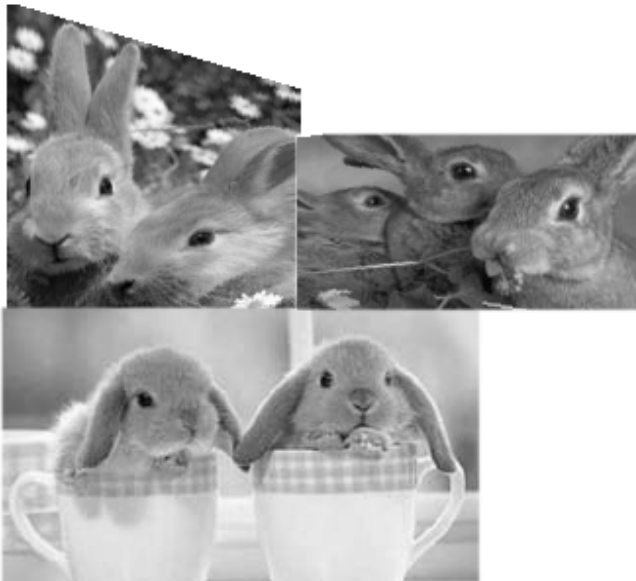
Se desarticula la cabeza a nivel de la articulación atlanto-occipital. Se disecciona la piel y músculos de la cabeza hasta dejar limpio el hueso, el primer corte inicia en el borde caudal del ojo continuándose hasta el centro de la frente a nivel de la comisura palpebral lateral, el segundo corte va del borde caudal del ojo hasta el foramen magno; repitiendo ambos cortes del lado contrario.

Los cortes tienen que ser profundos cuando llegan a la fosa del temporal, pero a los lados deben de ser superficiales para evitar la mutilación del cerebro. Luego se separan y levantan los huesos cortados (incluyen el occipital, interparietal, parietal y parte posterior de los frontales) y se procede como en el caso de los perros para la inspección de éste (Schunemann, 1985).

Figura 5.- Cortes del cráneo en equino



Técnicas de necropsia en conejos y chinchillas



ANATOMÍA DEL CONEJO

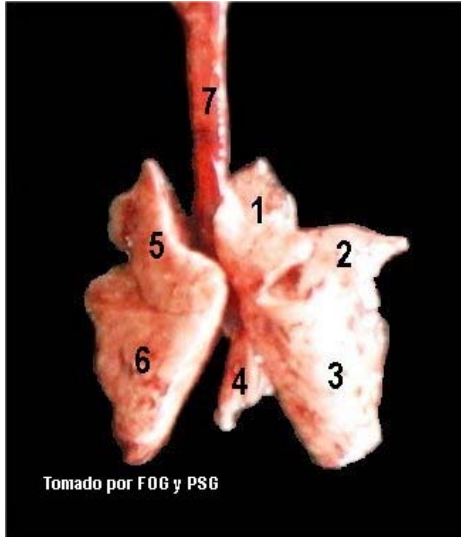


Figura 1.- Pulmón de conejo

1. Lóbulo craneal derecho
2. Lóbulo medio
3. Lóbulo caudal derecho
4. Lóbulo accesorio
5. Lóbulo craneal izquierdo
6. Lóbulo caudal izquierdo
7. Tráquea



Figura 2.- Estómago y bazo de conejo

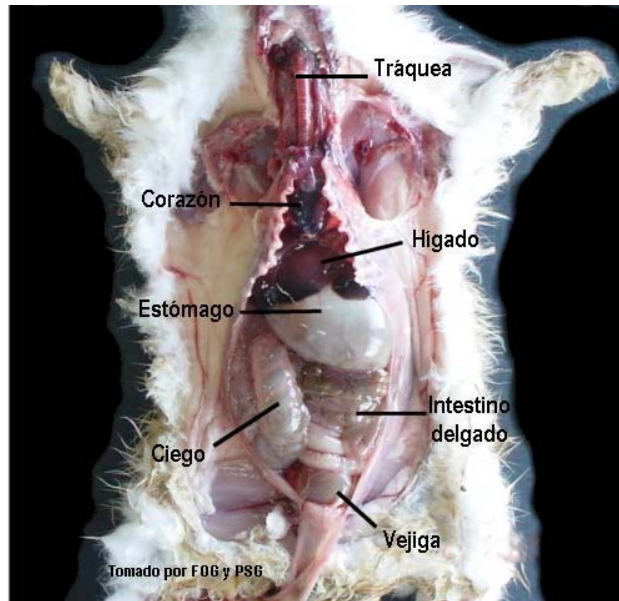


Figura 3.-

Aparato digestivo de conejo

1. Estómago
2. Intestino delgado
3. Ciego
- 3^a. Ápice del ciego
4. Recto

Figura 4.- **Órganos "in situ"**



NECROPSIA DE CONEJOS Y CHINCHILLAS.

Igual que en todas las necropsias se debe tener en cuenta la historia clínica y se debe comparar los datos generales de la historia clínica con la reseña que hace el prosector de la técnica de necropsia

RESEÑA.

Contiene datos sobre el animal los cuales incluyen:

Especie:	Peso:
Raza:	Color:
Sexo:	Señas particulares:
Edad:	Función zootécnica:
Identificación:	

INSPECCIÓN EXTERNA.

Se realiza de forma sistemática, ordenada y completa, esta puede aportar datos relevantes para el diagnóstico, siempre orienta acerca del estado sanitario general de la explotación. Permite comprobar el estado corporal de los animales, la existencia de alteraciones en el pelo, la piel, tejido subcutáneo, estado y coloración de las mucosas así como la presencia de exudados en los orificios naturales: oídos, fosas nasales, boca, recto y vagina o prepucio.

INCISIÓN PRIMARIA,

POSICIÓN DEL ANIMAL: Decúbito dorsal (**Ver figura 5**).

Debido a las características del pelo de estos animales es recomendable antes de iniciar la necropsia mojarlo en agua con jabón para evitar que el pelo esté molestando al momento de efectuar la necropsia (Rosell, 2000).

Se realiza una incisión que va desde la sinfisis mandibular hasta la sinfisis púbica esto con la precaución de no penetrar a la cavidad abdominal, especialmente en animales con distensión del ciego por presencia de líquidos o de gas. También se puede tomar toda la piel de la zona ventral y retirarla en una sola pieza, ambas técnicas son fáciles de realizar

(Rosell, 2000). La mayor o menor dificultad con la que se realiza la separación de la piel indica el grado de deshidratación del cadáver, se observa la coloración del tejido subcutáneo, el grado de engrasamiento del animal y la proporción muscular. Por último se procede a desarticular la articulación coxofemoral (esto de cada lado), presionando sobre los miembros pelvianos hasta que ambos caigan sobre la mesa, para así posicionar al cadáver.



Figura 5.- Posición del cadáver

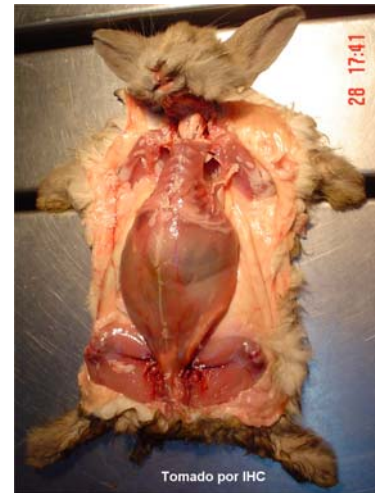


Figura 6.- Incisión primaria

INCISIÓN SECUNDARIA.

Se separa el músculo esternotiroideo de la tráquea iniciando el corte en la parte media del cuello siguiendo el corte hacia la parte craneal de la laringe y posteriormente hasta la entrada del tórax. Una vez separados, se levantan y con el cuchillo se inciden las articulaciones costoverbrales para exponer la cavidad torácica, continuando el corte a través de los músculos abdominales hasta la región inguinal, quedando una tira pegada a la parte caudal de la región inguinal, la cual no se corta (**ver figura 7**).

Hay que tener cuidado de no romper el diafragma en esta etapa, para que, en caso de que exista líquido en alguna de las cavidades éste no fluyan hacia la otra.

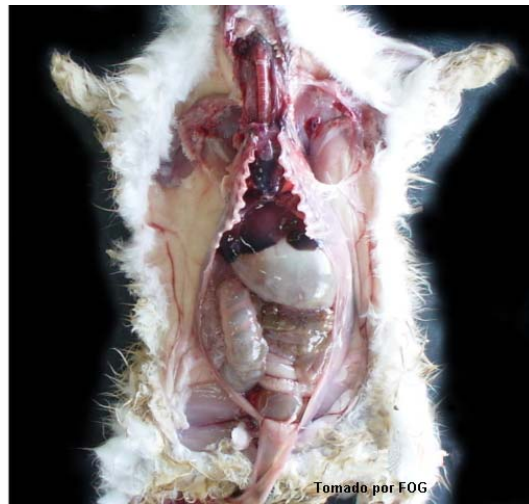


Figura 7.- Incisión secundaria

La incisión secundaria nos ayuda a revisar en su lugar todas las vísceras y detectar alguna patología. Se inicia comprobando la morfología y disposición general de las vísceras (torsiones, invaginaciones), y la presencia de líquidos (ascitis) o de sustancias (fibrina, coágulos de sangre) libres en la cavidad o adheridas al peritoneo y/o a la superficie de los órganos (peritonitis, perihepatitis, etc) (**ver figura 8**).

Se desplaza el estómago con cuidado de no provocar la ruptura de su pared, se comprueba el tamaño y aspecto externo del bazo, localizado en el omento mayor el cual se desprende para luego revisarlo.

Se revisa la coloración y consistencia del hígado, la existencia de posibles alteraciones en su superficie y el grado de repleción de la vesícula biliar (Rosell, 2000).

Se observan las características de todas las vísceras abdominales poniendo atención al ciego y colon (pastoso, semipastoso, líquido) a la vez que se observan posibles alteraciones (hemorragias, cambios de coloración, etc) en la pared externa de los diferentes segmentos intestinales, así como los linfonodos mesentéricos y de las placas de Peyer localizadas en el último segmento del íleon, ciego y válvula ileocecal.

Figura 8.- Ubicación de las vísceras abdominales “in situ”



Los objetivos de la incisión secundaria son:

- 1.- Exponer cavidad abdominal y torácica
- 2.- Revisar la posición de vísceras junto con las condiciones de pleura y peritoneo.
- 3.- Determinar la presencia de líquidos o adherencias en éstas cavidades.

EXTRACCIÓN E INSEPCCIÓN DE LOS ÓRGANOS DE LA CAVIDAD TORÁCICA.

Figura 9.- Extracción de aparato respiratorio



Para la extracción del *aparato respiratorio* y *corazón*, se hacen dos cortes paralelos al cuerpo de la mandíbula en su cara medial sobre los músculos del espacio intermandibular para extraer la lengua sacando la punta de la misma por un lado y cortando el frenillo, se exponen las tonsilas, las cuales se revisan externa e internamente, posteriormente se inciden las articulaciones del hueso hioides, se sujeta la lengua y se retrae caudalmente hacia la entrada del tórax, se jala esófago y tráquea juntos, en el trayecto se revisan los linfonodos retrofaríngeos y se continúa el corte hasta la entrada del tórax. Se cortan los paquetes carotídeos y ligamentos mediastínicos, y por tracción se extrae todo el paquete (*esófago, tráquea, pulmones y corazón*) hasta donde se encuentra el diafragma.

Posteriormente ya habiendo llevado todo el aparato respiratorio al diafragma, el esófago se separa de la tráquea, luego se liga en la parte anterior y se corta, para posteriormente ser extraído con el aparato digestivo. *La lengua, tráquea, pulmones y corazón*, son extraídos de la cavidad torácica cortando la arteria aorta y la vena cava caudal a la altura del diafragma, el cual se revisará de manera cuidadosa. (ver figura 9).

Una vez extraídos los pulmones y el corazón, se procede a revisar respiratorio sin desprender el corazón ya que es importante para tener una relación anatómica y por lo tanto observar lesiones en los vasos sanguíneos que salen o llegan a los pulmones. Se revisa externamente desde laringe hasta pulmones, en tráquea se revisa tiroides. Si se trata de un animal joven se inspecciona el timo, luego se observan los linfonodos traqueobronquiales que en el caso de estas especies son muy pequeños. Para revisar la tráquea se realiza una incisión por la parte dorsal iniciando desde la laringe, la incisión se realiza por la parte membranosa (superficie dorsal de la traquea), hasta llegar a la bifurcación de la misma, de aquí se continúa por los bronquios principales hasta donde la tijera pueda llegar, de esta manera se podrá revisar la mucosa de éstos órganos tubulares y su contenido (Kielbach, 1983)

Finalmente se hacen cortes sagitales de aproximadamente medio centímetro de grosor en todo el parénquima pulmonar (todos los lóbulos).

El examen de corazón se inicia con la revisión externa del saco pericárdico, posteriormente se hace una pequeña insición en el pericardio a nivel del ápice, para revisar el líquido pericárdico, su consistencia, color y si el pericardio está adherido al epicardio, luego se expone el epicardio y se revisa su superficie. En el caso de especies pequeñas es difícil efectuar la disección del corazón por lo que si no se observa alteraciones nada mas se efectúan dos cortes sobre ventrículo y aurícula derecha y otro sobre ventrículo y aurícula derecha, sin embargo se puede hacer la técnica de rutina. Para abrir las cámaras del corazón se procede de la siguiente manera

PRIMER CORTE: se traza una línea imaginaria paralela al surco paraconal aproximadamente a un centímetro a la izquierda, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho, se continuará hacia la arteria pulmonar hasta llegar al parénquima pulmonar, en este corte se revisa: epicardio del ventrículo derecho, miocardio, endocardio, endotelio, arteria pulmonar, válvula semilunar del tronco pulmonar (nido de golondrina).

SEGUNDO CORTE: de la posición inicial se gira el corazón noventa grados hacia la derecha, tomando como referencia la aurícula, se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo derecho y se continúa hacia arriba llegando hasta la aurícula derecha, para salir a las venas cavas. En este corte se revisa: endocardio mural, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, válvula atrioventricular derecha (tricúspide), músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula derecha, músculos pectinados, venas cavas y ácidos.

TERCER CORTE: se regresa el corazón a la posición original y se toma como referencia el surco paraconal, trazando una línea imaginaria paralela a éste, aproximadamente a un centímetro a la derecha se hace un corte que penetre hasta la cavidad del ventrículo izquierdo y sobre ésta línea se dirige el corte hacia la aorta, antes de llegar a la aurícula se gira la tijera hacia la izquierda, se corta primero la arteria pulmonar y de esta manera se sale hacia aorta. En este corte se revisa: epicardio, miocardio ventricular izquierdo, endocardio mural, arteria aorta, su endotelio, válvula semilunar de la aorta.

CUARTO CORTE: De la posición inicial se gira el corazón noventa grados a la izquierda y se toma como referencia la aurícula izquierda. Se incide de ventrículo izquierdo y se continúa hacia arriba hasta la aurícula izquierda para salir a las venas pulmonares revisando: válvula atrioventricular izquierda (mitral o bicúspide), endocardio mural ventricular y auricular izquierdo, trabéculas septomarginales, trabéculas carnosas, músculos papilares, cuerdas tendinosas; aurícula izquierda, músculos pectinados, venas pulmonares, endotelio y miocardio ventricular izquierdo (Schunemann, 2002; Kielbach, 1983).

EXTRACCIÓN DE APARATO DIGESTIVO.

Se separa el bazo del omento y se examinan sus superficies y bordes, su consistencia y luego se realizan cortes transversales sobre el parénquima para comprobar su estado.

Se revisa flujo biliar haciendo un corte sobre duodeno en forma longitudinal (2-3 cm) se comprime la bilis para observar su salida y la consistencia, color entre otras cosas. Luego se separa el hígado de las inserciones que lo relacionan con otras vísceras abdominales; se comprueba su consistencia presionando sobre el parénquima hepático, y se examina su coloración, forma, así como la presencia de lesiones. Finalmente se revisa la vesícula biliar realizando una incisión longitudinal sobre su línea media para observar algunas alteraciones como presencia de piedras, arenillas o lesiones sobre la mucosa

Posteriormente se extrae el esófago, estómago, bazo, todo el paquete intestinal hasta recto (**ver figura 10**).

Figura 10.- Extracción de las vísceras abdominales



El estudio del paquete gastrointestinal inicia con la apertura del esófago y el estómago, realizando un corte sobre su curvatura mayor para observar las características físicas de su contenido, la presencia de sangre u otros elementos y el estado de su mucosa. El examen del contenido estomacal es de mayor importancia en los procesos digestivos que afectan a los gazapos lactantes (Rosell, 2000).

Se localizan los linfonodos mesentéricos para revisar su tamaño y consistencia, realizando cortes sobre su borde longitudinal para revisar su parénquima, sobre todo si se observa alguna lesión en las porciones intestinales adyacentes. Luego se procede a la inspección del intestino delgado (duodeno, yeyuno e íleon) y de los distintos segmentos del intestino grueso (ciego, colon y recto) se realiza igual que el estómago cortando sobre su borde antimesentérico para revisar su mucosa y contenido. Tiene mayor importancia la porción distal del íleon (comprobando el estado de las placas de Peyer y de la válvula íleocecal) y a las modificaciones presentes en el ciego (recordar que en esta especie es de gran tamaño y ocupa toda la porción ventral del abdomen), del que se retira su contenido y se lava ligeramente para examinar la mucosa y el estado de las papilas cecales.



Figura 11.- Inspección del estómago

EXTACCIÓN DE APARATO URINARIO.

Los riñones se desincertan de sus grandes vasos y se disecciona el ureter hasta el triángulo vesical. Se hace la revisión externa del parénquima del riñón se hace un corte superficial sobre la curvatura mayor para retirar la cápsula y observar si existe alguna alteración (adherencias, sangre entre otras), luego se usa el mismo corte y se hace profundo hasta la pelvícula renal, se observa la proporción corteza-medula (2-3/1). El examen de la superficie externa y de las regiones internas, debe complementarse en ambos riñones para comprobar el carácter unilateral o bilateral de las lesiones existentes y evaluar el grado de compensación funcional de las mismas, luego se revisan los ureteres por medio de la

palpación para ver si existe algún cuerpo extraño en su luz u otra alteración.. La vejiga se puede revisar por fuera y se observa la cantidad de orina que tiene, se hace un ojal para revisar la orina su color, consistencia y si existen concreciones (litiasis). Se puede desincertar la vejiga cortando lo más caudal a la pélvis (Rosell, 2000).

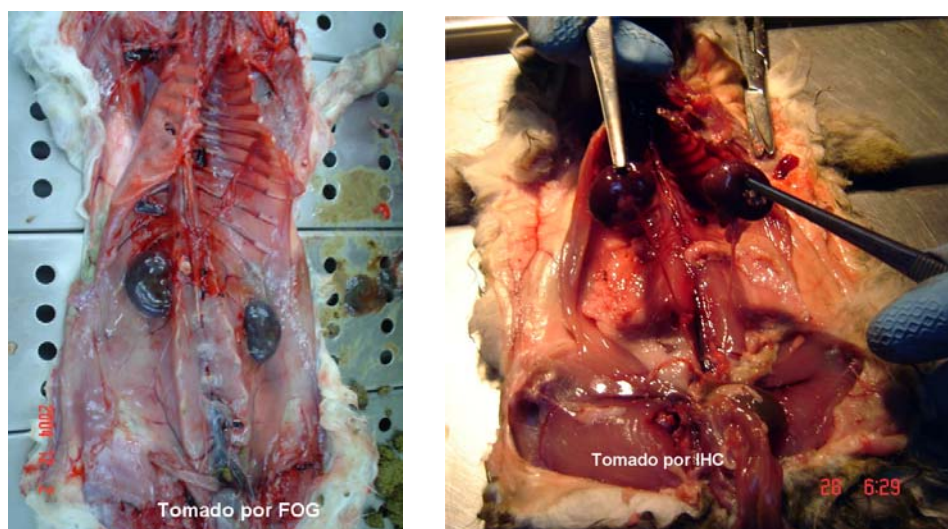


Figura 12.- Inspección de riñones

EXTRACCIÓN DE APARATO GENITAL.

La extracción de aparato genital en hembras reproductoras gestantes o con desarrollo de los cuernos uterinos como consecuencia de otros procesos (metritis, muerte fetal), se debe realizar previamente a la extracción del aparato digestivo, Para ello, se separan en dirección caudal, los ovario, oviductos y útero cortando la grasa abdominal y ligamentos que los unen a la cavidad, para así retirarlos juntos cortando el cuerpo del útero a la entrada del canal pélvico. Como siguiente paso se corta sobre su superficie dorsal para observar su contenido y aspecto de su mucosa, así como el estado y desarrollo de los fetos y sus envolturas (si los hay). En el caso del macho se puede revisar aparato reproductor de forma externa y luego revisando el escróto y los testículos los cuales se cortan por su superficie mayor (Rosell, 2000).

EXTRACCIÓN DE CEREBRO.

Requiere previamente desarticular el cráneo del atlas, para ello se realiza un corte cerca del forámen magno cortando piel y músculos que lo unen al atlas, una vez desarticulada se corta la médula, los músculos del cuello y la piel. Se retira la piel de la cabeza y con ayuda de una sierra fina o unas tijeras se realizan dos cortes que van desde el forámen magno hasta las comisuras palpebrales laterales (uno de cada lado del cráneo), evitando penetrar el encéfalo, y por último se realiza un corte sobre el hueso parietal uniendo los dos cortes anteriores. La extracción del encéfalo se hace sosteniendo con una mano el cráneo de manera que la cara del animal vea hacia arriba y que el proyector vea de frente la masa encefálica, para que desde el nervio olfatorio se vaya desincertando por un lado hasta la médula espinal. También se puede hacer de manera inversa poniendo la cara del animal viendo hacia abajo y extrayendo de la médula espinal hacia nervio olfatorio, en cualquiera de los casos se van seccionando con la punta de unas tijeras los nervios craneales.

El examen del encéfalo debe dirigirse inicialmente en función de los signos clínicos que presentaba el animal en vida (desviación de la cabeza, incoordinación de movimientos, parálisis, temblores, ceguera, etc) comprobando la existencia de alteraciones (cambios de coloración, pequeños abscesos, hemorragias) en aquellas estructuras donde residen los centros que controlan el funcionamiento de las funciones alteradas (corteza cerebral, cerebelo, médula, etc). No obstante, en muchas ocasiones, a pesar de haber observado signos nerviosos, las lesiones sólo son detectables realizando un estudio histopatológico, no apreciándose alteraciones significativas en el examen macroscópico (Rosell, 2000).



Figura 13.- Extracción de cerebro

Técnica de necropsia en aves



TÉCNICA DE NECROPSIAS EN AVES

RESEÑA.

Esta contiene datos del animal tales como:

- | | |
|------------|-----------------------|
| a) Especie | f) Color |
| b) Línea | g) Señas particulares |
| c) Sexo | h) Identificación |
| d) Edad | i) Función zootécnica |
| e) Peso | |

INSPECCIÓN EXTERNA.

Se revisa piel, plumas; de éstas se revisa su implantación, distribución, color, posición, si existe presencia de parásitos; también se revisan patas, uñas, alas; por último se realiza la revisión de orificios naturales. A continuación se procede a mojar el ave con agua y jabón con el fin de evitar que las plumas no se queden pegadas en la mano del prosector, ya húmedas se procede a retirar las plumas que se encuentran en la pechuga hasta cloaca sin mojar la cabeza.

INCISIÓN PRIMARIA.

Como primer paso se desarticulan los muslos a nivel de la articulación coxofemoral (**ver figura 1**), con el fin de darle colocación al cadáver (**ver figura 2**) y revisar si existe o no necrosis de la cabeza femoral; como siguiente paso se remueve la piel con un bisturí o cuchillo de la región abdominal, para inspeccionar el tejido subcutáneo y la musculatura (Alamargot, 1986).

En casos de no tener material para efectuar la necropsia, se pueden utilizar las uñas de las aves para incidir tejidos.

Figura 1.- Desarticulación coxofemoral



**Figura 2.- Incisión primaria,
colocación del cadaver.**

INCISIÓN SECUNDARIA.

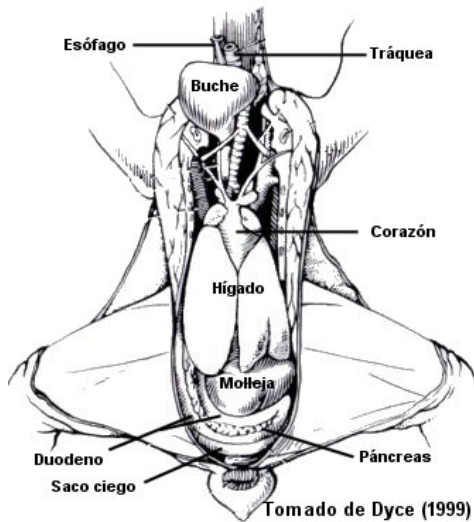
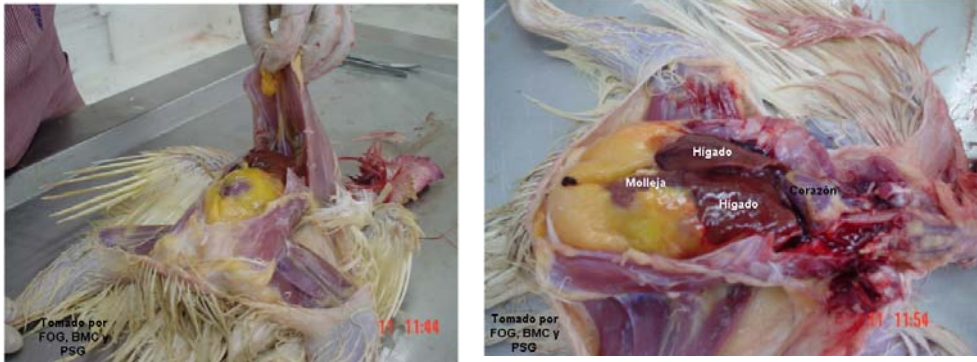


Figura 3.- Vísceras “*in situ*”

Se separa la pechuga de caudal a craneal para dejar expuestas las vísceras abdominales y torácicas, (recordar que éstas especies no tienen diafragma). Al levantar la pechuga se deben tratar de revisar los sacos aéreos sobre todo los torácicos y los abdominales para observar cualquier alteración como sería, la presencia de exudado u opacidad de los mismos (aerosaculitis).

Nota.-Al hacer este corte se debe tener cuidado de no romper la ingluvia (buche).

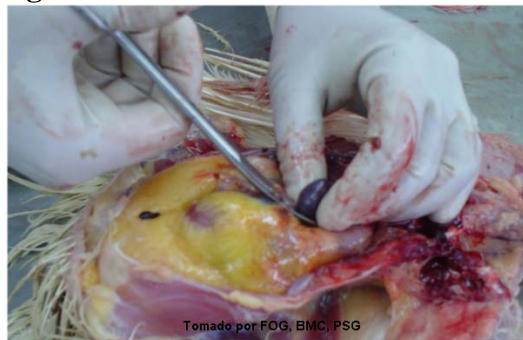
Figura 4.- Incisión secundaria de ave, se observan todas las vísceras “*in situ*”



EXTRACCIÓN DE VÍSCERAS ABDOMINALES.

Se extrae hígado sin lesionar la vesícula biliar, posteriormente el bazo; como siguiente paso se liga el esófago (en su unión con el proventrículo) y el recto, para así extraer las vísceras fuera de la cavidad. En hembras sexualmente adultas, se remueve el ovario en su base; el oviducto es extendido para cortar los ligamentos dorsales y ventrales del mesenterio y luego es cortado antes de llegar a la cloaca (Perusquia, 1985).

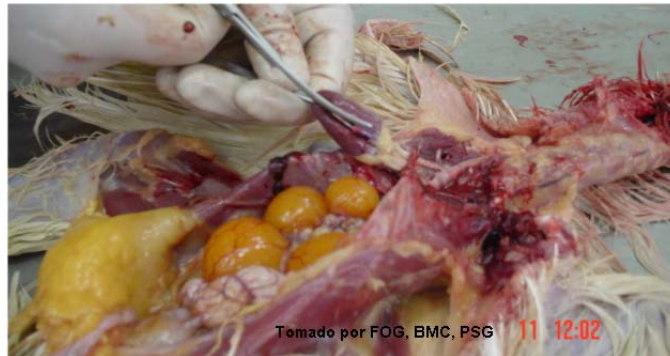
Figura 5.- Extracción de vísceras en el ave



INSPECCIÓN DE CORAZÓN.

Se revisa “*in situ*”, iniciando la revisión por el saco pericárdico. (ver figura 6). El primer corte se hace sobre el ventrículo derecho hasta la aurícula derecha, revisando en este corte el endocardio, válvulas, endotelio de la vena pulmonar, vena cava y miocardio.

Figura 6.- Inspección de corazón



El segundo corte se hace desde el ápice del ventrículo hasta la aurícula izquierda. En este corte se revisa endocardio, válvulas, endotelio de la aorta y el miocardio. Después se remueve el corazón de su base (Perusquia, 1985).

APARATO RESPIRATORIO.

Los pulmones son extraídos por medio de una disección cuidadosa separándolos de las costillas ya que en las aves los pulmones están pegados a la pared torácica; estos se inspeccionan realizando cortes transversales sobre todo el parénquima pulmonar.

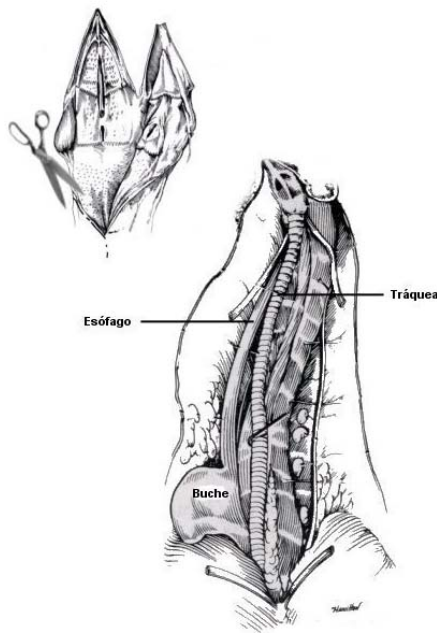
En algunos casos esta inspección de tráquea y pulmones se realiza *in situ* (ver figura 7).



Figura 7.- Inspección de

aparato respiratorio

Nota: Todos los organos tubulares son cortados por su luz .



Modificado de Dyce (1999)

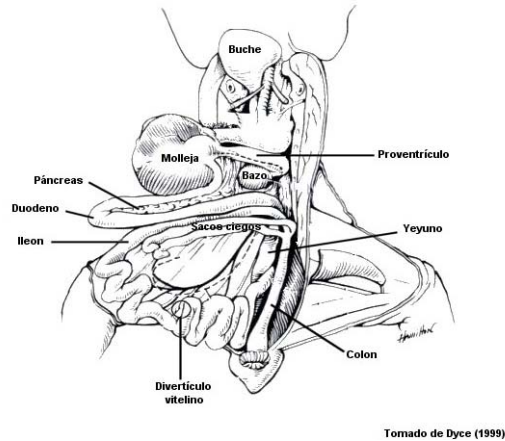
Figura 8.- Inspección de estructuras de cabeza y cuello.

NOTA: La tráquea se revisa junto con esófago como se verá más adelante.

APARATO DIGESTIVO.

El pico es cortado transversalmente para exponer las conchas nasales. Luego se abre el pico y se corta por su ángulo derecho, continuando esta incisión a través de la faringe hasta el esófago e ingluvia (buche), éste mismo procedimiento se utiliza para revisar tráquea que en el caso de las aves tiene anillos completos (Dyce, 1999).

Se inspeccionan todas las vísceras abdominales fijando mayor atención en el proventrículo y el ventrículo (molleja), éste se debe cortar por una de sus curvaturas y se procede a despegar la cutícula gástrica (capa queratinizada) para observar alguna lesión en el epitelio como erosiones o hemorragias, posteriormente se realiza la inspección de páncreas en el cual se realizan cortes transversales para revisar el parénquima; por ultimo se inciden los intestinos por su borde antimesentérico para así revisar su contenido y su mucosa se debe tener cuidado en revisar los sacos ciegos y en especial las tonsilas cecales localicadas a nivel del orificio cecal (comunicación con el recto).



**Figura 9.- Visceras abdominales
“in situ”**

Figura 10.- Inspección de conchas nasales.



**Figura 11.- Inspección de ventrículo
(molleja).**



APARATO REPRODUCTOR.

En el caso de machos se revisan los testículos “in situ” (estos se encuentran craneoventrales a los riñones), realizando un corte longitudinal para revisar el parénquima, posteriormente se extraen los testículos para realizar la inspección de riñones.

En caso de hembras se extrae el paquete formado por ovario, oviducto (infundíbulo, magnum, istmo), útero y vagina, ya extraído el paquete se revisa externamente todo el paquete, en busca de hemorragias o alguna otra lesión presente (Perusquia, 1985).

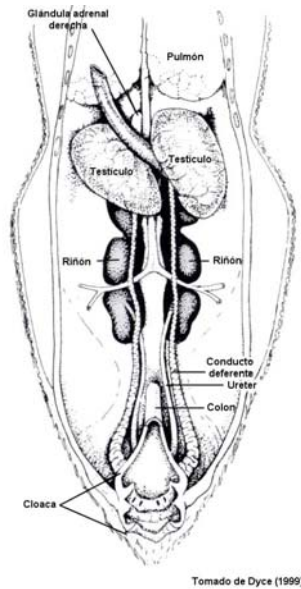


Figura 12.- Aparato reproductor masculino y urinario.

APARATO URINARIO.

Los riñones se revisan “*in situ*” debido a que se encuentran adheridos a la cavidad y abarcan a toda la región abdominal dorsal, se debe observar que no exista ningún tipo de sustancia sobre ellos (como los uratos, que se observan como polvo de gis sobre los riñones) (Rossi, 1977).

SISTEMA NERVIOSO.

Se exponen los nervios isquiáticos, separando los músculos del muslo en su cara medial y caudal. Se comparan en textura y tamaño.

Figura 13.- Inspección de los nervios isquiáticos.



Como siguiente paso se coloca el ave en posición decúbito ventral; se quitan las plumas de la región de la escápula y se corta con cuidado la piel que está entre la columna vertebral y la escápula, para así localizar el plexo braquial en el cuál se revisa la textura y tamaño de los nervios braquiales.

Para la extracción de encéfalo primero se quita la piel de toda la región de la cabeza, posteriormente el encéfalo se puede extraer con una tijera ya que el hueso es muy delgado, este corte va de la órbita ocular hasta desembocar en el forámen magno, repitiendo este corte del lado contrario (Schunemann, 1985).

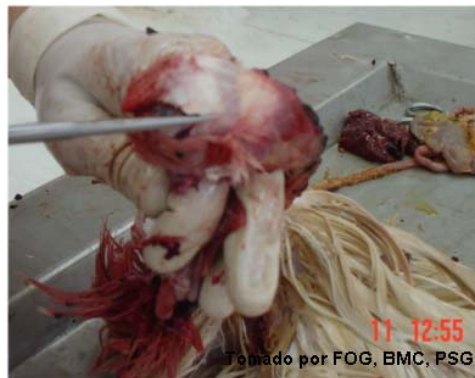


Figura 14.-Extracción de encéfalo

SISTEMA MÚSCULO-ESQUELÉTICO.

Se revisan las masas musculares, se cortan las articulaciones para revisar todas las estructuras y ver si no contienen algún tipo de exudado; esto es importante para poder diagnosticar algunas enfermedades como *Mycoplasmosis*. (Schunemann, 1985).



Figura 15.- Inspección de sistema músculo esquelético.

Técnica de necropsia en tortugas



ANATOMÍA DE TORTUGAS

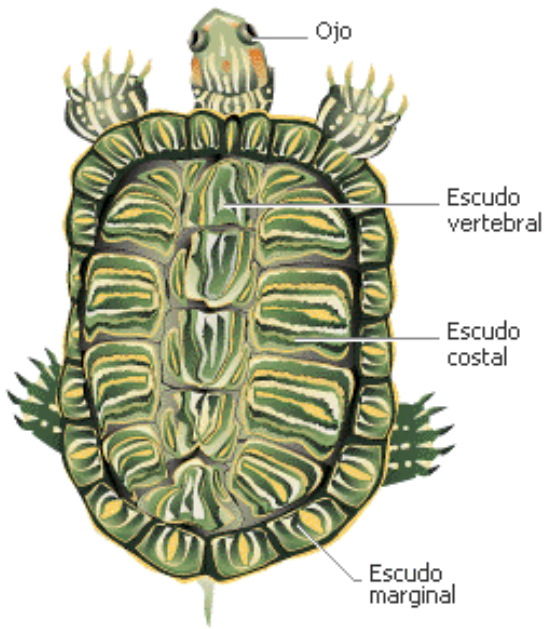
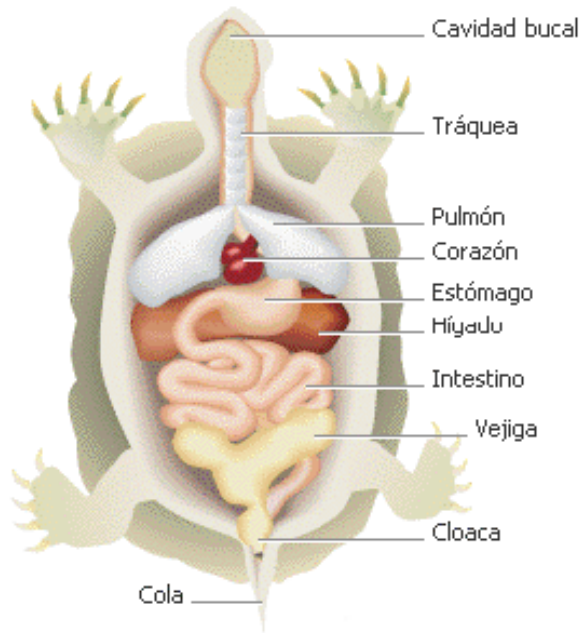


Figura 1.- Vista dorsal del caparazón



Fuente: Enciclopedia Encarta

Figura 2.- Vista ventral del caparazón

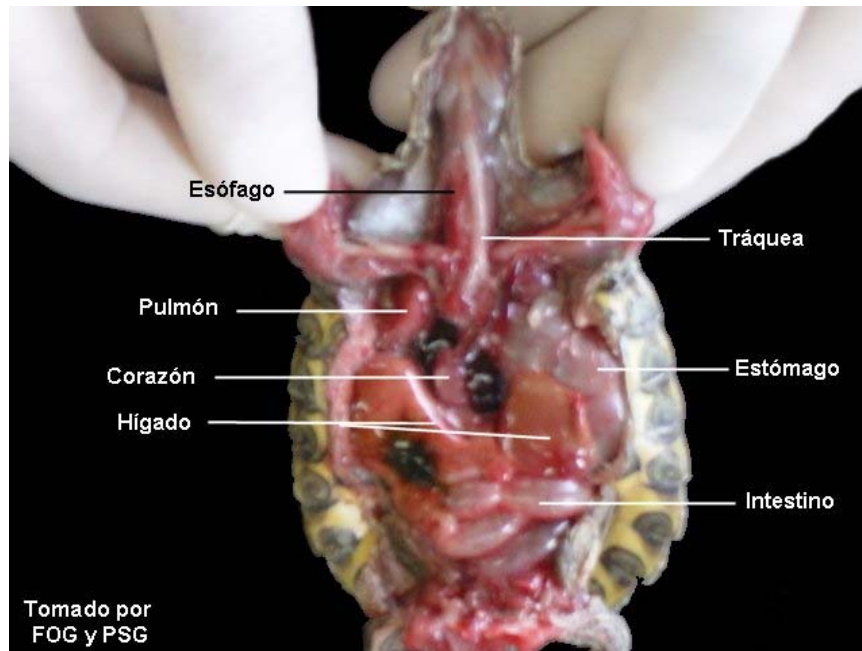


Figura 3.- Anatomía de los órganos "in situ"

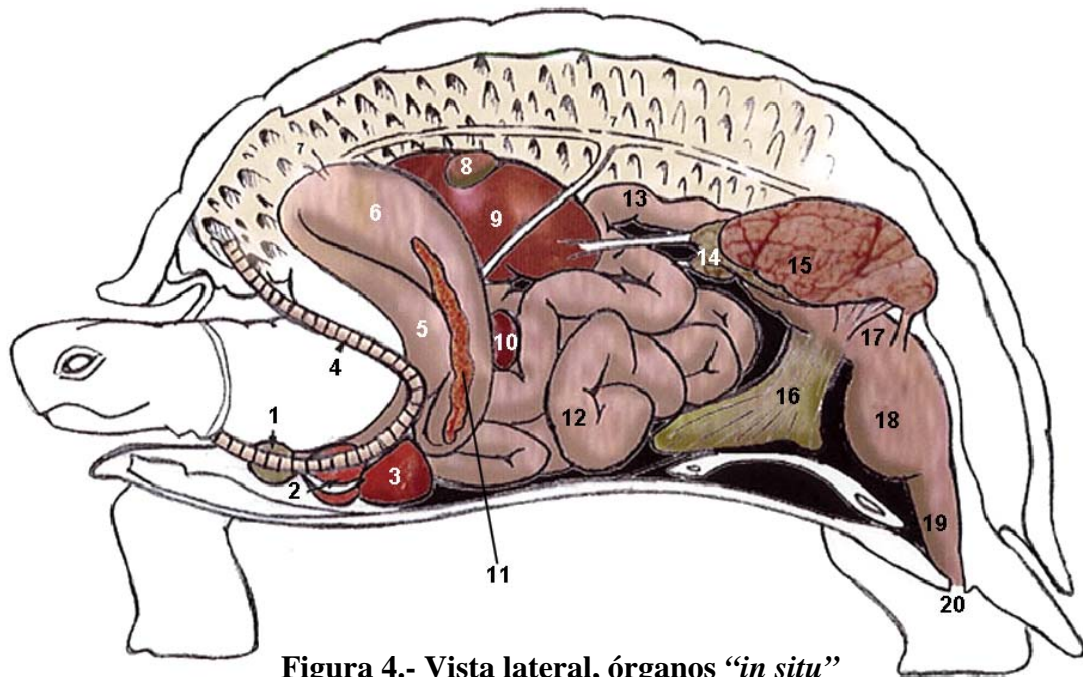


Figura 4.- Vista lateral, órganos “in situ”
 (Modificado de Boyer, T. H. and Boyer, D. M., 1996).

- 1. Tiroides
- 2. Aurícula
- 3. Ventrículo
- 4. Tráquea
- 5. Esófago
- 6. Estómago
- 7. Pulmón
- 8. Vesícula biliar
- 9. Hígado
- 10. Bazo

- 11. Páncreas
- 12. Intestino delgado
- 13. Colon
- 14. Testículo
- 15. Riñón
- 16. Vejiga urinaria
- 17. Coprodeum
- 18. Urodeum
- 19. Proctodeum
- 20. Abertura cloacal

GENERALIDADES ANATOMO-FISIOLÓGICAS

Tegumento

Su piel es muy variada, siendo muy gruesa en las aletas de las tortugas marinas (Cheloniidae), tortuga laúd (Dermochelyidae) y en varios géneros de tortugas terrestres (Testudinidae); o siendo fina y delgada como en la mayoría de las tortugas acuáticas (de agua dulce) (Emidyidae, Trionychidae). Es destacable que algunas tortugas de agua dulce presentan glándulas en la piel, situadas bajo el mentón o dispuestas en “bolsas”, en las patas traseras.



Modificado de www.webs.ulpgc.es

Figura 5.- Glándula de sal retro-orbitaria en un ejemplar de *Caretta caretta*

Sistema esquelético

El **caparazón** de la tortuga, formado por unos 60 huesos, se divide en dos partes principales: un espaldar o caparazón propiamente dicho, que se sitúa dorsalmente, derivado de la unión, y posterior fusión de las costillas y vértebras con elementos óseos originados en la dermis, todo ello recubierto exteriormente por estructuras de queratina, originadas de la epidermis, llamadas **escudos** (los cuales, popularmente, se dice que pueden ser indicativo de la edad del individuo, al ir aumentando su número con el crecimiento del animal; pero este no es un método preciso en la mayoría de las especies, al estar sujeto a los posibles cambios metabólicos que pueda sufrir el animal; sin embargo, los escudos sirven para identificar diferentes especies similares entre sí); y un peto o (**ver figura 6**) **plastrón**, situado ventralmente, formado a partir de la fusión de los huesos de la cintura escapular (la

clavícula y la interclavícula) y los gastralia. El plastrón se une al caparazón mediante sendos puentes óseos laterales (**ver figura 7**).

Las tortugas pertenecientes al suborden Pleurodira poseen 13 escudos y unos 10 huesos en el peto, las especies del suborden Cryptodira presentan 11-12 escudos y 8-9 huesos en el peto.



Modificado de www.webs.ulpgc.es

Figura 6.- Caparazón de un ejemplar de *Geochelone pardalis*

Figura 7.- Plastrón de una *Testudo graeca*



Modificado de www.webs.ulpgc.es

Existen multitud de modificaciones evolutivas en el caparazón de las tortugas. La función protectora de un gran caparazón que actúe como dura fortaleza está representada en su forma más pura en las tortugas terrestres gigantes (Testudínidos), donde su peso se ha reducido merced a un adelgazamiento de sus huesos, siendo los escudos los verdaderos artífices de la dureza. Otras tortugas han reducido a la mínima expresión los huesos del caparazón tal como los conocemos; en su lugar presentan una correosa piel (la tortuga laúd, cuyo caparazón no presenta escudos óseos, sino que está formado por pequeñas plaquitas óseas incrustadas en la piel, la cual presenta una textura oleosa). Otra adaptación evolutiva es la presencia de una bisagra o charnela, utilizada como herramienta de protección o para evitar la deshidratación del animal, y que, según el género, está presente en la región craneal (Sternotherus), en la región caudal (Kinixys) o en

ambas regiones (Kinosternon) del plastrón. También existen tortugas que presentan la bisagra en el espaldar (las tortugas articuladas africanas). Algunas tortugas solo han presentando, a lo sumo, cierto grado de flexibilidad y no pueden cerrar sus caparazones, tan solo presentan uniones ligamentosas entre el espaldar y el peto, que les facilita la puesta de sus frágiles huevos (*Cyclemys*, *Notochelys*).



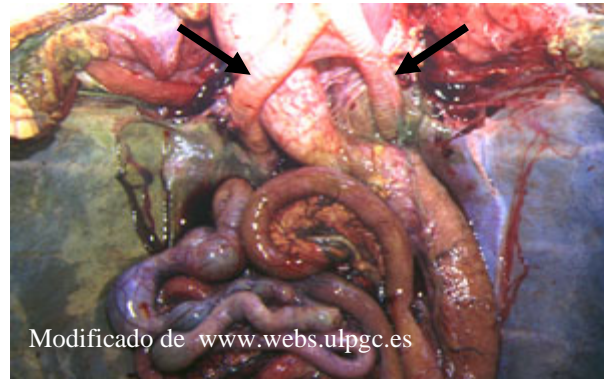
Tomado por BMC y PSG

Figura 8.-Disposición de las vísceras en un quelonio

Aparato respiratorio

La inspiración/expiración se realiza a través de las fosas nasales, no siendo fisiológica la respiración a través de la boca. El aire inspirado penetra en la tráquea a través de la glotis, la cual se encuentra a nivel caudal de la base de la lengua. La mayoría de las tortugas, salvo las marinas (subfamilia pleurodira), presentan un corto tubo traqueal, en comparación con otros reptiles, debido a que la tráquea se bifurca muy pronto, a nivel de los territorios craneales del cuello, en dos bronquios principales. Esto permite respirar al animal cuando presenta la cabeza escondida, teniendo el cuello replegado (ya que la luz bronquial no se ocluye). La particular disposición de los pulmones bajo el caparazón hace que los dos bronquios presenten una trayectoria ventro-dorso-craneal para así poder entrar en los pulmones (**ver figura 9**).

**Figura 9.- Bronquios
extrapulmonares en una *Caretta
caretta*.
El esófago pasa en medio**



Modificado de www.webs.ulpgc.es

Los **pulmones** presentan su cara dorsal adosada a la superficie ventral del caparazón, mientras que la cara ventral limita con una lámina fibromuscular que, aunque no se considera como un verdadero diafragma, separa los pulmones del paquete digestivo. Esta lámina presenta ligamentos que la fijan al hígado, estómago e intestino.



**Figura 10.- *Caretta caretta*.
Próximo a la bifurcación
traqueal se encuentra la
tiroides**

Modificado de www.webs.ulpgc.es

Los pulmones poseen una estructura interna muy tabicada, formando multitud de poros. También presentan bandas de músculo liso y tejido conectivo. Su superficie tiene un aspecto reticulado.

En comparación con los mamíferos, y aunque el volumen pulmonar es grande, la superficie respiratoria es menor, por ser animales con un bajo ritmo metabólico. En los procesos respiratorios intervienen varios grupos musculares, ayudados por movimientos de las extremidades y de la cabeza. Sin embargo, no presentan una presión negativa intratorácica, lo cual posibilita que la respiración no se vea afectada ante graves traumatismos del caparazón que expongan los pulmones al exterior. Para alimentarse las

tortugas mordedoras (familia Chelydridae) se sumergen bajo el agua, donde debido a la presión existente, la inspiración es un proceso activo y la expiración pasivo. Pero en tierra, ocurre todo lo contrario, la inspiración es pasiva y la expiración activa.

Muchas especies de tortugas acuáticas han desarrollado órganos respiratorios complementarios para cuando se encuentran sumergidas. Así las tortugas de caparazón blando (familia Trionychidae) pueden respirar a través de la piel y del recubrimiento de la garganta. El género *Rehodytes* (suborden Pleurodira) presenta un elevado desarrollo de las bolsas cloacales, órganos de paredes finas por los que puede respirar al mantener su cloaca abierta. La respiración mediante las bolsas cloacales también es utilizado por otras especies, como las tortugas mordedoras (familia Chelydridae) y las diferentes especies de galápagos (Emídidos).

Por último, dos notas clínicas relacionadas con su anatomía, a tener en cuenta:

- La extraordinaria capacidad de las tortugas para mantener largos períodos de apnea, crea dificultades en quirófano a la hora de inducir la anestesia inhalatoria sin la ayuda de preanestésicos inyectables.
- La configuración de su aparato respiratorio favorece la permanencia y el estancamiento de secreciones y cuerpos extraños dentro de los pulmones, siendo varios los factores que lo determinan.

La falta de un auténtico músculo diafragmático que colabore en los procesos de expulsión (mecanismo de la tos). El amplio volumen pulmonar. La tabicación de los pulmones. La situación dorsal de la entrada de los bronquios a los pulmones.

Por todo ello, las patologías neumónicas son frecuentes y con consecuencias fatales.

Sistema circulatorio

El corazón de las tortugas, al igual que los saurios y los ofidios, se constituye como un órgano **tricameral**, presentando dos aurículas y un ventrículo (**ver figura11**).



Figura 11.- Disección de una *Caretta caretta* mostrando el corazón y el aparato digestivo

La aurícula derecha recibe la sangre sin oxígeno que proviene del seno venoso, al cual ha llegado procedente de la circulación sistémica. El seno venoso es una cámara situada sobre la superficie dorsocaudal de la aurícula derecha, que presenta una pared muscular a través de la cual llega la sangre drenada por las venas precavas derecha e izquierda, la vena postcava y la vena hepática izquierda. La aurícula izquierda recibe sangre desde los pulmones oxigenada a través de las venas pulmonares izquierda y derecha. Al tener un solo ventrículo, éste debe realizar una doble función, esto es, desde el punto de vista anatómico existe un único órgano que fisiológicamente trabaja como si fueran dos. Para ello, presenta tres compartimentos o subcámaras: **Cavum pulmonale**, **cavum venosum** y **cavum arteriosum**. El cavum venosum y el cavum arteriosum están conectados mediante un canal interventricular y reciben sangre procedente de los atrios derecho e izquierdo respectivamente. La situación topográfica de ambos cavums es dorsal al cavum pulmonale, el cual ocupa la región ventral del ventrículo, cuyo límite se presenta a nivel del ostium de la arteria pulmonar. El cavum pulmonale está separado de sus homónimos mediante un pliegue muscular. El cavum venosum presenta una localización cráneo-ventral dentro del ventrículo extendiéndose hasta los dos arcos aórticos, uno izquierdo y otro derecho, que salen craneoventralmente desde el ventrículo. A nivel craneal del canal interventricular se disponen dos válvulas auriculoventriculares, las cuales ocluyen de forma parcial a dicho canal durante la sístole auricular; mientras que, durante la sístole ventricular, evitan que la

sangre refluya desde el ventrículo hacia el atrio. La localización de las válvulas auriculoventriculares en el canal interventricular unido a las contracciones musculares que originan cambios de presión en el órgano hace posible que con un solo ventrículo, las tortugas presenten un completo circuito para que la sangre fluya entre los diferentes órganos encargados de su depuración sin mezclarse. Así la sangre de la aurícula derecha es enviada mediante la sístole auricular hacia el ventrículo, exactamente al cavum venosum y pulmonale para luego ir a los pulmones.

Aparato digestivo

El aparato digestivo inicia en la boca, la cual no presenta dientes sino un duro pico córneo con el cual despedazan las piezas. La deglución se lleva a cabo gracias al mucus producido por las glándulas salivares y a la larga y ancha lengua. Ciertas tortugas han desarrollado estructuras bucales que utilizan en provecho de su alimentación, bien sea en sus técnicas de caza, como la tortuga aligador (familia Chelydridae) que posee un pequeño apéndice vermiforme sobre la lengua con capacidad de distensión al llenarse de sangre y de moverse por medio de determinados músculos, el cual utiliza como señuelo de pesca; o bien sea para obtener alimentos, como algunas especies comedoras de moluscos (familia Emídidos, géneros Graptemys y Malayemys) o comedoras de frutos (familia Emídidos, género Pseudemys, Cachuga y Batagur) que presentan un paladar secundario con capacidad para romper las conchas o partir los frutos. El bolo alimenticio pasa al esófago y, posteriormente al estómago, por medio de la válvula gastroesofágica. El esófago en las tortugas marinas presenta una mucosa recubierta de estructuras con forma cónica, a modo de espículas cornificadas, que favorecen el paso del alimento hacia el estómago evitando su reflujo (**ver figura 12**).



Figura 12.-Esófago de *Caretta caretta*



Figura 13.-Estómago de *Caretta caretta*

El **estómago** está situado ventrocranealmente, en el lado izquierdo de la cavidad celómica; distalmente, está el esfínter pilórico (ver figura 13). En el intestino delgado se lleva a cabo la digestión por medio de sus enzimas digestivas y a las secretadas por el páncreas y la vesícula biliar, éste es de poca longitud, realizándose en éste la absorción de los nutrientes y del agua. Mediante la válvula ileocecal se conectan el intestino delgado y el intestino grueso. El ciego tiene un escaso desarrollo y el colon tiene tres porciones (ascendente, transversa y descendente) que desemboca en el recto, y éste en la cloaca (a nivel del coprodeum, donde se retienen las heces antes de su expulsión) (**ver figura 14**).

Figura 14.-Anatomía del aparato digestivo



El **páncreas** es un órgano de color rosa-anaranjado pálido, situado junto al bazo o alojado entre los mesenterios del duodeno, y a través de un corto conducto drena el jugo pancreático al duodeno. Presenta funciones endocrinas y exocrinas. El páncreas puede estar asociado al bazo formando el esplenopáncreas (**ver figuras 15 y 16**).



Figura 15.- Esplenopáncreas en una tortuga laúd



Figura 16.- Secciones del esplenopáncreas de la imagen anterior

El **hígado** es un órgano voluminoso, que se encuentra en la cavidad celómica. Está situado ventralmente, ocupando completamente de un lado a otro la cavidad celómica. Entre los dos lóbulos mayores se encuentra la vesícula biliar. Para su fijación en la cavidad celómica presenta puntos de sujeción con el corazón y el estómago (**ver figura 17**).



Figura 17.-Hígado en un ejemplar de tortuga laúd

Sistema genitourinario

Su aparato urinario está compuesto por dos riñones localizados en la región ventrocaudal del caparazón, caudal al acetábulo. Las tortugas marinas (Chelonidae, Dermochelyidae) los presentan en la misma situación pero craneal al acetábulo. De los riñones parten sendos uréteres que desembocan en la vejiga urinaria, a nivel del cuello de ésta. La vejiga es bilobulada y presenta una pared con gran capacidad de distensión. En los procesos de micción, la orina (ácido úrico y sales de uratos) llega a la cloaca a través del urodeum (Fowler, 1986; Hickman, 1972; Parker, 1987) (Ver figura 18 y 19).



Figura 18.- Riñón en un ejemplar de *Caretta caretta*



Figura 19.- Vejiga urinaria y aparato reproductor en una hembra de tortuga

El aparato genital presenta las gónadas (testículos u ovarios) localizados cranealmente a los riñones. Los machos presentan un pene extensible de gran desarrollo, liso y de coloración oscura, que no presenta función de micción. Para la eyaculación, el pene presenta un surco seminal por donde sale el semen. Cuando no está erecto, yace ventromedialmente en el proctodeum, sobre el suelo de la cavidad celómica. Las hembras, presentan unos largos oviductos donde tiene lugar la formación de las envolturas del huevo (ver figuras 19, 20 y 21). En tortugas y cocodrilos hay dos ovarios y dos oviductos (Frye, 1973; Rizog, 2001).

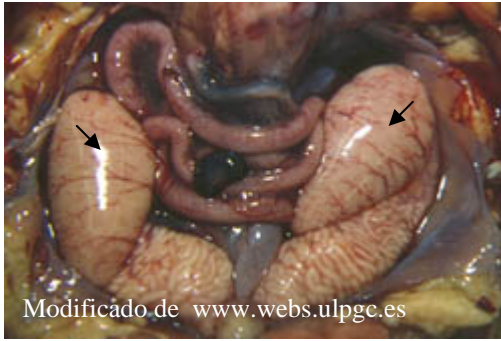


Figura 20.-Testículos en un ejemplar de *Trionyx* sp.



Figura 21.- Testículos en un ejemplar de *Testudo* sp

NECROPSIA DE TORTUGAS **(especialmente marinas)**

Se recomienda realizar la necropsia en cadáveres frescos que no estén en avanzado estado de descomposición y anotar todas las observaciones.

Para establecer tendencias de mortalidad en poblaciones, necesitamos la siguiente información:

1. Especie de tortuga.
2. Tamaño (ancho y largo del caparazón).
3. Lugar de ubicación en la playa.
4. Fecha de ubicación.
5. Marcas externas extraordinarias.
6. Estado de descomposición.

Colectar todas las muestras de tejido en formalina bufferada (10%) en una proporción de una parte de tejido por 10 de formol para permitir una adecuada fijación.

Categorización del estado de descomposición.

Se puede dividir en tres clases:

- Clase 1. Cadáveres frescos; son los que murieron recientemente (dentro de las primeras 24 horas).
- Clase 2. Cadáveres intermedios; que murieron entre las 24 a las 48 horas. Aquí se tiene que tomar en cuenta las condiciones climáticas, ya que entre mas calor haga el animal sufrirá procesos autolíticos más rápidamente. Si la temperatura es fría, es posible que las tortugas puedan estar muertas más tiempo sin que los cambios autolíticos sean tan severos. Una forma de saber si existe descomposición incluyen el observar excesiva desecación de los ojos (puede enmascarar un cuadro de deshidratación), descamación del escudo, presencia de larvas de mosca en la boca o cloaca.

- Clase 3. Cadáver en avanzando estado de descomposición. Las vísceras tienen un aspecto líquido y se desbaratan con la mínima presión (friables), el olor es sumamente fétido, hay tonalidades verdes negruscas en todas las vísceras.

Se deberán examinar y tomar muestras de todos los especímenes que estén dentro de la clase 1. Para la clase 2 deberá usar su criterio pero si son tortugas Laud las muertas en este caso será importante tomar muestras de este espécimen. Las tortugas clasificadas como tres no se les hace ya la necropsia, ya que es difícil observar alteraciones para efectuar un diagnóstico.

Es importante que las muestras se guarden en frascos perfectamente identificados con el número de la tortuga y la clave que el prosector haya decidido asignar para evitar errores de traslape de la muestra.

Herramienta de necropsias.

- Guantes de hule
- Frascos
- Lápiz
- Pinzas de dientes de ratón
- Hoja de protocolo
- Formol al 10%
- Frascos plásticos para tomar las muestras
- Tabla de cortar
- Sierra
- Bisturí
- Cuchillo
- Chaira
- Piedra de afilar
- Tijeras

La tortuga se coloca en decúbito dorsal y se realiza el examen externo, se deben anotar las anomalías del caparazón, piel y plastrón, por ejemplo la presencia de epibiontos

(ectoparásitos) indica un estado anormal y que la tortuga estaba enferma. Normalmente, las tortugas sanas tienen un mecanismo para eliminar epibiontos del caparazón. Es similar con los otros animales (incluyendo al humano). Por ejemplo, si se encuentra una persona u otro animal con piojos u otro parásito externo, puede concluirse seguramente que hay un problema con la salud de este individuo (ver figura 23) (Garner, 2005)



Figura 23.- Lesiones en caparazón

También se anota si el plastrón sobresale o está hundido. Para las tortugas verdes, un plastrón bien redondo indica un animal en buena condición nutricional; pero si se ve una tortuga muerta con buena condición nutricional, se puede sospechar que el animal murió rápidamente. Por otro lado, si se encuentra un plastrón cóncavo, puede concluirse que la tortuga estaba enferma hacia ya un largo tiempo. Desgraciadamente el estado de redondez del plastrón no es tan útil para ciertas especies de tortugas como por ejemplo la Lora, la cual tiene normalmente un plastrón bastante cóncavo. Otras cosas a anotar incluyen presencia de sangre o moco en las fosas nasales, cloaca, boca, presencia, localización y tamaño de algún tumor que se observe en el animal.

INCISIÓN PRIMARIA

Se corta a lo largo de la línea que junta el plastrón al caparazón (puede hacerse con un bisturí en tortugas pequeñas). Una vez que el plastrón ha sido removido, pueden verse los músculos pectorales (motor de la tortuga) (Garner, 2005) (ver figura 24).

Los objetivos de la incisión primaria son:

- Poner en posición al cadáver.
- Revisar la posición de las vísceras “in situ”.
- Revisar la presencia de líquido o adherencias en la cavidad celómica.



Figuras 24.- Incisión primaria

INCISIÓN SECUNDARIA.

Se cortan los músculos alrededor de las aletas y se retuercen las aletas anteriores desarticulándolas de su unión con el caparazón. Esto permite ver el corazón, la tiroides, el hígado, los intestinos, una porción de los pulmones y la pelvis. Se corta la piel sobre la línea central del cuello para observar el esófago y la traquea (ver figura 25).



Figuras 25.- Incisión secundaria

EXTRACCIÓN E INSPECCIÓN DE VÍSCERAS

Se extrae el corazón e hígado; ya extraído el corazón se realiza un corte sobre la línea media de éste para poder observar el ventrículo y los dos atrios, se revisa externamente por su cara parietal y visceral observando sus bordes, también se realizan cortes en forma transversal.

El hígado se revisa externamente su coloración y consistencia en animales jóvenes el hígado es friable no tanto en los animales adultos, se revisa vesícula biliar y se hacen cortes seriados de aproximadamente 0.5 a un cm dependiendo del tamaño del hígado

Posteriormente se procede a realizar la inspección del tracto gastrointestinal (ver figura 26), éste empieza con la boca, el esófago (contiene muchas espinas lo que es normal para tortugas marinas). Cuando las tortugas comen, ingieren gran cantidad de agua que expelen a través de las fosas nasales. Durante este proceso, las espinas del esófago ciernen la comida del agua), estómago, intestinos y termina con la cloaca, durante el examen del tracto intestinal, es una buena oportunidad para tomar muestras de estómago para saber el tipo de dieta que consumió dicho animal. Algunas cosas a buscar incluyen la presencia de materiales extraños como plástico, ganchos, hilo de pescar, úlceras en la mucosa o sangre en la luz del órgano; también la presencia de heces muy duras en el intestino, incluyendo la presencia de parásitos o texturas arenosas en la mucosa (Garner, 2005).



Figura 26.- Extracción de tracto digestivo

Una vez extraído el tracto gastrointestinal, se pueden observar los pulmones los cuales se encuentran adheridos al caparazón en ellos se revisa su color y consistencia, éstos deben ser esponjosos, lisos y rosados; posteriormente se continúa la revisión de la aorta descendente, la vejiga urinaria, los riñones, las gónadas y la grasa inmediatamente debajo del caparazón. En tortugas emaciadas, esta grasa es semilíquida y translúcida (degeneración mucoide de la grasa). Algunas veces la vejiga urinaria contiene, en adición a la orina, algunos gusanos (ver figura 27). La mucosa de la vejiga puede tener una apariencia arrugada con pigmentación (melanosis maculosa). Los riñones están debajo de la porción posterior del

caparazón, éstos deben ser firmes y de color café. Algunas anomalías incluyen tumores o focos de decoloración (infartos o focos de necrosis) (ver figura 28) (García, 2005)



Figura 27.- Localización de la vejiga



Figura 28.- Localización de los riñones

El cerebro es el último órgano a revisar; para esto es necesario cortar la cabeza con una sierra. El encéfalo es relativamente pequeño en relación a la glándula salina que es la otra porción mayor de la cabeza; la glándula es usada para osmoregulación (eliminación de sal del cuerpo). Ésta es lobular y de coloración rosada a café pálido homogéneo. Las anomalías incluyen manchas pálidas o textura arenosa.

Toma de muestras para histología:

Para la fijación adecuada, es importante colocar las muestras de un tamaño adecuado con una proporción adecuado de formol bufferado (1 parte de muestra por 10 de formol), ya que si se toma demasiado tejido se pone en riesgo la penetración adecuada de la formalina y si es demasiado pequeño se puede perder la lesión; de manera ideal el tejido no debe ser más grueso de 0.5 cm y de largo puede ser 1 a 3 cm según lo considere el prosector. Si hay una lesión en el tejido, es importante tomar una porción de tejido normal para poder reconocer el órgano del que se trata.

Al finalizar de la necropsia se debe de asegurar que todas las muestras, hojas y frascos estén correctamente etiquetados con un número único, la fecha y lugar de colección.

También se debe de asegurar que toda la información en la hoja de protocolo esté completa, muchas veces se puede introducir dentro de los frascos de muestra la información mínima como es el lugar, la fecha, y una clave para no confundir la muestra. Todo esto escrito con lápiz para evitar que se borre.

Todos los guantes sucios y otros materiales usados serán desechado correctamente, teniendo especial cuidado con los objetos punzo-cortantes, los cuales deberán colocarse en contenedores rígidos para evitar lesiones.

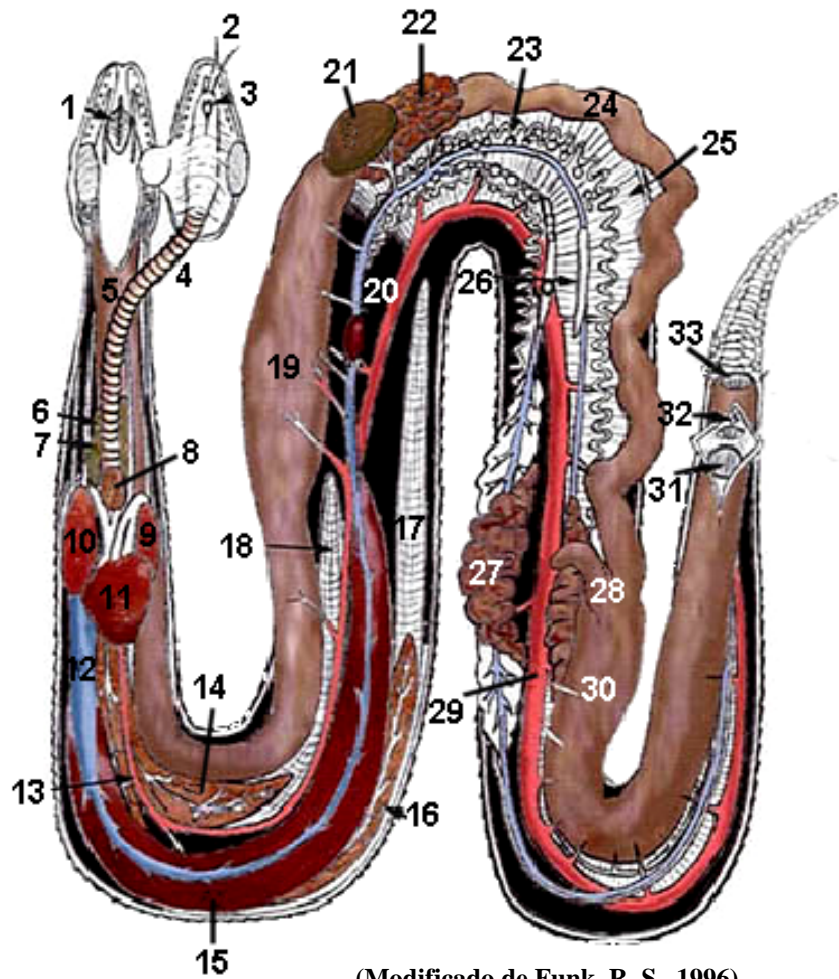
NOTA: Se debe cambiar la formalina una vez después de dos a tres días de fijación.

Vale la pena mencionar que en el caso de fauna silvestre donde se tienen pocas oportunidades de efectuar la necropsia es importante recolectar un poco de todos los tejidos para poder hacer un banco de datos y así saber si lo que vemos es normal en alguna especie o es un trastorno patológico (García, 2005)

Técnica de necropsia en vívoras



ANATOMÍA DE LA SERPIENTE



(Modificado de Funk, R. S., 1996)
Figura 1.- Anatomía de serpientes

1. Abertura coanal	12. Vena cava	23. Ovario
2. Lengua	13. Aorta	24. Intestino delgado
3. Glotis	14. Pulmón izquierdo	25. Mesovario
4. Tráquea	15. Hígado	26. Glándulas adrenales
5. Esófago	16. Pulmón derecho	27. Riñón derecho
6. Timo	17. Saco aéreo derecho	28. Ciego
7. Paratiroides	18. Saco aéreo izquierdo	29. Aorta
8. Timo	19. Estómago	30. Colon
9. Aurícula izquierda	20. Bazo	31. Coprodeum
10. Aurícula derecha	21. Vesícula biliar	32. Urodeum
11. Ventrículo	22. Páncreas	33. Proctodeum

GENERALIDADES ANATOMO-FISIOLÓGICAS

Tegumento

La piel de las serpientes está formada por una epidermis protectora de escamas, las cuales presentan diferencias regionales según donde se localicen.

Dorsolateralmente el cuerpo y la cola están cubiertos por varias filas de escamas de pequeño tamaño (**escamas dorsales**). Las escamas ventrales (o **escudos**), por el contrario son de gran tamaño y más gruesas. Al igual que en los crocodílidos, la forma y disposición de las escamas de la cabeza se utilizan para clasificar y diferenciar especies.

La piel de los ofidios es muy pobre en glándulas; a nivel de la base de la cola, situadas ventralmente se localizan las **glándulas (anales) del rastro**, cuya función es el marcaje del territorio, así como una posible medida de disuación para los depredadores potenciales. El proceso de muda de la piel se denomina **ecdisis**. La piel se muda, generalmente, de una sola pieza, que incluye la pantalla que se superpone a la córnea del ojo (Jacobson, 1987, 1993). Antes del proceso de ecdisis, el animal toma una coloración azul (nebuloso o apagado) debido a la presencia de un fluido de naturaleza linfática que se acumula entre la piel vieja y la nueva. Durante la etapa de muda, el animal no se alimenta, y tampoco presenta una visión óptima debido a la opacidad que se produce sobre el ojo. Un proceso de muda incorrecto o incompleto se denomina disecdisis, que puede ser debido a múltiples causas (metabólicas, patológicas, manejo, deshidratación, entre otras)

Sistema musculoesquelético

El esqueleto de las serpientes ha sufrido grandes variaciones evolutivas, ha perdido las cinturas escapulares y pélvicas, así como la involución total del esternón. Algunas familias (Pythonidae y Boidae) presentan **estructuras óseas vestigiales de los miembros pelvianos**, que externamente se observan en forma de ganchos o espolones que utilizan durante la cópula para agarrarse a la pareja. La pérdida del esternón y de la cintura escapular hacen que las costillas a este nivel no estén fijadas a ninguna estructura que las inmovilice, facilitando también la dilatación esofágica. Las diferencias entre las costillas y vértebras de las diferentes regiones corporales son escasas. La autotomía sólo la presentan algunas especies de Colubridae.

El **cráneo** de las serpientes se caracteriza por la movilidad de ciertas estructuras óseas: el hueso cuadrado articula con la mandíbula y con el arco palatmaxilar. La sínfisis intermandibular no existe tal como la conocemos en aves y mamíferos. Los cuerpos de la mandíbula no están soldados el uno con el otro, sino que el animal los puede separar para dilatar el diámetro de la boca ya que están unidos mediante ligamentos de naturaleza elástica con gran capacidad de distensión (Jacobson, 1977; Rizog, 2001).

Los dientes del maxilar se sitúan formando cuatro filas que se asientan sobre los huesos maxilar, palatino, pterigoides y premaxilar. En general, no presentan grandes variaciones morfológicas con relación a su localización, forma y tamaños. Los dientes se reemplazan continuamente a lo largo de toda la vida del animal. Las especies con grandes colmillos presentan un pliegue a modo de funda en su mucosa oral para proteger a estos cuando no están siendo usados. Viperidae puede doblar sus colmillos caudodorsalmente, quedando acostados y envainados cuando la boca está cerrada; Colubridae y Elapidae presenta sus colmillos estáticos, sin poder doblarse cuando la boca está cerrada.

Sistema endocrino

Paratiroides: Glándula par cuya función está relacionada con el metabolismo del calcio. Se localiza junto al timo, en situación craneal al tiroides y al corazón.

Tiroides: Puede ser una sola glándula o una glándula par. Se localiza cranealmente al corazón. Su función está relacionada con los ciclos de muda y el crecimiento.

Timo: Se presenta tanto en individuos jóvenes como en adultos, ya que no involuciona (a diferencia de los mamíferos). Al realizar la disección del reptil suele ser difícil de localizar ya que se encuentra inmerso en el tejido adiposo que está situado cranealmente al tiroides.

Glándula pituitaria: Su función es la de controlar, mediante sus secreciones, determinadas actividades metabólicas. Localización a nivel de la base del cerebro.

Sistema nervioso y órganos de los sentidos

Al igual que otros reptiles, las serpientes presentan doce pares de nervios craneales. El **ojo** se caracteriza, externamente, por la presencia de una pantalla protectora cuyo origen embrionario se debe a la fusión de los párpados, dando lugar a esta estructura

continua sobre la superficie corneal. Entre esta pantalla y la córnea circula un fluido de naturaleza lagrimal. La pantalla se muda durante el proceso de ecdisis (es posible la retención de la pantalla vieja sobre el ojo, consecuencia de una disecdisis; hay que actuar cuidadosamente, rehidratando la zona, para posteriormente retirar la pestaña de piel vieja). La forma de la pupila varía con el modo de vida y el medio donde vive el animal: la pupila puede ser elíptica, redonda u horizontal (esta última en especies arborícolas). La acomodación del ojo para visualizar un objeto es debido a la acción de los músculos radiales, situados en el cuerpo ciliar que rodea al cristalino. La contracción/distensión de estos músculos provoca cambios sobre la forma de la lente, adaptando a esta para optimizar la visión.

El **oído** carece de porción externa (u oído externo). Presentan un oído interno y un oído medio, este último sin membrana timpánica. Las serpientes sólo perciben sonidos de baja frecuencia.



Figura 2.- Fosetas

Los hoyuelos (o **fosetas**) situados alrededor de la boca de Boidae, Pythonidae y de Viperidae (víbora de fosetas) actúan como receptores de infrarrojos especializados. Su localización, número de fosetas y disposición varían con la especie: La víboras de fosetas las presenta dispuestas como una única estructura situada a cada lado de la cabeza, ventralmente a una línea imaginaria trazada entre las fosas nasales y el ojo; Booidea las presenta sobre las escamas labiales. Su función es percibir calor siendo sensibles hasta de 0.002 °C, por lo que pueden localizar a una presa situada en la oscuridad.

La función olfativa la realizan los receptores situados en la lengua.

El **órgano de Jacobson** o vomeronasal se comunica con la lengua a través de una abertura a modo de surco situado en el techo de la cavidad oral, en el que encaja la epiglotis cuando la boca está cerrada. Mediante unos finos conductos el órgano

vomeronasal capta las moléculas y sensaciones químicas, recogidas por la lengua cuando la saca al exterior, que son llevadas hasta unas células sensitivas situadas internamente, las cuales procesan la información para que sea enviada al cerebro.

Aparato respiratorio

El aire penetra a través de dos fosas nasales situadas en el extremo rostral de la cabeza, para posteriormente pasar a través de la hendidura coanal (las serpientes no poseen un paladar completo). La glotis se abre en el suelo de la boca, siendo fácil visualizarla. Puede desplazarse lateralmente para facilitar la respiración cuando el animal está alimentándose. El cartílago epiglótico puede presentar determinadas modificaciones en ciertas especies para producir silbidos, que son utilizados como medidas disuasorias ante los depredadores. Cuando la boca permanece cerrada, la epiglotis encaja en un surco que existe en la maxila, donde cranealmente se observa la abertura del órgano de Jacobson.

La **tráquea** presenta los anillos cartilagosos incompletos, su porción ventral es rígida y el extremo dorsal es de naturaleza membranosa. Algunas serpientes presentan un “pulmón traqueal”, en el que la porción vascular del pulmón se extiende



Figura 3.- Corazón y pulmón

craneodorsalmente hacia la tráquea dorsal, llegando a ser, en ciertos casos, la única porción funcional del pulmón.

Las serpientes sólo presentan el **pulmón derecho** desarrollado, estando el izquierdo ausente o de tamaño pequeño. El pulmón derecho se extiende desde el corazón hasta el extremo craneal del riñón derecho. Sólo la porción craneal del pulmón está vascularizada, por lo que en ella es donde se realiza el intercambio gaseoso. Los territorios caudales del pulmón no actúan en los procesos respiratorios, son meros sacos aéreos. Algunas serpientes acuáticas han sufrido adaptaciones al medio donde viven, su pulmón se extiende caudalmente hasta la cloaca, actuando como una estructura hidrostática (Hickman, 1972; Jacobson, 1984, Parker, 1987)

Sistema circulatorio

El **corazón** de las serpientes es el típico de los reptiles no crocodylianos. Está compuesto por tres cámaras (dos atrios y un ventrículo). Los atrios están separados por un septo atrial completo; el ventrículo presenta un canal interventricular. Funcionalmente existe una clara separación entre los circuitos de sangre oxigenada y no oxigenada. Del ventrículo salen dos aortas (derecha e izquierda), la aorta derecha sale del lado izquierdo del ventrículo y la aorta izquierda sale del lado derecho, posteriormente, caudal al corazón, se fusionan formando la aorta abdominal (**ver figura 4 y 5**).

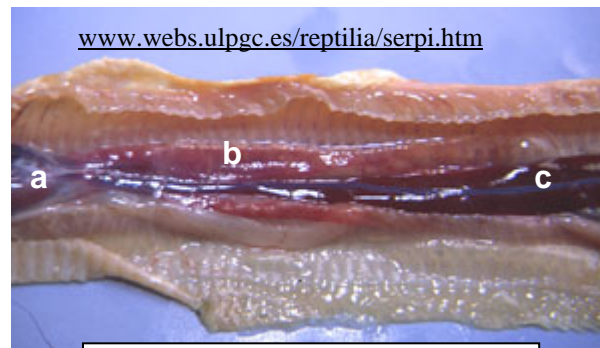


Figura 4.- (a) Corazón, (b) pulmón, (c) hígado

Presenta un par de arterias carótidas y de venas yugulares que se localizan cranealmente al corazón, cerca de la tráquea. A nivel ventral del abdomen, por la línea media, circula la vena ventral abdominal. El corazón presenta cierta movilidad, al no estar sujeto al diafragma (éste último no existe en las serpientes), esto facilita el paso de la presa por el esófago. También existen variaciones en la localización del corazón atendiendo al hábitat que ocupe una determinada especie (Rizog, 2001; Jacobson, 1993)

Las serpientes poseen circulación porta renal y porta hepática, lo cual debe tenerse en cuenta a la hora de administrar determinados fármacos.



Figura 5.-Corazón tricameral

Aparato digestivo

La cavidad oral puede aumentar de tamaño para tragar grandes presas debido a la falta de fijación de los cuerpos de la mandíbula. Las serpientes no mastican a sus presas sino que las tragan enteras. Sus dientes, de los que poseen seis filas (cuatro superiores y dos inferiores), se utilizan para retener a la presa.

Los colmillos para inyectar el veneno, son dientes que están atravesados, longitudinalmente, por un fino conducto, el cual comunica con las **glándulas del veneno**. Estas son glándulas labiales modificadas, cuyo contenido es rico en enzimas, que han evolucionado en ciertas familias de serpientes. Para humedecer la cavidad oral y lubricar a la presa para facilitar su deglución, se encuentran varias glándulas mucosas distribuidas por la boca (palatinas, linguales, sublinguales y labiales). La lengua está depositada en una vaina situada bajo la glotis y la epiglotis, presenta terminaciones nerviosas de tipo olfativo.

El **esófago** puede dilatarse para que por él pueda pasar una presa entera, ya que no se presentan barreras físicas que le impidan dilatarse (no hay cintura escapular, ni esternón), (**ver figura 6**). Se caracteriza por presentar una pared con escaso o nulo componente muscular, por lo que la presa avanza mediante movimientos de la musculatura axial.



Figura 6.-Esófago de una pitón mostrando las tonsilas esofágicas

Sobre la mucosa esofágica se localizan tonsilas que actúan como barrera defensiva del sistema inmune ante posibles infecciones. Tampoco presenta un esfínter del cardias bien desarrollado. El **estómago** es alargado, formando un saco con gran capacidad de distensión. Su pared es de naturaleza muscular.

El **intestino** delgado está poco desarrollado y desemboca en el colon, el cual tiene capacidad para acumular heces durante un cierto periodo de tiempo. Booidea presenta un pequeño ciego que está situado proximalmente al colon.

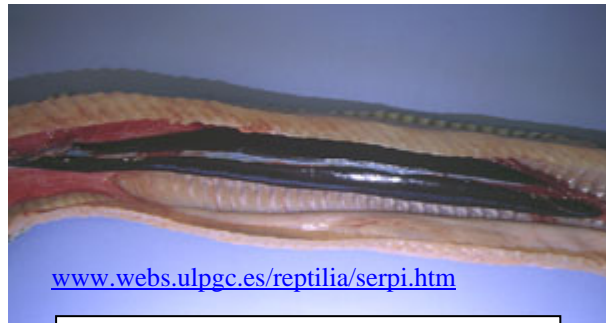


Figura 7.- Hígado en una boa

El **hígado** es alargado, con forma de huso. Caudalmente a este, se sitúa la vesícula biliar que se localiza junto al páncreas y el bazo. Algunas especies pueden presentar un **esplenopáncreas** (ver **figura 7, 8 y 9**) (Gomes, 1989).

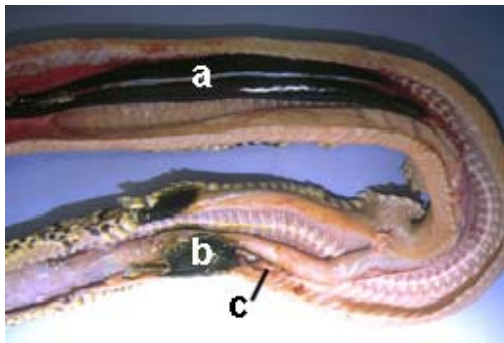


Figura 8.- Disección mostrando el (a)hígado, (b)la vesícula biliar y el (c) esplenopáncreas

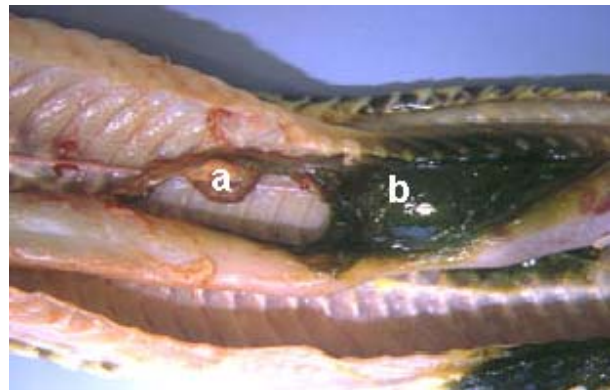


Figura 9.- Esplenopáncreas (a) y vesícula biliar (b)

Sistema genitourinario

Aparato urinario: Poseen dos riñones que se localizan en la región abdominal, situados dorsocaudalmente. El riñón derecho está situado en posición más craneal que el izquierdo. Están lobulados y presentan forma alargada. Los uréteres parten caudalmente desde los riñones hacia el urodeum de la cloaca, donde desembocan. No poseen vejiga urinaria (Fowler, 1986; Hickman, 1972; Parker, 1987).



Figura 10.- Riñón lobulado

La porción más caudal del riñón presenta, en los machos, una modificación durante la época reproductiva, hay un aumento de tamaño, transformándose en el “**segmento sexual**”, cuya función es la de producir líquidos que van a formar parte del semen.

Aparato genital masculino: Presentan dos hemipenes situados en la base de la cola, a nivel ventral, permaneciendo invaginados en unas bolsas o estuches. Sólo se utiliza uno de los hemipenes durante la cópula, el cual se evagina de su bolsa y se introduce en la cloaca de la hembra. Por la cara externa de los hemipenes se localiza la fisura espermática, por donde el semen camina hasta ser eyaculado. Al alojar a los hemipenes, la base de la cola del macho suele ser más ancha y aplanada que la de la hembra. Los testículos son redondeados, localizados intrabdominalmente, craneales a los riñones, cerca del páncreas, de la vesícula biliar y del bazo (**ver figura 11 y 12**).

El testículo derecho está situado más cranealmente que el izquierdo. Durante la época de reproducción, aumentan de tamaño. De los testículos salen, caudalmente, los conductos de Wolff, que transportan el esperma hasta los hemipenes (**ver figura 12**).



Figura 11.-Riñones y testículos



Figura 12.- Prolapso de hemipenes

Aparato genital femenino: Los ovarios se localizan cerca del páncreas, cranealmente a los riñones. También el ovario derecho se encuentra en una situación más craneal respecto al izquierdo. La estructura suspensora que mantiene a los ovarios es el mesovario.

TÉCNICA DE NECROPSIA EN VÍBORAS

HISTORIA CLÍNICA

El interrogatorio que se le hace al propietario del animal es muy importante ya que con estos datos se realiza la historia clínica, y se puede empezar a formar un diagnóstico preliminar. El clínico debe tener conocimientos básicos de biología y fisiología de los reptiles solo así apreciara las condiciones anormales del estado del animal. Se deben tener mínimo los siguientes datos:

Historia clínica

Fecha: _____ No. de caso: _____
Nombre de la clínica o institución: _____
Localización de la misma: _____
Nombre del MVZ que atendió el caso: _____

Datos generales

Nombre del propietario: _____
Dirección del propietario: _____
Nombre común de la especie: _____ Nombre científico: _____
Tipo de terrario o albergue: _____
Clave o identificación: _____ Edad: _____ Sexo: _____
Longitud total: _____ Longitud de cabeza/cloaca: _____ Longitud cloaca/cola: _____
Origen del reptil (si fue capturado de vida silvestre o de criadero): _____
Cuanto tiempo tiene con el reptil: _____

¿Cómo es el alojamiento donde se encuentra? (material, substrato, cada cuando lo limpian, cómo y con qué, frecuencia del cambio de agua, desinfectan, etc)

¿Cuál es la temperatura y humedad del encierro, como se le suministra la fuente de calor?

Fotoperiodo (es animal diurno o nocturno): _____

Si su alojamiento esta al aire libre o dentro de la casa (saber si está intoxicado): _____

Tipo de dieta y la frecuencia con que se le proporcionan (¿Cuánto consume?): _____

¿Cuánta agua se le ofrece?, ¿Cómo se le ofrece?, calidad del agua y cada cuándo la cambian:

¿Cuándo y cuánto defeca? (color, olor y consistencia): _____

Esta solo o junto a otro animales: _____

¿El animal estuvo en cuarentena? _____

¿Es el único que presenta problemas o hay algún otro animal en la colección?

¿Con qué frecuencia muda? ¿Hace cuanto fue la última?

¿Cambió su actitud o comportamiento?

Observó al animal (su actitud o postura, estado anímico, etc)

Signos clínicos observados:

Sistema tegumentario (color, apariencia, humedad, continuidad, lesiones, etc):

Mucosas (revisar cavidad oral, narinas, ojos y cloaca):

Palpación, detectar estructuras

Muestras que se tomaron y pruebas solicitadas:

Tomado de Manejo y enfermedades mas comunes en reptiles y cuadros clínicos mas frecuentemente observados en el zoológico regional de Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. Atala

Viviana García Martínez

INSPECCIÓN EXTERNA

Como primer paso se determina el sexo de la serpiente, esto se logra inyectando solución salina caudalmente a la cloaca, produciendo el prolapso de los hemipenes en el caso de machos, en el caso de hembras solamente se produce el prolapso de la cloaca (bordes)



Figura 14.- Inyección de solución salina caudal a la cloaca



Figura 15.- Protusión de la cloaca

Las serpientes son un grupo fácil de evaluar. Como en otros animales, el sistema tegumentario da magnífica información acerca de la condición interna. Normalmente, la piel de la serpiente (dependiendo de la especie) está de lisa a rugosa (escamas alzadas o aquilladas). En algunas especies (serpientes arrugadas), la piel está muy enrollada y pierde su apariencia, dando a la serpiente una apariencia deshidratada. Para la mayoría de las especies, la piel es brillante y reluciente después de la ecdisis. La piel debe ser examinada dorsalmente y centralmente, los márgenes de las escamas ventrales deben ser inspeccionadas para detectar lesiones, particularmente congestión y necrosis (**ver figura 16**).

El cuerpo del animal puede ser palpado por un simple movimiento con las manos, por ambos lados a todo lo largo. Las masas y abultamientos dentro y bajo de la piel son fácilmente identificables por este método (García, 2005).

La revisión de ojos tiene el fin de encontrar espéculos retenidos después de la muda, ácaros (ej. *Ophionyssus natricis*) o traumatismos (**ver figura 17**).

En la cavidad oral se revisan dientes (la mayoría de las especies de serpientes tienen 4 filas de dientes en la arcada superior y 2 filas en la mandíbula inferior todos los dientes son curvados caudalmente), la mucosa oral es más pálida que la de los mamíferos, en estado normal, las mucosas deben ser brillantes y lisas, la glotis de las serpientes se localiza en el tercio rostral de la cavidad oral, y la lengua es localizada en un divertículo bajo la glotis en esta hay que revisar si existiese una infección local o traumatismos, cuando se realiza una auscultación de la cavidad oral, se pueden observar las narinas internas, las serpientes con estomatitis y/o neumonía pueden tener acumulaciones masivas de detritus caseosos dentro de las narinas, para inspeccionar

estas, se utiliza una jeringa llena con solución salina y con la cabeza de la serpiente hacia arriba, la punta de la jeringa es puesta firmemente sobre la abertura de las narinas externas y la solución salina es dirigida a través de los pasajes nasales (puede ser necesario repetir esto varias veces) (**ver figura 17**).

La cavidad nasal y el órgano vomeronasal, esta situado en el techo de la cavidad oral, caudal a las escamas rostrales y dentro de los márgenes de la arcada superior, estos se deben revisar en busca de secreciones y traumatismos. Por último es necesario realizar la inspección de la cloaca, se deben buscar rastros de defecación y secreción de las glándulas anales (**ver figura 18**) (García, 2005).



Figura 16.- Inspección de la piel



Figura 17.- Inspección de ojos, fosetas y piel de cabeza



Figura 18.- Inspección de cavidad oral

INCISIÓN PRIMARIA.

POSICIÓN DEL CADÁVER: El animal se coloca decúbito dorsal

Posteriormente se realiza una incisión sobre toda la línea media del cadáver, iniciando ésta a partir de la 3era escama ventral, todo esto evitando penetrar a la cavidad celómica y no perforar los órganos, ya incidida la piel se corta la serosa con tijeras de

punta roma; posterior a esto se evalúa el estado nutricional del animal, observando las reservas de grasas y el estado de las masas musculares además de que se debe tomar nota si existiese la presencia de líquidos dentro de la cavidad celómica (ver figura 18,19 y 29) (Garner, 2005).

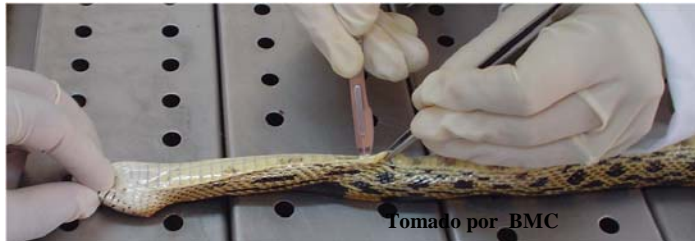


Figura 18.- Incisión primaria



Figura 19.- Disección de piel de la serosa



Figura 19.- Disección de la serosa

Se deben tomar muestras estériles de los pulmones, hígado y bazo para cultivo antes de manipular los demás órganos. Como siguiente paso se ubica la glándula tiroides por delante del corazón (este es un órgano único ubicado en la línea media en algunas especies y un órgano pareado en otras) y tome muestras para histología.

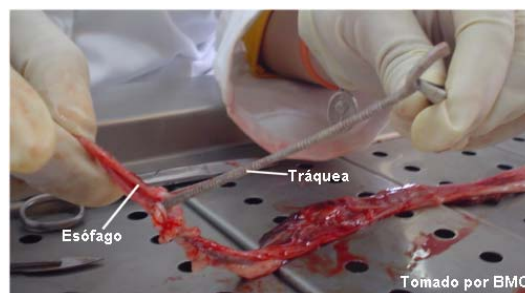


Figura 20.- Separación de esófago y tráquea

Se extraen los órganos iniciando desde cavidad oral, se extraen la tráquea, corazón y pulmones. Ya fuera se separa la tráquea y pulmones del esófago, estómago e intestinos

Se incide la tráquea (recordar que los anillos son completos) (ver figura 20) y posteriormente se realiza la inspección de los pulmones en busca de zonas firmes o nódulos.

Como siguiente paso se incide el corazón (únicamente con dos cortes en forma de “v”) (Beynon, 1994).

Posteriormente se extrae el tracto intestinal completo, comenzando en la cavidad oral. Se incide el estómago e intestinos para revisar su contenido y mucosa. Ya extraído este paquete se extrae el hígado, bazo y páncreas, evaluando después su estado.

Por último se extraen los órganos reproductores y las glándulas adrenales (ubicadas en la línea media por delante de los órganos reproductores). En las hembras, se retira el oviducto y los ovarios. Ya fuera estos órganos se procede a realizar la disección de los riñones de la cavidad celómica, posterior a esto se toman las muestras pertinentes.

En el caso de requerir el cerebro, es necesario cortar el cráneo, introduciendo la tijera por el foramen magno y dirigir la punta hacia el ojo, (esto se tiene que hacer con cuidado para no destruir el cerebro), ya hecho este corte se realiza el mismo procedimiento del lado contrario para así levantar el techo del cráneo y extraer el cerebro (Mader, 1996).

PROCOLO DE NECROPSIA

MVZ. Blanca R. Moreno Cardenti

El protocolo de necropsia es el documento que se genera cuando se está efectuando la necropsia y en él, se describen todos los hallazgos morfológicos encontrados en el cadáver (ver formato I).

Hay que recordar, que la descripción de las lesiones deberá ser en un lenguaje claro y preciso para evitar confusiones y que en base a la descripción, cualquier persona con experiencia básica en patología, pueda emitir un diagnóstico morfológico (ver descripción de lesiones).

RESEÑA.

En este documento se debe reportar la fecha, hora cuando se efectuó la necropsia y el número de diagnóstico.

Por otra parte debe de tener la identificación del animal al que se le efectuará la necropsia como son: especie, raza, sexo, edad, peso, señas particulares e identificación (por ejemplo: no. de arete o tatuaje).

INSPECCIÓN EXTERNA.

Se reportaran los hallazgos en forma sistemática y ordenada, por lo que en primer lugar se llevará a cabo la inspección externa del animal, donde se deberán de poner datos como: condición general, esto principalmente se refiere al estado de carnes que guarda el animal; características de la capa y piel observando desprendimiento del pelo o engrosamiento de la piel u otro tipo de lesiones (por ejemplo: Traumatismos); se revisará el grado de hidratación de la piel, tomando el pliegue de la misma y observando cuanto tiempo se tarda en regresar a su estado normal, también se revisan los ojos, ya que si estos están hundidos es signo de deshidratación severa; los orificios naturales se revisarán y reportará el color de las mucosas, contenido con las características de los mismo. Los orificios naturales se revisan en orden: orejas, ojos, nariz, hocico, prepucio o vagina y ano.

INCISIÓN PRIMARIA.

Se procede ha anotar todo lo que se observe en tejido subcutáneo como aspecto y color de la grasa (degeneración mucoide de la grasa), si existen zonas de hemorragia etc. Aquí se confirma el estado de carnes del animal al observar la cantidad de grasa y de músculo, se revisan los linfonodos más aparentes como el mandibular, cervical superficial (preescapular), axilar, prefemoral, popiteo, e inguinales superficiales (mamarios o escrotales). Además se puede revisar la característica de la articulación coxofemoral, en cuanto a líquido, consistencia del mismo, cápsula sinovial etc. cabe mencionar que de todas maneras, otras articulaciones se revisan en la inspección de músculo esquelético.

INCISIÓN SECUNDARIA.

Se reporta el color o exudados que se puedan observar en las tonsilas, posición de los órganos y líquidos que pueden existir en las cavidades, su color, cantidad y consistencia; además se puede llegar a observar algunas lesiones entre la pleura o el peritoneo como serían las adherencias.

APARATO RESPIRATORIO.

Se deben revisar y describir todas las lesiones que se observen en fosas y senos nasales, faringe, laringe, tráquea, pulmones y linfonodos peribronquiales y mediastínicos.

Generalmente en órganos tubulares es muy importante observar y describir el contenido, consistencia, color, cantidad, además de revisar la superficie de los mismos para detectar algún tipo de parásito o zonas donde existan cambios vasculares como hemorragias o congestión entre otras.

APARATO CIRCULATORIO

Se deben revisar primeramente el pericardio, prestando especial atención al líquido pericárdico (cantidad, consistencia, color etc.), posteriormente el miocardio para detectar cualquier alteración en forma y color del músculo (degeneración hialina) o presencia de algún tipo de estructuras (cisticercos). Se revisarán todas las cavidades cardiacas con sus respectivas valvas y se describirá cualquier alteración en cuanto a grosor de las mismas o presencia de algunas estructuras adosadas a ellas (trombos).

APARATO DIGESTIVO.

El flujo biliar puede indicar cualquier tipo de obstrucción, se debe de abrir vesícula biliar para observar arenilla o concreciones (piedras), consistencia de la bilis, color y cantidad, presencia de algún tipo de hemorragias sobre la mucosa o edema en la misma. Por otra parte también se tiene que describir detalladamente algún tipo de lesión que pudiera existir en el hígado ya sea en todo el órgano (aumento de tamaño o hepatomegalia) o en alguna zona (focos múltiples de abscesos).

Se debe revisar el páncreas y reportar cualquier tipo de lesión patente en ésta zona es frecuente que en cuadros de pancreatitis severa aguda, la liberación de lipasas que degradan las grasas adyacentes por lo que se puede observar un aspecto yesoso de la grasa vecina a esta glándula.

Se procede a describir todo lo encontrado en los órganos tubulares como: Cavidad bucal, tonsilas, faringe, esófago, estómago, intestino delgado y grueso, recto y los linfonodos asociados a estos órganos (contenido, consistencia, color, cantidad, etc.).

APARATO URINARIO.

Se tiene que describir cualquier alteración que se observe en las adrenales. Al extraer la cápsula del riñón es importante describir cualquier adherencia y posteriormente describiendo los hallazgos de corteza y médula. Con respecto a uréteres, vejiga, uretra es importante detectar algún tipo de obstrucción por cuadros de litiasis por

lo que se deberá en el caso de los primeros palpar perfectamente las estructuras para detectar cualquier alteración, por otra parte en la orina también se deben reportar cualquier presencia de sedimentos o alteraciones en las características de la misma o sobre la mucosa de la vejiga urinaria.

APARATO GENITAL.

Como ya se mencionó en los órganos tubulares es importante describir los contenidos, cantidad, consistencia, color inclusive el olor y posteriormente la superficie de sus mucosas. En este caso se deberá proceder a revisar vulva, vagina, útero, ovario en el caso de la hembra y prepucio, pene y testículos en el caso de los machos.

Es importante la descripción de las sustancias que se encuentren en útero y el tiempo que tenga el animal de haber parido ya que pueden haber loquios después del parto que pueden ser confundidos con exudados inflamatorios

En cada estructura se verá su consistencia, características superficiales, si existen adherencias, entre otras.

SISTEMA NERVIOSO.

Se describirán las lesiones encontradas en encéfalo, médula espinal, nervios como sería cambios de coloración, reblandecimiento, cuadros vasculares, etc.; además de las características del líquido cefaloraquídeo (cantidad, color, consistencia, etc.).

SISTEMA MÚSCULO ESQUELÉTICO.

En este sistema son muy frecuente las lesiones de tipo traumático por lo que se deberá describir cualquier alteración vascular que se presente tanto en músculos, huesos y articulaciones, reportando todo lo anteriormente descrito ya que si la descripción es muy vaga la interpretación será difícil de efectuar.

TOMA DE MUESTRAS.

La toma de las muestras es muy importante para generar un buen diagnóstico integral por lo que se deberán de tomar las muestras adecuadas según el caso y deberán de ir con el conservador correspondiente para que el laboratorio pueda emitir un resultado acertado.

En el protocolo deberá definirse el tipo de muestra que se tomó (frotis, impronta, exudado, órgano, etc.), cantidad, conservador y laboratorio a donde se va a remitir.

DIAGNOSTICO MORFOPATOLOGICO.

Al final se efectuará la interpretación de las descripciones hechas en el protocolo y se colocarán en orden de importancia (Principal, secundario, concomitante e independiente).

Principal.- La lesión principal nos indica cual es la causa de la muerte o de la enfermedad que está generando pérdidas en la explotación. (por ejemplo: Estenosis de la valva tricúspide).

Secundaria.- Está relacionada o es consecuencia de la primera (Por ejemplo: Hipertrofia del ventrículo derecho).

Concomitante.- Se relaciona con las dos anteriores (Por ejemplo: Congestión pasiva crónica generalizada).

Independiente.- Es un hallazgo que no tiene ninguna relación con la causa de la muerte y puede ser algo eventual (Por ejemplo: Quiste paraovárico)

NOMBRE Y FIRMA DEL PROSECTOR.

Se especifica quién fue el prosector por si se quiere hacer alguna observación o consulta por parte de la persona que remite el caso.

REPORTE PRELIMINAR.

MVZ. Blanca R. Moreno Cardenti

El reporte preliminar es un documento que encierra información sobre algún resultado de laboratorio, como podría ser bacteriología, virología, serología, parasitología, necropsia, histopatología entre otros.

El reporte preliminar que se desprende de efectuar una necropsia, contiene los hallazgos morfológicos más importantes que se encontraron y fueron reportados en el protocolo de necropsia correspondiente.

El reporte preliminar consiste en generar un documento el cual debe contener el número del diagnóstico, fecha y hora de elaboración del mismo.

Por otra parte deberá contener la identificación del dueño del animal o del Médico Veterinario ocupado en el caso; como sería: nombre, dirección y teléfono. Si el lugar no tiene estipuladas correctamente las calles deberá incluirse un esquema del lugar donde se encuentran los animales o el dueño (deberá tomarse en cuenta desde que se efectúa la historia clínica). Esto es de suma importancia ya que en el caso de ser problemas altamente infecciosos o que afectan al hombre, muchas veces no es fácil encontrar al afectado (por ejemplo Rabia).

Contiene los datos clínicos relevantes en cuanto a todo el brote como sería: Número total de animales, animales expuestos, morbilidad y mortalidad. Se deberá anotar el diagnóstico clínico presuntivo que emitió el MVZ, el dueño o el encargado de los animales o del animal en cuestión que se remitió para que se efectuara la necropsia.

Los datos de la muestra deben ser contenidos en este reporte preliminar. Se debe incluir si es un cadáver completo, algún órgano o un corte o biopsia de tejido remitido con el fin de obtener el diagnóstico histopatológico; fecha desde que se tomó la muestra, cual fue el conservador utilizado y el examen que solicita.

El diagnóstico morfológico se realizará tomando en cuenta el protocolo de necropsia; en este caso se remitirá con las lesiones encontradas en el animal, pero siguiendo un orden.

- 1.- Lesión principal: es la o las que produjeron la enfermedad y/o la muerte del animal (por ejemplo: neumonía anteroventral severa crónica).
- 2.- Lesión secundaria: es la lesión que acompaña a la principal (coexistente) o dicho de otra manera es la que se produce como consecuencia de la lesión principal por ejemplo: Hipertrofia de arterias pulmonares y ventrículo derecho.
- 3.- Lesión concomitante: es asociada a la lesión secundaria por ejemplo congestión hepática, esplénica, etc.
- 4.- Lesión independiente: Es la que no tiene que ver con el cuadro principal de enfermedad y que algunas veces es la consecuencia de un estado morboso anterior o que no tuvo que ver con la muerte del animal por ejemplo: pododermatitis, abscesos en el hígado, etc.

Finalmente se pondrá algún comentario relacionado a los hallazgos encontrados: Por ejemplo: las lesiones observadas no pudieron ser evaluadas de manera adecuada debido a los avanzados cambios postmortem.

Por ejemplo: Las lesiones sugieren un cuadro de micotoxicosis por lo que se recomienda tomar muestras de la cama o del alimento para efectuar el diagnóstico definitivo.

Se podrá referir a algunos diagnósticos diferenciales que debe tomar en consideración el Médico Veterinario que remitió el caso (las lesiones en intestino puede ser compatibles con cuadro de salmonelosis sin embargo se debe de descartar el cuadro de Fiebre Porcina)

El comentario básicamente es un orientador para el Médico veterinario que lleva el caso y él será el responsable de efectuar cualquier acción en la explotación, tomando en cuenta los resultados de los diferentes laboratorios a los que haya acudido.

Cabe mencionar que el diagnóstico morfológico que se emite después de efectuar la necropsia es de tipo presuntivo y que generalmente se requiere de otros laboratorios y otras acciones para integrar un diagnóstico definitivo como se verá más adelante.

INTEGRACIÓN DE UN DIAGNÓSTICO FINAL.

En el área de Patología, el diagnóstico, que significa a través del conocimiento, es la identificación y la demostración de los agentes causales de las enfermedades o muerte de los animales.

Éste se formula a partir de las lesiones, alteraciones funcionales, signos clínicos, datos de la historia clínica, necropsia, laboratorios entre otros.

La integración de un diagnóstico final, consiste en la evaluación de toda la información disponible de cada caso bajo estudio y formaliza un problema presentado, éste comprende:

1.- Historia clínica completa, antecedentes patológicos y no Patológicos del problema actual, curso del mismo, terapéutica y respuesta a la misma, examen físico entre otras.

2.- Reporte de los hallazgos macro y microscópicos que proporciona la necropsia y el estudio histopatológico de las lesiones encontradas.

3.- Resultados de otros estudios llevados a cabo (bacteriología, virología, toxicología, serología, parasitología, entre otras).

4.- Consulta de la información disponible sobre el problema en cuestión (bibliografía y opinión especializada).

5.- Opinión personal.

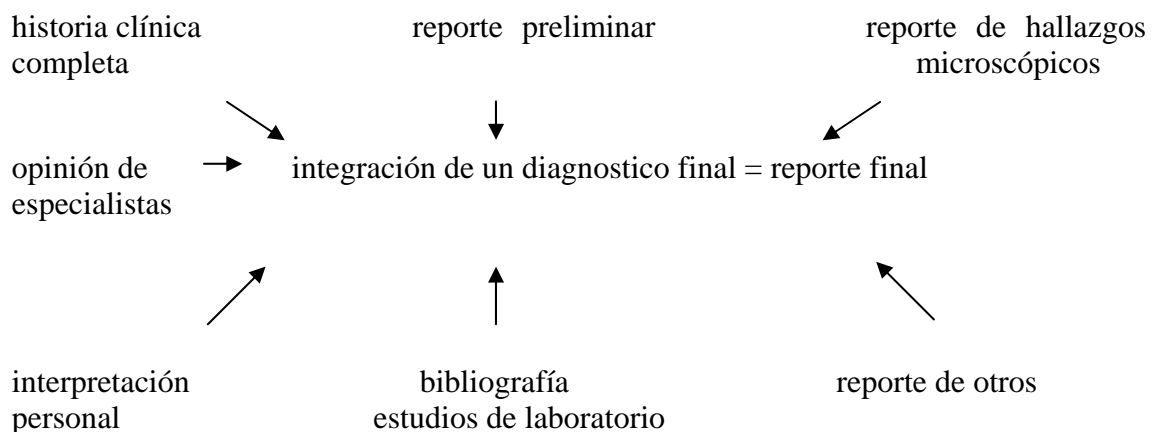
Para lograr la integración de un diagnóstico final en forma satisfactoria, deberá hacerse siguiendo alguna secuencia adecuada por objetivos, para poder contestar la mayoría de las siguientes preguntas:

a) ¿Cuál fue el motivo de la presentación del caso?

- b) ¿Existió alguna solicitud presentada para el estudio de un aspecto en especial?
- c) ¿Hubo un diagnóstico clínico presuntivo y cual fue?
- d) ¿Existieron suficientes datos en la historia clínica para identificar el problema más importante?
- e) ¿Cuál fue el diagnóstico post-mortem?
- f) ¿Están de acuerdo, los hallazgos hechos a la necropsia y los reportes de laboratorio con la historia clínica.
- g) ¿Se tomaron las muestras adecuadas para llevar a cabo pruebas específicas en el laboratorio para que nos llevaran al diagnóstico definitivo y cuales fueron?
- h) ¿Existieron varias enfermedades o lesiones y cuales fueron?, ¿Estaban relacionadas entre sí?
- i) ¿Cual fue la secuencia de su aparición y su evolución a través del tiempo?
- h) ¿Se llevó a cabo la identificación individual del problema encontrado al hacer una comparación con otras enfermedades semejantes (diagnóstico diferencial)?
- k) ¿Cuales son las posibles causas de la enfermedad y/o muerte?
- l) ¿Qué lesiones o enfermedades se pueden atribuir a un origen hereditario, congénito o al tratamiento dado, manejo y/o forma de sacrificio.
- m) ¿Se pueden indicar medidas preventivas para evitar la presentación posterior de un problema previamente identificado?

Cuando demos respuesta satisfactoria a estas preguntas, habremos logrado la integración de un diagnóstico.

Integración de un diagnóstico final.



ANEXOS.

Cuadro 7.- VIA DE TOMA DE MUESTRA SANGUÍNEA EN TORTUGAS, SERPIENTES Y LACÉRTIDOS

Especie	Vía de la toma	Sitio de la toma	Calibre de la aguja
Tortugas, serpientes y lacértidos	Intravenosa	Vena coccígea ventral, vasos linfáticos, en tortugas de estos mismos lugares, además de la vena yugular, vena braquial, poplítea.	21-22G
Tortuga, serpientes y lacértidos	Intracardiaca	En serpientes y lacértidos se localiza	18-25G
Lacértidos	Plexo venoso orbital	Con tubo microcapilar introducir en círculos en el ápice del ojo	Tubo microcapilar
Tortugas, serpientes y lacértidos	Intraosea	En serpientes de cualquier vértebra de preferencia la occipital, en tortugas y lacértidos del fémur o húmero	18-25G

Cuadro 8.- Muestras necesarias para el diagnóstico de las intoxicaciones más comunes (como regla general, las muestras deben enviarse frescas, refrigeradas o congeladas, sin preservativo, también deben remitirse muestras del material sospechado.)

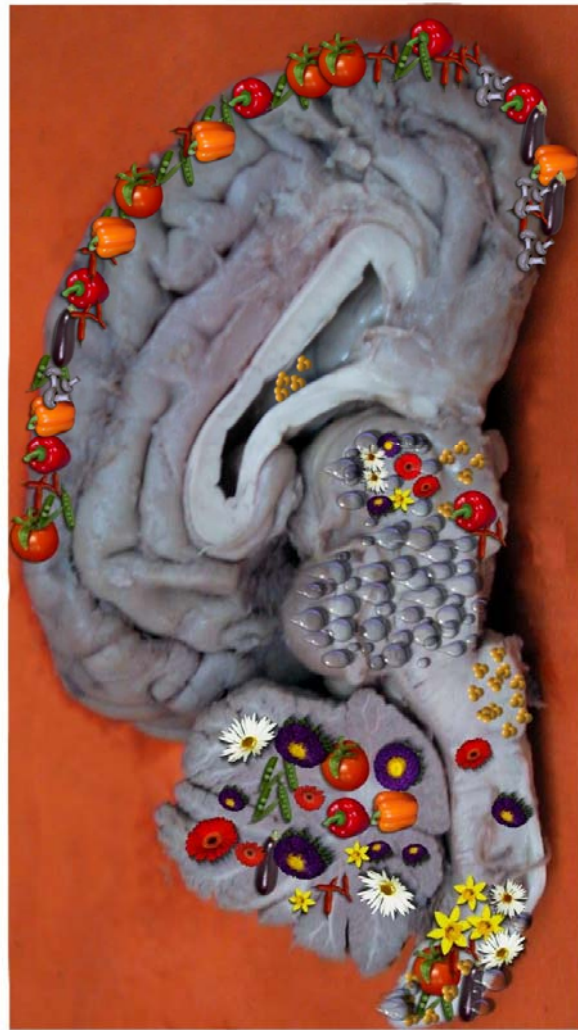
Tóxico	Muestra requerida	Cantidad de muestra	Comentarios
Aflatoxinas	Alimento, contenido estomacal	250 g	Frescos
Amoniaco	Líquido ruminal sangre completa orina	100 g 5 ml 5 ml	Congelado. En vez de congelación se pueden usar de 1 a 2 gotas de HgCl ₂ saturado para 5 ml de líquido ruminal
ANTU (Alfanaftil tiourea)	Contenido estomacal e intestinal, hígado	200 g 50 g	Sólo puede detectarse de 12 a 24 hr después de ingestión
Arsénico, plomo y mercurio*	Riñón Alimento Contenido estomacal Contenido ruminal Orina Pelos y faneras	50 g 100 g 100 g 100 g 50 ml 10-100 g	Puede utilizarse material fijado en formalina a 10%
Calcio	Suero Alimento	2 ml 5 g	El suero no debe contener sangre bemozizada. El coágulo debe separarse antes del transporte
Cinc*	Hígado Riñón Pelos y faneras	50 g 50 g 10-100 g	Congelado o en formalina 10%
Cianuro	Sangre completa Hígado Alimento	10 ml 50 g 100 g	Congelar la muestra lo más rápido posible en un recipiente cerrado
Cobre	Riñón Hígado	50 g 50 g	Fresco o congelado
Estricnina	Contenido estomacal Hígado Orina	50 g 50 g 20 ml	De preferencia congelado o muy fresco
Etilenglicol	Suero, sangre total Riñón (formol) y fresco Orina	10 ml Todo el órgano 10 ml	Un riñón en grandes especies y dos en pequeñas
Fenol	Contenido ruminal Hígado Orina	250 g 250 g 50 ml	En recipiente herméticamente cerrado
Fenotiazina	Hígado Alimento Orina	250 g 250 g 50 ml	Frescos
Fluoroacetato	Contenido estomacal Riñón	La mayor cantidad posible Entero	Muy frescos o congelados

	Orina Hígado Suero	50 ml 50 g 10 ml	
Fosfatos (fósforo)	Suero Hueso, hígado Contenido estomacal	5 ml 25 g 100 g	Muy frescos
Fosforo de zinc	Contenido estomacal Hígado	50 g 50 g	De preferencia congelados o muy frescos
Hidrocarburos clorados (insecticidas)	Tejido adiposo Contenido estomacal Contenido ruminal Hígado, encéfalo Riñón Sangre completa	100 g 100 g 100 g 50 g 50 g 10 ml	No usar recipientes plásticos. Evitar contaminación con pelo o contenido estomacal. De preferencia en frascos de vidrio químicamente limpios.
Mercurio*	Ver arsénico Además músculo	100 g	Fresco o en formol al 10%
Monóxido de carbono	Sangre completa	15 ml	Evitar contacto con el aire, cerrar herméticamente
Nitratos y nitritos	Agua de bebida Alimento Sangre completa Contenido estomacal	50 ml 100 g 10 ml 100 g	Congelados
Organofosforados (insecticidas)	Núcleo caudado Contenido estomacal Contenido ruminal Sangre heparinizada Orina Alimento	50 g 50 g 50 g 10 ml 50 ml 100 g	Es indispensable la congelación inmediata
Oxalatos	Plantas Otro alimento Riñón	6 a 8 250 g Todo el órgano	No picar las plantas. Congelar lo más rápido posible; dos riñones en pequeñas especies. Riñón en formol 10% para histopatología
Plomo*	Ver arsénico Además sangre	10 ml	Con heparina
Selenio	Alimento (plantas) Pelos Sangre no bemoledada Hígado o riñón Plasma o suero	250 g 10 g 20 ml 50 g 10 ml	Con heparina
Talio*	Orina Contenido estomacal Hígado Pelos y faneras Alimento	10 ml 50 g 50 g 10-100 g 100 g	Congelado o en formalina al 10%
Urea	Ver amoníaco		
Warfarina	Sangre Hígado	100 ml 100 g	De preferencia sangre del corazón





	Alimento	100 g	
--	----------	-------	--

* En caso de intoxicación aguda se recomienda el análisis de vísceras. Cuando la intoxicación es crónica, se recomienda el análisis de pelo, cascos o uñas. Modificado de Andrews J.J. y Fynaardt J. S.

Figura 1. Sitio de toma de muestras para diferentes enfermedades en sistema nervioso



Cerebro de canino

	Moquillo: cerebelo, 4to ventrículo, tractos ópticos, corteza, pedúnculos cerebelosos, periferia del quiasma
	Listeria: Nervio trigémino, cerebelo, tronco encefálico, médula cervical, puente, tálamo
	Cólera: médula, puente, cerebro medio, tálamo
	Rabia: puente, hipotálamo, médula espinal cervical (cuerpos de negri), hipocampo

CONCLUSIONES.

Ventajas del uso de las tecnologías de la educación	Desventajas del uso de las tecnologías de la educación
<p>Desde la perspectiva del aprendizaje</p> <ul style="list-style-type: none"> - Interés. Motivación. Incita a la actividad y al pensamiento. Por otro lado, la motivación hace que los estudiantes dediquen más tiempo a trabajar y, por tanto, es probable que aprendan más. - Interacción. Mantienen un alto grado de implicación en el trabajo, les atrae y mantiene su atención. - Desarrollo de la iniciativa. La constante participación por parte de los alumnos propicia el desarrollo de su iniciativa ya que se ven obligados a tomar continuamente nuevas decisiones ante las respuestas del ordenador a sus acciones. - Aprendizaje a partir de los errores. - Alfabetización digital y audiovisual. Estos materiales proporcionan a los alumnos un contacto con las TIC como medio de aprendizaje y herramienta para el proceso de la información, generador de experiencias y aprendizajes. - Fácil acceso a mucha información de todo tipo. Internet y los discos CD/DVD ponen a disposición de alumnos y profesores un gran volumen de información (textual y audiovisual) que, sin duda, puede facilitar los aprendizajes. 	<ul style="list-style-type: none"> - Distracciones. - Dispersión. - Pérdida de tiempo. - Aprendizajes incompletos y superficiales. La libre interacción de los alumnos con estos materiales, no siempre de calidad y a menudo descontextualizado, puede proporcionar aprendizajes incompletos con visiones de la realidad simplistas y poco profundas. Acostumbrados a la inmediatez, los alumnos se resisten a emplear el tiempo necesario para consolidar los aprendizajes, y confunden el conocimiento con la acumulación de datos. - Diálogos muy rígidos. Los materiales didácticos exigen la formalización previa de la materia que se pretende enseñar y que el autor haya previsto los caminos y diálogos que seguirán los alumnos. - Ansiedad. La continua interacción ante el ordenador puede provocar ansiedad en los estudiantes.
<p>PARA LOS ESTUDIANTES</p> <ul style="list-style-type: none"> - A menudo aprenden con menos tiempo. - Atractivo. Supone la utilización de un instrumento atractivo y muchas veces con componentes lúdicos. - Acceso a múltiples recursos educativos y entornos de aprendizaje. Los estudiantes tienen a su alcance todo tipo de información y múltiples materiales didácticos digitales, en CD/DVD e Internet, que enriquecen los procesos de enseñanza y aprendizaje. - Personalización de los procesos de enseñanza y aprendizaje. La existencia 	<ul style="list-style-type: none"> - Adicción. El multimedia interactivo e Internet resulta motivador, pero un exceso de motivación puede provocar adicción. El profesorado deberá estar atento ante alumnos que muestren una adicción desmesurada. - Aislamiento. Los materiales didácticos multimedia e Internet permiten al alumno aprender solo, hasta le animan a hacerlo, pero este trabajo individual, en exceso, puede acarrear problemas de sociabilidad. - Cansancio visual y otros problemas físicos. Un exceso de tiempo trabajando ante el ordenador o malas posturas pueden

<p>de múltiples materiales didácticos y recursos educativos facilita la individualización de la enseñanza y el aprendizaje; cada alumno puede utilizar los materiales más acordes con su estilo de aprendizaje y sus circunstancias personales.</p> <p>- Autoevaluación. La interactividad que proporcionan las TIC pone al alcance de los estudiantes múltiples materiales para la autoevaluación de sus conocimientos.</p> <p>- Flexibilidad en los estudios. Proporciona una gran flexibilidad en los horarios de estudio y una descentralización geográfica de la formación. Los estudiantes tienen más autonomía. La educación puede extenderse a colectivos que no pueden acceder a las aulas convencionales.</p> <p>- Ayudas para la Educación Especial. Muchas formas de disminución física y psíquica limitan las posibilidades de comunicación y el acceso a la información; en muchos de estos casos el ordenador, con periféricos especiales, puede abrir caminos alternativos que resuelvan estas limitaciones.</p>	<p><i>provocar diversas dolencias.</i></p> <p>- Inversión de tiempo.</p> <p>- Sensación de desbordamiento. <i>A veces el exceso de información, que hay que revisar y seleccionar, produce una sensación de desbordamiento: falta tiempo.</i></p> <p>- Recursos educativos con poca potencialidad didáctica. <i>Los materiales didácticos y los nuevos entornos de teleformación no siempre proporcionan adecuada orientación, profundidad de los contenidos, motivación, buenas interacciones, fácil comunicación interpersonal, muchas veces faltan las guías didácticas... También suelen tener problemas de actualización de los contenidos</i></p> <p>- Virus. <i>La utilización de las nuevas tecnologías expone a los virus informáticos.</i></p> <p>- Esfuerzo económico. <i>Cuando las TIC se convierten en herramienta básica de trabajo, surge la necesidad de comprar un equipo personal.</i></p>
---	--

PARA LOS PROFESORES

- Fuente de recursos educativos para la docencia, la orientación y la rehabilitación. Los discos CD/DVD e Internet proporcionan al profesorado múltiples recursos educativos para utilizar con sus estudiantes: programas, webs de interés educativo....

- Individualización. Tratamiento de la diversidad. Los materiales didácticos interactivos (en disco y on-line) individualizan el trabajo de los alumnos ya que el ordenador puede adaptarse a sus conocimientos previos y a su ritmo de trabajo. Resultan muy útiles para realizar actividades complementarias y de recuperación en las que los estudiantes pueden autocontrolar su trabajo.

- Liberan al profesor de trabajos repetitivos. Al facilitar la práctica sistemática de algunos temas mediante ejercicios autocorrectivos de refuerzo sobre técnicas instrumentales, presentación de conocimientos generales, prácticas sistemáticas de ortografía..., liberan al profesor de trabajos repetitivos, monótonos y rutinarios, de manera que se puede dedicar más a estimular el desarrollo de las facultades cognitivas superiores de los alumnos.

- Facilitan la evaluación y control. Existen múltiples programas y materiales didácticos on-line, que proponen actividades a los estudiantes, evalúan sus resultados y proporcionan informes de seguimiento y control.

- Actualización profesional. La utilización de los recursos que aportan las TIC como herramienta para el proceso de la información y como instrumento docente, supone un actualización profesional para el profesorado, al tiempo que completa su alfabetización informática y audiovisual.

- Estrés. En ocasiones los profesores no disponen de los conocimientos adecuados sobre los sistemas informáticos y sobre cómo aprovechar los recursos educativos disponibles con sus alumnos. Surgen problemas y aumenta su estrés.

- Desarrollo de estrategias de mínimo esfuerzo. Los estudiantes pueden centrarse en la tarea que les planteo el programa en un sentido demasiado estrecho y buscar estrategias para cumplir con el mínimo esfuerzo mental, ignorando las posibilidades de estudio que les ofrece el programa. Muchas veces los alumnos consiguen aciertos a partir de premisas equivocadas, y en ocasiones hasta pueden resolver problemas que van más allá de su comprensión utilizando estrategias que no están relacionadas con el problema pero que sirven para lograr su objetivo. Una de estas estrategias consiste en "leer las intenciones del maestro". Por otra parte en Internet pueden encontrarse muchos trabajos que los alumnos pueden simplemente copiar para entregar al profesor como propios.

- Desfases respecto a otras actividades. El uso de los programas didácticos puede producir desfases inconvenientes con los demás trabajos del aula, especialmente cuando abordan aspectos parciales de una materia y difieren en la forma de presentación y profundidad de los contenidos respecto al tratamiento que se ha dado a otras actividades.

- Exigen una mayor dedicación. La utilización de las TIC, aunque puede mejorar la docencia, exige más tiempo de dedicación al profesorado: cursos de alfabetización, tutorías virtuales, gestión del correo electrónico personal, búsqueda de información en Internet...

- Necesidad de actualizar equipos y programas. La informática está en continua evolución, los equipos y los programas mejoran sin cesar y ello nos exige una constante renovación.

BIBLIOGRAFÍAS.

1. Alamargot, J. (1986). "Manual de Anatomía y de Necropsias de las Aves". Ed. CECSA, México.
2. AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. (1986) "Report of the AVMA Panel on Euthanasia". J. Am. Vet. Med. Assoc. 188(3): 252-268.
3. Ausubel, P. D. (1983). "Psicología educativa: Un punto de vista educativo". Ed. Trillas.
4. Ballester, V. A. (1999). "Hacer realidad el aprendizaje significativo". Revista: Cuadernos de Pedagogía, No. 277.
5. Beynon, P. Et.al. (1994). "Manual of reptiles. British Small Animal Veterinary Association. Printed by J. Looker Printers Poole, Dorset.
6. Birchard, S. J (1996); Manual Clínico de Pequeñas Especies. Mc Graw Hill-Interamericana. México.
7. Budras, K. D. (1989) "Atlas de Anatomía del Perro". Interamericana, 1° ed. México.
8. Bush, B. M. (1999); Interpretación de los análisis de laboratorio para clínicos de pequeños animales. Editorial Harcourt. España.
9. Blood, D. C. (1976). "Medicina Veterinaria".Editorial Interamericana. 4ta edición. México
10. CANADIAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. (1988). "Position statement on euthanasia". Directory of Canadian veterinarians. Ottawa, Ont. CVMA.
11. Cooper, J.E., (1989). "Euthanasia of amphibians and reptiles". Herts, Universities Federation for Animal Welfare; London. World Society for the Protection of Animals.
12. Contreras, R. (1989); Anatomía patológica general. Editorial Interamericana. México.
13. Dyce, K.W. (1999). "Anatomía Veterinaria". McGraw-Hill Interamericana México.
14. Davidson, M. G. (2000); Manual de patología clínica en pequeños animales. Editorial Harcourt. España.
15. Evans, H. E. (2000). "Dissección del Perro". Ed. McGraw-Hill Interamericana, 5ª ed. México.
16. Fowler, M. E., et.al. (1999). "Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy. Saunders Company. E. U. A.

17. Gallego E., et.al; (1992). "El software educativo en laboratorio, en un entorno multimedia y en micromundos con logo". Tecnología y comunicación educativas México. 7 (1).
18. Garner, M. (2005) "Biopsia y necropsia" Atlas de Medicina, Terapéutica y Patología de animales exóticos. Editorial Inter-Médica. pp 361-375. Buenos Aires, Argentina.
19. Garrett, P.D. (1988). "Guide to Ruminant Anatomy based on the dissection of the Goat". Iowa State University Press, 1st. ed Ames, Iowa, USA.
20. Gazquez ,A. (1988). "La Necropsia en los Mamíferos Domésticos". Ed. Interamericana, Madrid.
21. Gijón, E.; LASTIRI, M. A. (1996). "La informática y la neurociencia". Perfiles Educativos. México. Vol. 18, No.72.
22. Habel, R. E., (1983) "Nómina Anatómica Veterinaria". 4° ed. Ithaca. New York. USA.
23. Habel, R. E. (1983) "Guide to the Dissection of Domestic Ruminants". 3° ed. Vet. Med. Cornell University, Ithaca, N.Y. USA.
24. Insuasti, M. J. (1995). "La utilización de videos para la enseñanza de procesos básicos (Calor y temperatura)". Enseñanza de las Ciencias. España. Vol. 13, No. 2
25. Jacobson, R. E. (1997); The veterinary clinics of northeamerica. Revista Exotic Pet Medicine.
26. Jubb; Kennedy, P. (1985); Patología de los animales domésticos. Editorial Hemisferio Sur. 3era edición. Volumen 1. Uruguay.
27. Jubb; Kennedy, P. (1985); Patología de los animales domésticos. Editorial Hemisferio Sur. 3era edición. Volumen 2. Uruguay.
28. Jubb; Kennedy, P. (1985); Patología de los animales domésticos. Editorial Hemisferio Sur. 3era edición. Volumen 3. Uruguay
29. Kielbach, N .M. (1983). "Guía para la realización de necropsias y el diagnóstico de algunas enfermedades de los animales domésticos". Tesis. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. México.
30. Linn, M. C. (2002). "Promover la educación científica a través de las tecnologías de la información y comunicación". Enseñanza de las Ciencias. España. Vol. 20, No.3
31. Mader, D. R. (1996). "Reptile Medicine and Surgery. W. B. Saunders Company. E.U.A.

32. Marqués G. P. (2000). "Impacto de las TIC en educación: Funciones y limitaciones". Revista EDUCAR. Barcelona, España.
33. Marqués G., P. (2001). "Algunas notas sobre el impacto de las TIC en la universidad". Revista EDUCAR, 28, pp. 99-115. Barcelona, España.
34. Marti, J. A. (2002). "Procesamiento de imágenes en la educación de posgrado en ciencias médicas y biológicas". Revista Cubana de Educación Superior. Cuba. Vol. 22, No. 1
35. Martínez, F. (1994). "Investigación y nuevas tecnologías de la comunicación en la enseñanza: el futuro inmediato". Pixel-Bit. Revista de medios y educación. 2, 3(17).
36. Méndez P., F. (2003). "Manual clínico de reptiles; según las enfermedades más comunes presentadas en el laboratorio de herpetología de la FES Iztacala. TESIS
37. Moreira, M. A., (2000); "Aprendizaje Significativo, teoría y práctica". Ed. Visor Pis, S.A. España.
38. Perusquia, M.T. (1985). Necropsia en Aves. Ed. Trillas, México.
39. Ríos, J. M. (2000); Nuevas tecnologías de la información y de la comunicación aplicadas a la educación. Ediciones Aljibe. España.
40. Popesko, P. (1981) Atlas de Anatomía Topográfica de los Animales Domésticos. Ed. Salvat, 1º ed. Barcelona España.
41. Rosell P. J. M. et.al (2000). "Enfermedades del conejos". Tomo I. Generalidades Ediciones Mundi-Prensa. España. 291-306
42. Rossi, A. (1977). "Manual de Necropsias de los Animales Domésticos". Tesis de Licenciatura Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM. México.
43. Rowsell, H.C. (1979). "Euthanasia: The final chapter". In: Proc. second symposium on the pet and society, Vancouver, B.C. Toronto: Standard Brands Food Company, 125-139. Toronto, Ont.
44. Ruberle J. y Sautet J. (1998). "Atlas de Anatomía del Perro y del Gato". Ed. Multimédica, Barcelona, España.
45. Ruiz, H.; (1993); "Uso potencial de nuevas tecnologías en la enseñanza del posgrado en medicina veterinaria"; Revista OMNIA; No. Especial: pp. 234-236.
46. Schaller, O. (1992). "Nomenclatura Anatómica Veterinaria Ilustrada". Ed. Acribia, Zaragoza España.
47. Shively, M., J. (1993); Anatomía Veterinaria. Editorial El Manual Moderno, S. A. de C. V. México

48. Schunemann, A. (1985). "Necropsias en Animales Domésticos". Ed. Continental. México.
49. Schunemann, A., Constantino, Fernando (2002). "Técnicas de necropsia en animales domésticos". 2º ed. Manual Moderno. México
50. Stratuss, A. (1988). "Necropsy: Procedures and basic diagnostic methods for practicing veterinarians". Springfield, Illinois. USA
51. Sobrino, A. (2000). "Evaluación formativa y Nuevas Tecnologías". Revista de ciencias de la educación. España, No. 183RUÍZ, S. K. (1993). El uso potencial de nuevas tecnologías en la enseñanza del posgrado en Medicina Veterinaria. OMNIA. México, Vol. 9. No. Especial.

En la WEB:

1. http://www.ciberconta.unizar.es/cirugiaveterinaria/Casos_clínicos/urinario/litiasis_renal
2. <http://www.uco.es/organiza/departamentos/anatomía-y-anatopatologica/atlas/ojo2.htm>
3. <http://www.uco.es/organiza/departamentos/anatomia-y-anatopatologica/atlas/indice.htm>
4. http://www.colvet.es/infovet/oct94/ciencias_v/articulo1.htm
5. <http://www.ucm.es/info/multidoc/multidoc/revista/cuad6-7/blesa.htm>
6. <http://www.ucm.es/info/multidoc/multidoc/revista/cuad6-7/ramos.htm>
7. <http://discovery.chillan.plaza.cl/%7Euape/actividades/etapa2/software/doc/evalse.htm>
8. <http://ednilda.freesevers.com/homework6.htm>
9. http://www.geocities.com/ludico_pei/musica_y_aprendizaje.htm
10. http://www.cvrioduero.com/especialidades/contenido_especial7.htm
11. <http://www.editoraguara.com.br/cv/ano3/cv13/fotoodt.htm>
12. <http://www.kynochvets.fsnet.co.uk/dental.html>
13. http://www.inet.hr/~veterine/zubni_kamenci.htmhttp://www.inet.hr/~veterine/zubni_kamenci.htm
14. http://www.vetnetwork.com/petcare_articles/VPA_display.cfm?VPA_articleID=86
15. http://www.dentalvet.com/FAQs/periodontal_disease_faq.htm
16. <http://www.merckvetmanual.com/mvm/index.jsp?cfile=htm/bc/20807.htm>
17. http://www.vetmed.wsu.edu/clientED/anatomy/cat_digest.asp
<http://www.cirugiaveterinaria.com>
18. <http://www.merckvetmanual.com/mvm/index.jsp?cfile=htm/bc/30900.htm>
19. <http://www.merckvetmanual.com/mvm/index.jsp?cfile=htm/bc/70900.htm>
20. <http://www.gepda.org/ac/acciones2.html>
21. <http://www.uco.es/organiza/departamentos/anatomia-y-anatopatologica/atlas/genital2.htm>
22. <http://www.prodivesa.com/secrejul1.htm>
23. http://www.odontologiaveterinaria.com/caso_periodontal001.html
24. http://www.ciberconta.unizar.es/cirugiaveterinaria/CursosPostGrado/Oftalmologia_Basica/Temas/Tema_2/Tema2_01_Exoftalmia_02Prolapso.htm
25. <http://www.hauttierarzt.de/hautkrankheit/otitisexterna.html>
26. <http://miveterinaria.netfirms.com/apuntes/otitis.htm>

27. http://www.pedrovet.com.br/tips/Caso_3/achitty.htm
http://www.vetmed.wsu.edu/clientED/anatomy/cat_digest.asp#top
28. <http://www.caninum.com/atlas/>
29. <http://www.loseskakeadis.com/apunvete.htm>
30. <http://www.elprimsa.com/apuntes/apuntes.asp?page=3&categoria=901>