

Universidad Autónoma del Estado de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia



Manual de Prácticas:
Patología General

Elaboró:	M. en C. José Luis Zamora Espinosa	Fecha:	16/11/2018
	Dra. Adriana del Carmen Gutiérrez Castillo		
	Dr. Valente Velázquez Ordoñez		
	Dr. Raúl C. Fajardo Muñoz		

Fecha de aprobación	H. Consejo Académico	H. Consejo de Gobierno
	29/10/2018	29/10/2018



Índice

	Pág.
I. Datos de identificación	3
II. Introducción	4
III. Lineamientos	4
IV. Organización y desarrollo de las prácticas	
Práctica 1. Historia clínica.	
Práctica 2. Sacrificio humanitario (eutanasia).	
Práctica 3. Técnicas de necropsia.	
Práctica 4. Toma, conservación y envío de muestras al laboratorio.	
Práctica 5. Degeneración, necrosis, apoptosis y autolisis.	5
Práctica 6. Gangrena, infiltraciones, pigmentos y cristales.	
Práctica 7. Trastornos circulatorios.	
Práctica 8. Inflamación y reparación tisular.	
Práctica 9. Alteraciones del crecimiento y diferenciación celular.	
Práctica 10. Integración de diagnóstico	
V. Bibliografía	44



I. Datos de identificación

Espacio educativo donde se imparte **Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**

Licenciatura **Medicina Veterinaria y Zootecnia**

Unidad de aprendizaje **Patología General** Clave **L43788**

Carga académica **2** **4** **6** **8**

Período escolar en que se ubica **1** **2** **3** **4** **5** **6** **7** **8** **9**

Seriación **Embriología e Histología** **Patología por Sistemas**
 UA Antecedente UA Consecuente

Tipo de Unidad de Aprendizaje

Curso Curso taller

Seminario Taller

Laboratorio Práctica profesional

Otro tipo (especificar)

Modalidad educativa

Escolarizada. Sistema rígido No escolarizada. Sistema virtual

Escolarizada. Sistema flexible No escolarizada. Sistema a distancia

No escolarizada. Sistema abierto Mixta (especificar)

Formación común

N/A

Formación equivalente

Unidad de aprendizaje

N/A



II. Introducción

La patología estudia la naturaleza esencial de las enfermedades, especialmente incide en conocer las alteraciones morfológicas y funcionales que de ella se derivan; por ello, el estudio de la patología en el área médica es fundamental para conocer los niveles de salud del individuo o el nivel de salud en una población animal.

Las diversas enfermedades ocasionan alteraciones en los tejidos, órganos, aparatos y sistemas. La patología general estudia los mecanismos por los que se producen las diversas lesiones. La identificación de lesiones macroscópicas y microscópicas es importante para establecer el diagnóstico de enfermedad. La patología constituye el puente con las asignaturas clínicas para conocer sobre la enfermedad, y llevar acciones de prevención, control y tratamiento.

Una herramienta de la patología es la necropsia, que es la disección anatómica sistemática del cadáver para exponer las lesiones macroscópicas por aparatos y sistemas; con ello se podrá emitir el diagnóstico presuntivo de la causa de muerte. A través de la histopatología se profundiza sobre la naturaleza de la enfermedad y se podrá emitir un diagnóstico más certero de la causa de muerte. Con la toma de muestras y el estudio de ellas con otras técnicas de laboratorio se elabora el diagnóstico integral; lo cual constituye el punto importante de la patología.

La formación del estudiante en la Unidad de Aprendizaje de Patología General para la identificación de lesiones y los mecanismos de patogénesis, le será de gran utilidad en asignaturas consecuentes como patología por sistemas, las diversas asignaturas Clínicas.

III. Lineamientos

Los “Lineamientos de los laboratorios de docencia de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma del Estado de México”, aprobados por el H. Consejo de la FMVZ el 31 de enero de 2017, son los que rigen la ejecución de las prácticas del presente manual, en los capítulos que se citan a continuación:

Capítulo sexto de los profesores. Artículos 19 y 20.

Capítulo séptimo de los deberes, derechos, obligaciones y prohibiciones de los usuarios. Artículos 22, 23 y 24.

Capítulo octavo de los materiales y equipos de trabajo. Artículos 25, 26, 27 y 28.

Capítulo noveno de las medidas de bioseguridad. Artículos 29, 30, 31, 32, 33 y 34.

Capítulo décimo de las medidas disciplinarias y responsabilidad de los usuarios, Artículos 35, 36, 37, 38, 39, 40 y 41.

Los discentes deben presentarse a la sala de necropsias con equipo de protección personal (overol o bata, mandil de plástico, guantes, cubre bocas y botas de hule), estuche de disecciones por equipo y material biológico requerido para la práctica.

En caso de que la práctica sea en el laboratorio los discentes deberán asistir con bata blanca.



Considerando el bienestar animal, la bioética, normas oficiales mexicanas (NOM-033- Z00- 2014) la norma intergubernamental OIE (Código Terrestre, Norma de Bienestar Animal, La utilización de animales en la investigación y educación, Mayo de 2016) y la legislación Mexicana (Decreto número 493, expedido por la H. “LVIII, artículos 235 Bis, 235 Ter y 235 Quáter), para la utilización de animales para experimentación, investigación y diagnóstico de enfermedades, el uso de un pre anestésico facilita la manipulación y la sujeción del animal, disminuyendo a su vez el estrés, la inquietud y el dolor, para posteriormente emplear un método de eutanasia humanitario indoloro, que cause una rápida pérdida del conocimiento, minimice el miedo, el sufrimiento, que sea confiable, irreversible, que cause una rápida inconsciencia, paro cardiaco y/o respiratorio y pérdida de la función cerebral, tomando en cuenta la especie, edad y salud del animal. Causando una depresión no selectiva del SNC (parálisis descendente), el cual ocasiona sedación, anestesia general y muerte. Sólo deberán emplearse animales cuando sea necesario y haya una justificación ética. El método de eutanasia que se vaya a emplear, debe reducir al mínimo la perturbación emocional, incomodidad y/o el sufrimiento experimentado por la persona que lleve a cabo el procedimiento y debe tener un impacto ambiental mínimo, a prueba de fallas. Todas las personas que emplean animales son responsables del estricto respeto de estas recomendaciones. La buena calidad de las investigaciones depende del bienestar animal.

IV. Organización y desarrollo de las prácticas

Unidad	Número de la práctica
Uno	1. Historia Clínica

Objetivo o competencia de la práctica:

Elaborar la historia clínica de una animal para establecer el diagnóstico clínico presuntivo.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Animal vivo ó cadáver de un animal doméstico o silvestre.
Formato de historia clínica.

Desarrollo:

La historia clínica está compuesta por dos partes fundamentales: anamnesis y revisión de aparatos y sistemas.

Anamnesis: Es el conjunto de datos o la información que aporta el interrogatorio. Es la forma en que se inicia la relación Médico Veterinario y el dueño del paciente; además obliga al Médico Veterinario Zootecnista a comprender las características del paciente.



Identificación del paciente. En esta parte se identifica al paciente en cuanto a su especie, raza, sexo, edad, fin zootécnico y marcas particulares. Cabe la posibilidad de agregar más información como: nombre, teléfono y dirección de su propietario.

Problema principal o motivo de consulta. Esta sección es sólo una mención muy corta del motivo por el que se remite al paciente. Por ejemplo: "El motivo de la consulta es por llevar 5 días con fiebre", "el paciente presenta diarrea acuosa". Esta sección puede ser una ayuda adicional para entender más rápido cuál va a ser el problema principal del que tratará el diagnóstico final (Birchard y Shering, 1994). El comportamiento antes de morir y el tiempo transcurrido entre los primeros signos de la enfermedad y la muerte constituyen fuentes importantes de información (Blood y Radostitis, 1992). Se deben señalar los signos y manifestaciones de enfermedad que el paciente ha presentado, como han evolucionado en el tiempo, y en la práctica, que ha ocurrido.

Inmunizaciones, desparasitaciones y/o medicaciones. Según el cuadro clínico que presente el paciente puede ser importante señalar las inmunizaciones, desparasitaciones y medicaciones que el paciente ha recibido.

Ambiente. Tomar información del ambiente como parte sistemática de la historia clínica del paciente; bajo muchas circunstancias saber dónde se mantiene al paciente es un dato importante en el diagnóstico.

Historia clínica sobre la alimentación. Siempre debe incluirse información de la alimentación. Se pregunta al propietario acerca del apetito del paciente y sobre pérdida o ganancia de peso. Se debe determinar los siguientes datos: Tipo de dieta, Nombre comercial del alimento, Método de alimentación y Cantidad de alimento.

Revisión por aparatos y sistemas

A pesar de toda la información que se ha recogido en la anamnesis y los antecedentes, conviene tener algún método para evitar que se escape algo importante. Una breve revisión de los sistemas que todavía no se han explorado da más seguridad que la información está completa. Esta revisión no debe ser muy larga ya que los principales problemas ya fueron identificados en la anamnesis. Si al hacer este ejercicio aparecen signos que resultan ser importantes y que todavía no habían sido explorados, es posible que el conjunto de estas nuevas manifestaciones deban ser incorporadas a la anamnesis.

Una forma de ordenar esta revisión es llevarla a cabo por aparatos y sistemas y en cada uno de ellos se investigan manifestaciones que podrían darse:

Signos generales: Sistema respiratorio: Sistema cardiovascular: Sistema gastrointestinal o digestivo: Sistema genitourinario: Sistema endocrino: Sistema neurológico. Es importante anotar en la historia clínica aspectos como: Impresiones diagnósticas, Exámenes complementarios y Diagnósticos definitivos.



Formato del área de diagnóstico
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Salud Animal
Sección Anatomopatología

Revisión No. 01
 Fecha: 31/10/11

No. de caso _____
 Persona que recibe _____
 Fecha _____


SOLICITANTE				
MVZ	PRIVADO	OFICIAL	CLINICA	HVPE

DATOS DEL CASO	
MVZ que remite el caso _____	Tel. _____
Propietario _____	
Dirección: _____ <small>CALLE Y NUMERO COL.</small>	Municipio: _____ Estado _____
Teléfono _____	Fax _____ E-mail _____
Especie _____ Raza _____ Sexo _____	
Peso _____ Identificación _____	
Requiere orejas y arete para el seguro	<input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO

PRESENTACION DEL ANIMAL		
<input type="checkbox"/> Animal vivo	<input type="checkbox"/> Cadáver	Fecha y hora de la muerte _____
Tipo de muerte	<input type="checkbox"/> NATURAL	<input type="checkbox"/> EUTANASIA
Método de Eutanasia	<input type="checkbox"/> CRUENTO	<input type="checkbox"/> SHOCK ELECTRICO

RESUMEN DE LA HISTORIA CLÍNICA Y DIAGNÓSTICO CLÍNICO PRESUM			
Población animal			Sospechoso de rabia
Población total	Animales enfermos	Animales muertos	Agredidos y tipo de agresión
Existencia de otras especies			Alimentación _____
	NO	SI ¿Cuántos?	Agua _____
Bovinos			Vacunas (producto, fecha)
Ovinos			
Cerdos			
Aves			
Equinos			



Perros			Desparasitación (producto, fecha)		_____
Gatos					_____
Otros					
Sintomatología: _____					
Tratamiento: _____					
Respuesta al tratamiento:			Sin efecto	Favorable pero con reincidencia	Favorable
					Aún no s puede eval
¿Las granjas o explotaciones vecinas presentan un problema similar?					NO
¿Cuándo inicio el problema? _____					SI
AUTORIZO LA REALIZACIÓN DE ESTUDIOS CLÍNICOS EN CASO DE SER NECESARIO A CONSIDERACIÓN DEL PATÓLOGO					
SOLICITO QUE EL PATÓLOGO SE LIMITE A LOS ESTUDIOS CLÍNICOS QUE PAGO AL MOMENTO DE LA RECEPCIÓN DEL CASO ESTANDO CONSCIENTE DE QUE ELLO PUEDE LIMITAR LA INTEGRACIÓN DEL CASO					
 PROTOCOLO DE LA NECROPSIA Prosector _____					
INSPECCION EXTERNA					
Condición general del cadáver:			_____		
Estado de carnes:			_____		
Orificios corporales:			_____		
Piel y capa:			_____		
INSPECCION INTERNA					
Tejido subcutáneo:					
Ganglios linfáticos explorables:					



Peritoneo:													
Sistema nervioso:													
Aparato respiratorio:													
Aparato circulatorio:													
Aparato digestivo:													
Aparato urinario:													
Aparato genital:													
Sistema muscular:													
Sistema óseo:													
ORIENTACIÓN DIAGNÓSTICA													
ESTUDIOS COMPLEMENTARIOS													
<table border="1" style="margin-left: auto; margin-right: auto; border-collapse: collapse;"> <tr> <td style="padding: 2px;">HT</td> <td style="padding: 2px;">PT</td> <td style="padding: 2px;">BT</td> <td style="padding: 2px;">ST</td> <td style="padding: 2px;"></td> <td style="padding: 2px;">BIOQ. CLI</td> </tr> <tr> <td style="padding: 2px;">CT</td> <td style="padding: 2px;">TT</td> <td style="padding: 2px;">ANTIBIOGRAMA</td> <td style="padding: 2px;">HMT</td> <td style="padding: 2px;"></td> <td style="padding: 2px;">URIANÁLIS</td> </tr> </table>	HT	PT	BT	ST		BIOQ. CLI	CT	TT	ANTIBIOGRAMA	HMT		URIANÁLIS	
HT	PT	BT	ST		BIOQ. CLI								
CT	TT	ANTIBIOGRAMA	HMT		URIANÁLIS								

Resultados:
 El discente llenará el formato de historia clínica disponible en la sala de necropsias del Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Salud Animal (CIESA) de la FMVZ. UAEM.
 Se verificará el cumplimiento de la práctica mediante lista de cotejo.



Cuestionario:

¿Qué importancia tiene la historia clínica para el diagnóstico de la causa de muerte?

¿Con base a qué aspectos de la historia clínica puede fundamentar el diagnóstico presuntivo?

¿Qué utilidad tiene conocer si se han realizado exámenes complementarios?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Unidad	Número de la práctica
Uno	2. Sacrificio humanitario (eutanasia).

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar el sacrificio de los animales destinados para la necropsia de acuerdo a la NOM-SAG-ZOO-033, 2014.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Sólo se realizará la eutanasia en animales que realmente requieren ser eutanasiados; de preferencia se trabajará con animales muertos por causas naturales o de enfermedad que sean remitidos al CIESA. Pentobarbital sódico. Jeringas de 10 ó 20 ml. Ligadura de caucho. Pistoleta con perno Oculto (disponible en el CIESA).

Desarrollo:

Para perros y gatos:

Sobre dosis de pentobarbital sódico: Inyectado por vía intravenosa, este agente proporciona eutanasia rápida y humanitaria. Las vías de inyección intracardiaca e intrapulmonar no se deben utilizar ya que son extremadamente dolorosas, a menos que se haga bajo anestesia profunda. Todo el personal debe estar entrenado en estas técnicas.

Para Grandes especies.

Insensibilización de razas europeas y becerros cebuinos: Se debe utilizar una pistola de perno cautivo de penetración. El punto de aplicación se calcula trazando dos líneas imaginarias a partir de la base inferior de los cuernos, que se dirijan cada una de la comisura externa del ojo opuesto; donde se cruzan las líneas se hará el disparo, colocando el cañón del pistoleta en posición perpendicular al hueso frontal.

Insensibilización para ganado cebú adulto:

Se debe utilizar una pistola de perno cautivo de penetración, cuyo punto de aplicación en la línea mediana será de 2 a 3 cm abajo y detrás de la cresta nual. El cañón del pistoleta será dirigido hacia la cavidad bucal.

La potencia de los cartuchos dependerá del tipo de equipo utilizado y de la



recomendación del fabricante.

Sacrificio humanitario:

Desangrado por corte de yugular. Se deberá realizar dentro de los 30 segundos después de la insensibilización.

Técnicas de eutanasia en ovinos

Insensibilización:

Se debe utilizar una pistola de perno cautivo de penetración de calibre utilizado para ganado bovino pequeño. El disparo se realizara 4cm arriba de la línea mediana de la cabeza entre los 2 ojos, colocando el cañón de la pistola apuntando hacia el hueso frontal. La potencia de los cartuchos que se deban elegir dependerá del equipo utilizado y de las recomendaciones del fabricante.

Interpretación u observaciones: El cese de la respiración, del latido cardiaco y la pérdida de reflejos son buenos indicadores de la muerte. Antes del proceso de necropsia se debe confirmar la muerte del animal y en especies mayores realizar la exanguinación.

Protocolos para la Práctica de Eutanasia en el CIESA-FMVZ-UAEM pequeñas especies

En la eutanasia para perros adultos y cachorros, se utilizará una sobredosis de barbitúrico vía intravenosa o cualquier otro anestésico inyectable, que produzca primero inconsciencia y después paro respiratorio y cardíaco hasta la muerte del animal, sin causarle angustia, convulsiones o cualquier otro sufrimiento.

Protocolos para Eutanasia de Pequeñas especies:

➤ Protocolo 1.- Xilacina intramuscular, seguida de Eutafin (pentobarbital sódico y fenitoína)

○ Perros y gatos de 6-30Kg

1. Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular (músculo semimembranoso/semitendinoso) de Xilacina. Administrar una dosis de 1.1 mg/kg de peso vivo.
3. Esperar de 15 a 30 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
4. Administrar por vía intravenosa Eutafin a una dosis de 1ml/5kg (Pentobarbital sódico 390 mg, Fenitoína 50 mg cbp 1.0 ml) a una velocidad de 10 segundos a perros.

A gatos administrar 0.3 ml/1 kg. a una velocidad de 10 segundos.

5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
6. Proceder a un rápido degüello y desangrado.

➤ Protocolo 2.- Xilacina intramuscular, seguido de Pentobarbital sódico

○ Perros y gatos de 6-30 kg

1. Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular (músculo semimembranoso/ semitendinoso) de xilacina a dosis de 1.1 mg/kg de peso vivo.
3. Esperar de 15 a 30 minutos para permitir la acción completa del fármaco.



4. Administración intravenosa de pentobarbital sódico a dosis de 50mg/kg.
 5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
 6. Proceder a un rápido degüello y desangrado.
 - En caso de cachorros administrar pentobarbital sódico vía intracardiaca.
- Protocolo 3.- Maleato de acepromacina, seguida de pentobarbital sódico;
- Perros y gatos de 6-30 kg Indicada para calmar animales nerviosos y atenuar comportamiento agresivo
1. Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
 2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular de maleato de acepromacina a dosis de 8mg/Kg. Deberá administrarse a dosis de 1.1mg/kg.
 3. Esperar de 15 a 30 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
 4. Administración intravenosa de pentobarbital sódico a dosis de 90 a 210 mg/kg
 5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
 6. Proceder a un rápido degüello y desangrado.

Efectos farmacológicos:

Maleato de acepromacina: Acepromacina:

Fármaco perteneciente al grupo de las fenociacinas, empleado como tranquilizante (pre anestésico), no posee actividad analgésica, propiedades hipotensoras y antieméticas.

➤ Efectos adversos:

- Hipotensión sistémica
- Hipotermia
- Prolapso de la membrana nictitante
- Prolapso del pene

Xilacina:

Fármaco perteneciente al grupo de los agonista alfa2-adrenérgico, sensibiliza el miocardio a las catecolaminas, produce sedación con relajación muscular y analgesia. Los efectos sedantes tienden a ser más prolongados en relación a sus efectos analgésicos.

El uso concurrente con epinefrina es contraindicado.

➤ Efectos adversos:

- Hiperglucemia

➤ Revertidores: Yohimbina, tolazolina y atipamezol.

Pentobarbital sódico:

Derivado del ácido barbitúrico, pertenece al grupo de los barbitúricos de acción corta. Depresor del Sistema Nervioso Central. Su vía de administración es intravenosa y en sobredosis se utiliza para la eutanasia.

➤ Interacciones medicamentosas: Fármacos que pueden incrementar sus efectos:



- Narcóticos
 - Fenotiazinas
 - Antihistamínicos
 - Sulfonamidas
 - Atropina
 - Ácido valproico
 - Cloranfenicol.
- Efectos adversos: El pentobarbital sódico usado en combinación con furosemida puede causar o incrementar hipotensión postular. En estados de acidosis metabólica e hipoalbuminemia, se incrementan los efectos y toxicidad del fármaco.

Fenitoína:

Inhibe la propagación de la actividad convulsiva en la corteza motora cerebral; estabiliza el umbral promoviendo la difusión de sodio desde las neuronas. También es anti arrítmico, al estabilizar las células del miocardio. Dosis elevada produce una depresión acentuada del SNC y Cardiotoxicidad.

Confirmación de la muerte

Indicadores:

- Falta de movimiento del pecho
- Falta de pulso (Comprobar palpando la cara medial del miembro trasero)
- Pérdida del color de las membranas mucosas
- Pérdida del reflejo corneal
- Ojos vidriosos
- Rigor mortis

Protocolos para Eutanasia de équidos:

- Protocolo 1.- Xilacina a dosis de 12.2 mg/kg de PV vía intramuscular. Seguida de pentobarbital sódico vía intravenosa a una dosis de 150 mg/kg de PV (NOM-033-2014).

- 1.- Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
- 2.- Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular de Xilacina. Administrar a una dosis de 12.2 mg/kg IM.
3. Esperar de 5 a 10 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
4. Administrar por vía intravenosa pentobarbital sódico a una dosis de 150 mg/kg, para lograr una rápida pérdida del conocimiento y anestesia.
5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
6. Proceder a un rápido degüello y desangrado en la vena yugular.

- Protocolo 2.- Acepromacina a dosis de 0.04/ 0.1 mg/kg de PV vía intramuscular o subcutánea. Seguida de pentobarbital sódico vía intravenosa a una dosis de 150 mg/kg de PV (NOM-033-2014).

- 1.- Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
- 2.- Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular de Acepromacina. Administrar a una dosis de 0.04 o 0.1 mg/kg IM.



3. Esperar de 5 a 10 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
4. Administrar por vía intravenosa pentobarbital sódico a una dosis de 150 mg/kg, para lograr una rápida pérdida del conocimiento y anestesia.
5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
6. Proceder a un rápido degüello y desangrado en la vena yugular.

Efectos farmacológicos

Xilacina:

Fármaco perteneciente al grupo de los agonista alfa2-adrenérgico, sensibiliza el miocardio a las catecolaminas, produce sedación con relajación muscular y analgesia. Los efectos sedantes tienden a ser más prolongados en relación a sus efectos analgésicos.

El uso concurrente con epinefrina es contraindicado.

- Efectos adversos:
 - Hiperglucemia
- Revertidores: Yohimbina, tolazolina y atipamezol.

Acepromacina:

Fármaco perteneciente al grupo de las fenociacinas, empleado como tranquilizante (pre anestésico), no posee actividad analgésica, propiedades hipotensoras y antieméticas.

- Efectos adversos:
 - Hipotensión sistémica
 - Hipotermia
 - Prolapso de la membrana nictitante
 - Prolapso del pene

Pentobarbital sódico:

Derivado del ácido barbitúrico, pertenece al grupo de los barbitúricos de acción corta. Depresor del Sistema Nervioso Central. Su vía de administración es intravenosa y en sobredosis se utiliza para la eutanasia.

- Interacciones medicamentosas: Fármacos que pueden incrementar sus efectos:
 - Narcóticos
 - Fenotiazinas
 - Antihistamínicos
 - Sulfonamidas
 - Atropina
 - Ácido valproico
 - Cloranfenicol.
- Efectos adversos: El pentobarbital sódico usado en combinación con furosemida puede causar o incrementar hipotensión postular. En estados de acidosis metabólica e hipoalbuminemia, se incrementan los efectos y toxicidad del fármaco.

Confirmación de la muerte

Indicadores:

- Falta de movimiento del pecho
- Falta de pulso (Comprobar palpando la cara medial del miembro trasero).



- Pérdida del color de las membranas mucosas
- Pérdida del reflejo corneal
- Ojos vidriosos
- Rigor mortis

Protocolos para Eutanasia de Cerdos:

Protocolo 1.- Azaperona intramuscular seguido de Pentobarbital sódico

- Lechones de 6-30Kg de peso vivo (PV).
- 1. Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
- 2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular profunda en la tabla de cuello o en el músculo semimembranoso/semitendinoso) de Azaperona. Administrar una dosis de 8 mg/kg de peso vivo.
- 3. Esperar de 15 a 30 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
- 4. Administrar por vía intravenosa Pentobarbital sódico en venas de orejas.
- 5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
- 6. Proceder a un rápido degüello y desangrado.

Protocolo 2.- Azaperona intramuscular seguida de Pentobarbital sódico.

Cerdos Adultos de 170-200Kg de PV.

1. Posición: recostar en decúbito lateral para evitar caídas durante la inducción.
2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular profunda en la tabla de cuello o en el músculo semimembranoso/semitendinoso) de Azaperona. Administrar una dosis de 4 mg/kg de peso vivo.
3. Esperar de 15 a 30 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
4. Administrar por vía intravenosa Pentobarbital sódico en venas de orejas
5. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
6. Proceder a un rápido degüello y desangrado.

Efectos farmacológicos

Azaperona: pre- anestésico poco tóxico y de corto periodo de acción.

Efectos

Después de la inyección de Azaperona, los lechones se echan y son incapaces de incorporarse.

Metabolismo, Distribución y Excreción: La azaperona se absorbe fácilmente a partir del sitio de aplicación, en donde el catabolismo de la sal comienza; distribuyéndose por todo el organismo alcanzando los más altos niveles tisulares aproximadamente a los 30 minutos de administrada la solución.

El metabolismo de la azaperona se realiza en el hígado, donde por simples procesos oxidativos, se producen diferentes metabolitos, siendo estos absolutamente inocuos y totalmente inactivos.



La excreción de la azaperona es rápida y completamente a través de la orina (25%) y de las heces (75%). Principalmente en el término de las primeras 24 horas de aplicado el producto.

Pentobarbital sódico: Derivado del ácido barbitúrico, pertenece al grupo de los anestésicos de acción corta. Su vía de administración es intravenosa y en sobredosis se utiliza para la eutanasia.

Barbitúrico de corta acción, usado como un anestésico IV y en dosis hipnóticas como anticonvulsivo para tratar desórdenes convulsivos agudos. Usado para sedación y control de desórdenes convulsivos.

Interacciones medicamentosas:

Fármacos que pueden incrementar sus efectos: otros depresores del SNC (narcóticos, fenotiazinas, antihistamínicos), NSAIDs, sulfonamidas, glucosa, atropina, ácido valproico y cloranfenicol. El pentobarbital sódico usado en combinación con furosemida puede causar o incrementar hipotensión postular. En estados de acidosis metabólica e hipoalbuminemia, se incrementan los efectos y toxicidad del fármaco.

Confirmación de la muerte

Indicadores:

- Falta de movimiento del pecho
- Falta de pulso (Comprobar palpando la cara medial del miembro trasero)
- Pérdida del color de las membranas mucosas
- Pérdida del reflejo corneal
- Ojos vidriosos
- Rigor mortis

Protocolos y Dosis para Sedación y Anestesia para investigación

Intramuscular profunda en el cuello detrás de la oreja o glúteos (1).

Lechones de 6-30Kg de peso vivo (PV).

Azaperona 8mg/Kg de PV.

Lechón de 6Kg de PV con T+Z:

Tiletamina y Zolazepam 18mg/Kg de PV (2.5 ml/animal)

Lechón de 30Kg de PV de T+Z:

Tiletamina y Zolazepam 12.5mg/Kg de PV (7.5ml/animal)

Tiletamina 12.5mg/Kg de PV.

Cerdos Adultos de 170-200Kg de PV

Azoperona 4mg/Kg de PV.

T+Z : 5mg/Kg de PV (20ml/animal)

Tiletamina 5mg/Kg de PV.

La Azaperona es un pre-anestésico poco tóxico y de corto periodo de acción.

La Tiletamina es un anestésico general con efecto más prolongado que la Ketamina (ciclohexaminas).

El Zolazepam es un tranquilizante neuroléptico sedativo (benzodiazepina), aumenta la actividad de los neurotransmisores inhibidores del sistema nervioso central (GABA).

Efectos

Después de la inyección de Azaperona, los lechones se echan y son incapaces de incorporarse.



La Tiletamina induce anestesia y amnesia en los dos primeros estadios de la anestesia. Asociada al Zolazepan induce analgesia profunda y anestesia.

Presentación

Nombre comercial: SURAL

Solución Inyectable

Sedante, tranquilizante y neuroléptico

Fórmula

Cada mililitro contiene:

Azaperona..... 40 mg

Vehículo c.b.p..... 1 ml

Uso en: Porcinos

PRODUCTOS FARMACEUTICOS, S.A. de C.V.

DIVISION VETERINARIA. Hecho en México.

Información de ficha técnica de laboratorio

El periodo de inducción es corto, alcanzando el máximo efecto en animales jóvenes a los 15 minutos y a los 30 en adultos.

El tiempo de acción es de 1 a 6 horas. No se ha informado de sensibilidad de raza, línea o individuos en el término de las primeras 24 horas de aplicado el producto.

Protocolos para Eutanasia de conejos y roedores:

Protocolo 1.- Xilacina a una dosis de 5mg/kg intramuscular, seguida de sobredosis de pentobarbital sódico de 90- 120 mg/kg de peso vía intravenosa (vena yugular).

1. Sujeción para uso de vía intramuscular: Sujetar al conejo localizando los músculos gruesos de las piernas. Introducir el bisel hacia arriba, puede ser en la región interna o externa de la pierna (evitar la punción en la región media de la pierna para no lesionar la arteria femoral o el tejido nervioso adyacente). Se utiliza una aguja de calibre 21x.
2. Sujeción para anestesia Se coloca al conejo en la caja especial para su sujeción, si no se cuenta con ella, llevar al conejo a la orilla de una mesa, colocarlo pegado al cuerpo del manipulador, abrazarlo con la región del codo a la muñeca, sujetando su cabeza con la mano. Enseguida se deposita algodón con éter en un vaso de 100 mL, y se aproxima a la nariz del conejo, impedir que el algodón impregna.
3. Fase de tranquilización/ sedación: Administración intramuscular de Xilacina a una dosis de 5mg/kg.
4. Esperar de 5 a 10 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
5. Administrar sobredosis de pentobarbital sódico a una dosis de 90- 120 mg/kg vía intravenosa en la vena cefálica o yugular.
6. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
7. Proceder a un rápido degüello y desangrado.

Nota: La vía intraperitoneal sólo se usará cuando sea imposible utilizar la vía intravenosa, para la eutanasia de roedores la vía de elección es la intraperitoneal, la vía intracardiaca sólo se permite si el animal está anestesiado o inconsciente.



Efectos farmacológicos:

Xilacina:

Fármaco perteneciente al grupo de los agonista alfa2-adrenérgico, sensibiliza el miocardio a las catecolaminas, produce sedación con relajación muscular y analgesia. Los efectos sedantes tienden a ser más prolongados en relación a sus efectos analgésicos.

El uso concurrente con epinefrina es contraindicado.

- Efectos adversos:
 - Hiperglucemia
- Revertidores: Yohimbina, tolazolina y atipamezol.

Pentobarbital sódico:

Derivado del ácido barbitúrico, pertenece al grupo de los barbitúricos de acción corta. Depresor del Sistema Nervioso Central. Su vía de administración es intravenosa y en sobredosis se utiliza para la eutanasia.

- Interacciones medicamentosas: Fármacos que pueden incrementar sus efectos:
 - Narcóticos
 - Fenotiazinas
 - Antihistamínicos
 - Sulfonamidas
 - Atropina
 - Ácido valproico
 - Cloranfenicol.
- Efectos adversos: El pentobarbital sódico usado en combinación con furosemida puede causar o incrementar hipotensión postular. En estados de acidosis metabólica e hipoalbuminemia, se incrementan los efectos y toxicidad del fármaco.

Confirmación de la muerte:

Indicadores:

- Falta de movimiento del pecho.
- Falta de pulso (Comprobar palpando la cara medial del miembro trasero).
- Pérdida del color de las membranas mucosas.
- Pérdida del reflejo corneal.
- Ojos vidriosos.
- Rigor mortis.

Protocolos para Eutanasia de aves:

- Protocolo 1.- Ketamina 5 mg/Kg + Xilacina 0,25-1 mg/Kg. IM (músculo pectoral) (Brieva, R. C., 2014) Seguida de pentobarbital sódico vía intravenosa (vena radial, vena subcutánea ulnar, yugular o la vena del tarso) a una dosis de 80 120 mg/kg) (NOM-033-2014).
1. Sujeción para uso de vía intramuscular: El objetivo principal cuando se sujeta a las aves es inmovilizar las alas y controlar las patas y la cabeza. El método a emplear dependerá del ave a la que se requiera inmovilizar:



En galliformes se requiere de dos personas para la sujeción, una persona sujeta del cuello al ave, mete la mano en la pechuga y voltea al ave para que quede en decúbito dorsal, y la otra persona sujeta las alas y en el músculo supracoracoideo (pechuga) administra el anestésico.

2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular (músculo pectoral) de Xilacina a una dosis de 0.25- 1 mg/kg. Posteriormente en la misma jeringa mezclar Ketamina a una dosis de 5mg/ kg.
3. Inmovilización: Depositar al ave en un contenedor grande de plástico, posteriormente tapar el contenedor.
4. Esperar de 5 a 10 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
Sujeción para uso de vía intravenosa: La sujeción la puede realizar una o dos personas, una persona sujeta del cuello al ave, mete la mano en la pechuga y con la otra mano voltea el ala para que la otra persona pueda desplumar la parte del ala para localizar la vena, la aguja de la jeringa se inserta cerca de la articulación, de forma paralela a la vena.
5. Administración de fármaco: eutanasiante: Administrar sobredosis de pentobarbital sódico (80- 120 mg/ kg).
6. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
7. Proceder a un rápido degüello y desangrado
 - Nota: La vía intracelómica sólo se usará cuando sea imposible utilizar la vía intravenosa, previa dilución del pentobarbital con solución salina isotónica (0,9 %). La vía intracardiaca sólo se permite si el ave está anestesiada o inconsciente.
 - Protocolo 2.- Ketamina 3-6 mg/Kg + Medetomidina 0,15- 0,3 mg/Kg vía intramuscular, en el músculo pectoral (Brieva, R. C, 2014) Seguida de pentobarbital sódico vía intravenosa (vena radial, vena subcutánea ulnar, yugular o la vena del tarso) a una dosis de 80-120 mg/kg). (NOM-033-2014).

1. Sujeción para uso de vía intramuscular: El objetivo principal cuando se sujeta a las aves es inmovilizar las alas y controlar las patas y la cabeza. El método a emplear dependerá del ave a la que se requiera inmovilizar: En *galliformes* se requiere de dos personas para la sujeción, una persona sujeta del cuello al ave, mete la mano en la pechuga y voltea al ave para que quede en decúbito dorsal, y la otra persona sujeta las alas y en el músculo supracoracoideo (pechuga) administra el anestésico.
2. Fase de tranquilización/sedación: Administración intramuscular (músculo pectoral) de ketamina a una dosis de 3-6 mg/kg y medetomidina a una dosis de 0.15- 0.3 mg/kg en la misma jeringa. Homogenizar los fármacos dentro de la jeringa antes de inyectar
3. Inmovilización: Depositar al ave en un contenedor grande de plástico, posteriormente tapar el contenedor.
4. Esperar de 5 a 10 minutos para permitir la acción completa del fármaco.
5. Sujeción para uso de vía intravenosa: La sujeción la puede realizar una o dos personas, una persona sujeta del cuello al ave, mete la



mano en la pechuga y con la otra mano voltea el ala para que la otra persona pueda desplumar la parte del ala para localizar la vena, la aguja de la jeringa se inserta cerca de la articulación, de forma paralela a la vena.

6. Administración de fármaco: eutanasiante: Administrar sobredosis de pentobarbital sódico (80- 120 mg/ kg).
7. Esperar la acción del fármaco y verificar el paro de funciones vitales.
8. Proceder a un rápido degüello y desangrado
 - a. Nota: La vía intracelómica sólo se usará cuando sea imposible utilizar la vía intravenosa, previa dilución del pentobarbital con solución salina isotónica (0,9 %). La vía intracardiaca sólo se permite si el ave está anestesiada o inconsciente

Grupo de aves	Técnica de Manejo	Otros comentarios
Paseriformes pequeñas	Se coloca la cabeza entre dos dedos para que el cuerpo se quede en la palma de la mano, o se pueden inmovilizar sujetándoles la cabeza suavemente entre el pulgar y el dedo índice.	Pueden picar o morder con el pico, los guantes fijos ayudan a minimizar el efecto. Puede utilizarse una banda elástica o cinta adhesiva para cerrar el pico.
Paseriformes grandes	Se sujetan con dos manos, alrededor de las alas.	
Aves de presa	Puede colocarse una toalla de tela alrededor de las alas para sujetarlas. Otra alternativa es inmovilizarlas mientras están posadas sujetándoles las patas y girando rápidamente el ave para ponerla boca abajo, el ave extenderá las alas.	Utilizar guantes gruesos y un equipo adecuado de cetrería.

Efectos farmacológicos

Pentobarbital sódico:

Derivado del ácido barbitúrico, pertenece al grupo de los barbitúricos de acción



corta. Depresor del Sistema Nervioso Central. Su vía de administración es intravenosa y en sobredosis se utiliza para la eutanasia.

- Interacciones medicamentosas: Fármacos que pueden incrementar sus efectos:
 - Narcóticos
 - Fenotiazinas
 - Antihistamínicos
 - Sulfonamidas
 - Atropina
 - Ácido valproico
 - Cloranfenicol.
- Efectos adversos: El pentobarbital sódico usado en combinación con furosemida puede causar o incrementar hipotensión postular. En estados de acidosis metabólica e hipoalbuminemia, se incrementan los efectos y toxicidad del fármaco.

Ketamina: Fármaco disociativo perteneciente a la familia de las ciclohexilaminas. Como efecto se pierde la percepción central de ciertos estímulos. Por si sola no produce buena analgesia, útil para disminuir el estrés.

Efectos adversos:

- Rigidez muscular.
- Depresión respiratoria
- Ligero incremento en el gasto cardiaco.
- Se observa hipus (contracción y dilatación rítmicas de la pupila).
- Puede observarse intoxicaciones en aves debilitadas o deshidratadas.

Xilacina/Ketamina: El emplear estos fármacos juntos produce una acción sinérgica, y como resultado se produce una inducción suave y mejora la relajación muscular.

Efectos adversos:

- No puede invertirse
- Hipotermia
- Hipoglucemia

Ketamina/medetomidina: La mezcla de estos dos fármacos vía intravenosa proporciona propiedades sedantes y analgésicas, con una buena relajación muscular y sin arritmias ni depresión respiratoria. Como antagonista de la medetomidina se puede emplear el atipamezol (Flammer, 1986).

Efectos adversos de la medetomidina:

- Hipotensión
- Bradicardia
- Hipotermia



Preguntas para discusión

Confirmación de la muerte:

Indicadores:

- Falta de movimiento del pecho
- Falta de pulso (Comprobar palpando la cara medial del miembro trasero)
- Pérdida del color de las membranas mucosas
- Pérdida del reflejo corneal
- Ojos vidriosos
- Rigor mortis

Resultados:

El discente llenará el formato de reporte de necropsia disponible en el Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Salud Animal (CIESA) de la FMVZ. UAEM.

Se verificará el cumplimiento de la práctica mediante lista de cotejo.

Cuestionario:

¿Qué es eutanasia?

¿Qué es dolor?

¿Cuáles son los inconvenientes de emplear el método químico?

¿En anatomía patológica, cual es el inconveniente del empleo del uso de pistolete con perno oculto?

En ésta práctica los residuos peligrosos biológico infecciosos son mantenidos en refrigeración en bolsas identificadas, para su posterior incineración.

Unidad	Número de la práctica
Uno	3. Técnicas de necropsia

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar la necropsia con el objeto de poner en evidencia lesiones macroscópicas que le permitan al alumno con la ayuda del profesor emitir un diagnóstico de la causa de muerte, tomar muestras y remitirlas al laboratorio y emitir el diagnóstico integral.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Material y equipo de protección personal: La bata u overol son básicos para la protección de la vestimenta de calle del prosector, y limita el contacto directo con material infectocontagioso, sangre y alimento. Se debe de portar un mandil de plástico tipo “carnicero” este asegura una mayor protección contra los líquidos



derivados del proceso de necropsia. Debe ser largo, que cubra preferentemente hasta el tobillo, de material suave, resistente y fácilmente lavable. El empleo del cubre bocas, permite proteger las vías respiratoria y digestiva, las cuales se exponen de forma importante cuando se trabaja con un cadáver con un padecimiento sugestivo de constituir una enfermedad zoonótica y de fácil contagio al ser humano. Los guantes de hule protegen las manos del operario, ya que son las que más están en contacto con el cadáver y residuos peligrosos biológicos infecciosos. Los guantes serán de hule flexible, pero lo suficientemente resistentes para realizar tracción, con áreas de superficie rugosa para una mayor fijación de los materiales y equipo que se manipula. El uso de lentes tipo industrial y careta de policarbonato son muy útiles para proteger la cara y los ojos del prosector de patógenos que tienen una importante diseminación, protegen del mal uso del formol y de material y residuos peligrosos biológico infecciosos que pueden impactar en la cara del patólogo. Botas de plástico que cubran perfectamente.

Equipo y Materiales para la necropsia: Afilador de cuchillos, Sierra eléctrica, Cuchillos de acero inoxidable, Tijera recta de cirugía de punta roma, Tijera curva de cirugía de punta roma, Pinzas de disección, Pinzas de dientes de ratón, Serrucho, Costotomo, Ganchos, Estilete, Hacha, Hilo de cáñamo, Frascos de plástico de boca ancha, Medios de transporte de Stuart, Tubos, Aguja vacutainer, Jeringas. Formol al 10%.

Desarrollo:

Por ser una técnica más sofisticada, se describe la técnica en bovinos.

Examen físico: debe seguir el mismo patrón lógico de la historia clínica. Se hace un análisis consistente de manera que no se pase por alto ninguna parte del examen. Se debe iniciar explorando la cabeza del paciente y se procede en dirección caudal.

Los datos más importantes a tener en cuenta son:

- Temperatura rectal
- Estado de las mucosas aparentes y aberturas naturales
- Estado de la piel, pelo o lana
- Condición corporal
- Estado de las articulaciones
- Reflejos
- Frecuencia cardiaca y respiratoria

Antes de proceder a la apertura del cadáver, se debe examinar detenidamente la superficie corporal, los orificios naturales, buscando alguna alteración, presencia de parásitos, traumatismos, exudados, signos de diarrea, cambios de coloración, fracturas o lesiones en mucosas. Este examen se realiza durante la elaboración de la historia clínica.

Observar sistemáticamente desde la cabeza hasta la cola incluyendo las extremidades.

Pelo: observar su pigmentación, la textura y la presencia o no de parásitos.

Piel: examinar su coloración, presencia de lesiones traumáticas o de cualquier otro tipo, parásitos.



Mucosas: se observa principalmente su coloración, esta debe tener una coloración normal rosa, en casos específicos esta puede estar pálida.

Inspección de orificios naturales externos.

Oído: examinar la parte interna y externa del oído, así como las áreas circundantes a este, en busca de parásitos o algún tipo de exudado o lesión.

Ojos: examinar la zona periorcular por si existen restos de exudados, así como la conjuntiva y globos oculares.

Nariz: observar la coloración de la mucosa de los ollares; se puede comprimir desde la parte ósea a la cartilaginosa y detectar si hay algún tipo de contenido que salga por la presión.

Boca: examinar la coloración de la mucosa bucal esta generalmente debe estar de un color rosa, la temperatura disminuye dependiendo el tiempo que tenga de muerto. Se revisa la posición y número de dientes.

Ano: observar si está cerrado o abierto y si sus alrededores están sucios, por algún signo de diarrea, presencia de sangre o un proceso de prolapso rectal.

Aparato reproductor:

Macho: palpar los testículos y examinar la mucosa del pene y prepucio.

Hembra: examinar tamaño y coloración de la mucosa vulvar, así como el tipo de secreción que esta tenga. Revisar la glándula mamaria externamente (Winter, 1968).

Posición del cadáver

El cadáver de rumiantes adultos se coloca en decúbito lateral izquierdo con el abdomen hacia el prosector. Si se trata de animales jóvenes, estos se colocan en decúbito dorsal, con la cabeza del animal del lado derecho del operario.

Insición primaria

Se comienza por la sínfisis mandibular en dirección caudal, sobre línea media hasta llegar a la sínfisis púbica.

La línea de corte debe evitar las cicatrices operatorias, el pene, la glándula mamaria y en animales jóvenes el ombligo (Aluja, 2002).

Desollado de piel

Realizar una incisión en la línea media desde el periné pasando a un lado del pene o de la ubre hasta la sínfisis mandibular y separar piel hacia arriba hasta la línea dorsal sobre el lado derecho de las cavidades abdominal y torácica, cuello y cabeza. Observar estructuras expuestas, glándulas salivales y nódulos linfáticos.

Para realizar la separación de la piel en animales adultos, se efectúan cortes en el costado superior cortando los músculos pectorales entre la extremidad derecha y el tórax.

En el caso de animales jóvenes se hacen cortes perpendiculares a la línea media en las regiones axilar e inguinal y se comienza a debridar.

Desarticulado de articulación coxofemoral y escapular

Levantar la extremidad torácica derecha y realizar un corte a lo largo de la axila despegando la escápula y dejando el miembro unido al cuerpo solamente por la piel. Realizar la misma operación con el miembro pelviano derecho, desarticulando la articulación coxofemoral. Revisar la piel por su lado interno y evaluar la cantidad y el estado de la grasa subcutánea.

Inspección de tejido subcutáneo



Una vez quitada la piel total o parcialmente se examina el tejido subcutáneo, músculos y nódulos linfáticos. Se debe observar el aspecto microscópico de la sangre examinando la coloración y lo rápido que coagula.

Inspección de nódulos linfáticos superficiales

Revisar los nódulos linfáticos esternales craneales, mediastínicos craneales, intercostales, subiliaco y poplíteo examinando el tamaño, color, textura y se realiza un corte transversal, para revisar el interior del nódulo, en el animal vivo se revisa la temperatura, superficie y tamaño de los nódulos linfáticos superficiales.

Inspección de músculos superficiales. Se inspeccionan los músculos superficiales para detectar alguna marca que indique algún golpe.

Cavidad ocular: Los cambios *posmortem* se establecen rápidamente en el globo ocular, cuando se requiere un estudio de ojos estos deben extraerse antes de iniciar los demás pasos de la necropsia.

Enucleación del ojo. Para la enucleación del globo ocular se debe separar la piel por medio de una incisión oval que se hace alrededor de los párpados, así se expone la órbita, con pinzas se fija la conjuntiva y se corta hasta permitir la introducción de tijeras curvas de punta roma para separar los músculos y el nervio óptico, se extrae el globo con todas sus estructuras, posteriormente se separan y se examinan.

Cavidad auricular. Se observan los conductos externos en busca de parásitos, eritema, secreción y olor.

Cavidad oral. Encías. Se revisa la coloración de las encías y si existe algún tipo de traumatismo.

Lengua. Para la extracción de la lengua se realiza un corte por la cara interna de las mandíbulas hacia la entrada del tórax. Se desarticulan los huesos hioides y diseccionar la tráquea a lo largo. Observar estructuras expuestas, glándulas salivales y nódulos linfáticos.

Dientes. Las características más destacadas de la dentición bovina son la ausencia de dientes incisivos y caninos en la arcada dentaria superior y la asimilación de los caninos a los incisivos en la arcada dentaria inferior. Como el primer diente premolar, tanto superior como inferior no se desarrolla.

Paladar: En animales neonatos se examina el paladar duro en busca de hendiduras.

Faringe y laringe: Se examinan la faringe y laringe, para cerciorarse de que estén libres de alguna secreción u objeto extraño. Revisar tiroides y nódulos linfáticos.

Cavidad articular: Estas se examinan preferentemente antes de abrir las demás cavidades. Se incide la piel teniendo el miembro por examinar en flexión; deberá observarse su tamaño, aspecto externo y consistencia; posteriormente se practica un corte para examinar fascias y superficies óseas).

Cápsula sinovial: Una vez realizado el corte de piel y separación de ligamentos se expone la membrana sinovial, examinando su color y textura.

Líquido sinovial: Se realiza una incisión a la cápsula para examinar el líquido sinovial revisando la cantidad, viscosidad y color.

Aparato respiratorio. Apertura de cavidad torácica. Antes de realizar su abertura se introduce la punta de cuchillo en diafragma para verificar si se escucha el



ruido que ocasiona cuando el pulmón colapsa, en caso contrario debemos tomar en cuenta la posibilidad de encontrar alguna alteración en pulmón o bien en cavidad torácica. Antes de la extracción de los órganos se deben observar las estructuras en su posición para verificar si corresponde a lo normal, después se procede a la extracción de los órganos para ser examinados. La cavidad torácica se abre separando el diafragma de su unión costal y luego cortando hacia adelante por las uniones costoesternales. Seguidamente separar las costillas entre sí cortando los músculos intercostales e ir rompiéndolas una a una a nivel de la unión costovertebral, una vez descubierto el tórax se observa la posición de los órganos para verificar si corresponde a lo normal. Si se trata de un animal adulto las costillas se pueden retirar haciendo uso de un costotomo y se realiza un corte en la unión costoesternal y después lo más cerca de la unión costovertebral para retirar de tajo la pared costal.

Tráquea. Despegar los pulmones, tráquea y corazón y cortar las estructuras cerca del diafragma, la única estructura que no se corta es el esófago. Abrir la tráquea a lo largo y examinarla. Si hay presencia de espuma se deben de tomar en cuenta cuatro posibles causas:

1. Debido al avanzado cambio *posmortem*
2. Método de eutanasia usado
3. Posible problema respiratorio
4. Posible problema cardiaco

Pulmones

Palpar los pulmones, abrir la bifurcación bronquial y continuar cortando a lo largo de los bronquiolos. Examinar y cortar los pulmones en varias áreas. Revisar nódulos linfáticos mediastínicos.

Arteria pulmonar

La arteria pulmonar se corta en el hilio del pulmón y se revisa el grosor de su pared.

Venas pulmonares. Las venas pulmonares se cortan en el hilio del pulmón, revisar el grosor de su pared.

Nódulos linfáticos

Se extraen los nódulos linfáticos cervicales mediastínicos medios, nódulos linfáticos mediastínicos caudales, los traqueobronquiales y se examinan.

Diafragma

Una vez separado el diafragma se examina su coloración y textura, revisando cuidadosamente que no tenga alguna ruptura o perforación principalmente cuando se sospecha de retículo pericarditis traumática.

Aparato digestivo. Apertura de cavidad abdominal. Para la exposición de las vísceras abdominales, se hace un corte, siguiendo la línea medía, desde la apófisis xifoide hasta la sínfisis púbica. Se separan todos los órganos digestivos de la cavidad y se extraen.

Esófago. El esófago quedó en cavidad torácica y solo se separó del diafragma, este se abre a lo largo para revisar su interior.

Rumen. Se separa el epiplón y se expone el rumen en una superficie para examinar su contenido.

Retículo. Se realiza un corte para revisar su contenido, especialmente este compartimiento sufre alteraciones por algún cuerpo extraño que puede causar la



perforación del mismo (Retículo pericarditis traumática).

Omaso. El omaso se abre y se inspecciona su interior.

Abomaso. Se realiza una incisión para revisar interior y contenido en busca de parásitos.

Intestino delgado. El intestino se separa a todo lo largo del mesenterio, para posteriormente abrirlo a lo largo, identificando y examinando sus porciones: duodeno, yeyuno e íleon.

Ciego. Se revisa que su superficie sea lisa y se realiza una incisión para revisar contenido y la presencia de gas y parásitos.

Válvula ileocecal. Se revisa su coloración y textura.

Intestino grueso. Se realiza el mismo procedimiento descrito para el intestino delgado en sus porciones: colon y recto.

Hígado. Liberar el hígado de sus ligamentos falciforme, redondo, triangular derecho e izquierdo, coronario, hepatorrea, hepatogástrico, hepatoduodenal; se corta la vena cava, se inspecciona su textura, tamaño, color y se realizan varios cortes para examinar el parénquima hepático. Se deja una porción de duodeno pegado al hígado para luego cortarlo longitudinalmente y verificar la permeabilidad del conducto colédoco. Se inspecciona inicialmente la capsula fibrosa perivascular, ésta debe estar lisa, su color normal es de diferentes tipos de rojo. El tamaño es difícil de evaluar dado el tamaño del animal, pero cuando se encuentra aumentado de tamaño, por lo general los bordes se notan redondeados. Los conductos hepáticos se abren para la búsqueda de parásitos principalmente en rumiantes la presencia de *Fasciola hepática*. Se examinan los nódulos linfáticos portales.

Vesícula biliar. La vesícula biliar se oprime un poco para revisar que la salida de bilis se dé hacia duodeno por el conducto colédoco, luego se procede a abrir y revisar su interior.

Bazo. El bazo una vez separado del rumen se inspecciona su tamaño, color, textura y se secciona en varios cortes para revisar el parénquima.

Páncreas. Este órgano esta junto con el duodeno y al separarlo se revisa alguna anomalía. Este órgano es uno de los que sufren autólisis rápidamente, esto debe tenerse presente al interpretar los cambios encontrados.

Nódulos linfáticos mesentéricos. Se revisa el mesenterio que fue separado del intestino delgado y del grueso ya que unido a este se encuentra la cadena de nódulos linfáticos mesentéricos yeyunales y se examinan su tamaño, consistencia y coloración.

Aparato circulatorio: Pericardio. Abrir el saco pericárdico y examinar las superficies peri y epicárdicas, una vez abierto el pericardio se buscan adherencias del mismo con el epicardio. Miocardio. Para exponer las cavidades junto con sus orificios se procede a abrirla, con tijeras o cuchillo siguiendo la dirección de la corriente sanguínea. El estudio del miocardio se realiza mediante un corte en el septo interventricular, en donde se debe apreciar el color y la consistencia, que en caso de infarto se verá aumentada. Endocardio. Aquí se deben revisar las válvulas mitral ó bicúspide y la tricúspide ó atrioventricular derecha; en las superficies se debe buscar cambios de color, grosor y consistencia. Revisar las cuerdas tendinosas. Aurículas. Las aurículas se inspeccionan externa e internamente. Ventrículos. Para el corazón derecho, se



hace un corte longitudinal en vena cava y se entra a aurícula derecha, pasando por la válvula tricúspide se llega a ventrículo derecho y se corta a lo largo del borde que forma el miocardio derecho con el septo interventricular hasta llegar al orificio de la arteria pulmonar. Para abrir el corazón izquierdo, se entra por venas pulmonares para llegar a aurícula y de ahí a ventrículo izquierdo, pasando por la válvula bicúspide.

Válvula mitral o bicúspide. Si se sospecha de alguna alteración en las válvulas como lo es una estenosis la abertura del corazón debe ser diferente, este se realiza en la unión de la aurícula y el ventrículo y así quedaran expuestas y se verificara su buen cierre retirando todo el contenido de sangre y colocando agua simulando los movimientos de sístole y diástole, se debe examinar su textura y si están engrosadas.

Válvula tricúspide. Para la revisión de esta válvula se hace siguiendo el mismo procedimiento que para la válvula mitral.

Válvulas semilunares. Para la revisión de estas válvulas se hace siguiendo el mismo procedimiento que para la válvula mitral.

Vena cava craneal y caudal. Se revisa su inserción con la aurícula derecha y se abre a lo largo para revisar su interior.

Arteria aorta. Se inspecciona su diámetro, grosor de las paredes, el endotelio y las válvulas semilunares.

Sistema nervioso: Desarticulación atlanto-occipital. La cabeza se separa del tronco del animal practicando un corte a nivel del agujero magno y separando el cráneo de las estructuras que lo unen con la vértebra atlas, se secciona la musculatura del cuello y la piel.

Cerebro. Para abrir el cráneo óseo se desprende la piel y los planos musculares y tejidos blandos epicraneales, realizando cortes desde el agujero magno hasta la cresta temporal adyacente a la base de la oreja; un segundo corte se prolonga hasta las inmediaciones de la apófisis cigomática del frontal y por último, un tercer corte se lleva hasta la sutura interfrontal en dirección del ángulo lateral, haciendo esto en ambos lados del cráneo con una sierra circular.

Se puede emplear una sierra de mano, haciendo un corte en la cabeza a través de los huesos frontales en un punto justo caudal a los arcos cigomáticos.

Se pueden realizar cortes de los límites laterales del foramen occipital hasta la cara interna de la apófisis corneal.

La evisceración del encéfalo se realiza mediante la abertura de la cavidad craneal, retirando los huesos planos y dejando al descubierto meninges, cerebro, epífisis. Realizada la craneotomía se pueden apreciar las meninges y sus adherencias con sus huesos craneales, en caso de que las hubiese; se realiza un corte longitudinal de las meninges para la observación del encéfalo y su evisceración, con un previo corte de los nervios craneales.

El examen interno del encéfalo se realiza mediante cortes paralelos a la cisura longitudinal, a nivel del surco marginal, evidenciando las cavidades ventriculares y su contenido.

Cerebelo. El cerebelo se separa del encéfalo y se realizan cortes en rodajas para su inspección microscópica.

Médula espinal. El método elegido para extraer la médula espinal se determina por el tipo de la lesión de la que se sospeche, la experiencia del prosector y el



equipo disponible.

Para extraer la médula, se secciona la columna vertebral a lo largo de un plano vertical perpendicular a las apófisis transversas, a uno de los lados de la columna. Una sierra eléctrica es la que permite que los cortes sean más limpios y controlados. En cada segmento se extrae la médula espinal tomando la dura madre con pinzas y cortando a través de las raíces de los nervios espinales con un par de tijeras. Las secciones asociadas de vértebras se pueden volver a cortar longitudinalmente para examinar el canal medular y las articulaciones intervertebrales. Los cortes se realizan a distintos niveles: en las regiones cervicales, torácicas y abdominales.

Nervios periféricos. Los cortes se deben dar a distintos niveles: en las regiones cervicales, torácicas y abdominales. Por regla general, nos referimos, como descripción macroscópica a la consistencia y coloración.

Cavidad pélvica: Se abre una vez extraídas las vísceras abdominales, con el fin de tener una buena visibilidad, se recomienda hacer dos cortes con sierra o hacha a cada lado de la sínfisis púbica, atravesando el pubis y la arcada isquiática.

Riñones. El riñón derecho se encuentra frecuentemente debajo de la última costilla y de las apófisis transversas de las dos o tres primeras vértebras lumbares, mientras que el izquierdo está situado más ventralmente y bajo la segunda y cuarta vértebras lumbares. Una vez abierta la cavidad pélvica se examinan los riñones que se encuentran adosados a la pared lumbar, se extraen desgarrando la grasa circundante sin separarlos de los uréteres. Se liberan junto con las adrenales, hasta llegar a la vejiga urinaria. Posteriormente se abren los riñones por la curvatura mayor a lo largo por el centro o mediante unos cortes en forma de rodaja, se retira la cápsula y se examina la superficie exterior.

Uréteres Los uréteres se inspeccionan introduciendo un estilete en su luz, con el fin de comprobar la continuidad de los conductos. Luego se cortan longitudinalmente para observar la mucosa.

Vejiga. La vejiga se inspecciona practicando un corte desde el fondo de saco ciego hasta el cuello de la vejiga, se limpia la mucosa para apreciar su coloración, erosiones, cicatrices, ulcera y finalmente se estudia la pared, especialmente su grosor.

Aparato reproductor de la hembra: La inspección externa debe incluir la observación de la posición, especialmente en animales en estado de gestación o con posibles patologías. Después de su inspección se retiran juntos los ovarios, cuernos uterinos, riñones, uréteres y vejiga. La evisceración del aparato genital en las hembras se realiza seccionando los ligamentos y adherencias con la cavidad pélvica (mesovario, mesosalpíx y mesometrio) y extraemos todo el aparato genital en dirección craneo caudal.

Vulva. Se realiza la inspección de la mucosa así como su coloración textura y tipo de secreción.

Vagina. Se revisa el color, grosor y aspecto de la mucosa.

Ovarios. Después de su palpación se realizan cortes longitudinales para revisar el parénquima.

Glándula mamaria. Al hacer una incisión primaria en la piel se separa la glándula con piel y nódulos mamaros o inguinales superficiales.



Palpar y cortar ambos cuartos. Abrir los pezones y cisternas en caso de que se sospeche de mastitis.

Aparato reproductor del macho: Se incide entre el escroto y el dartos y en dirección craneal se van separando los testículos, epidídimo y el cordón espermático. Posteriormente se separan las glándulas accesorias de la cavidad pélvica, previa sección del músculo isquiouretral y pliegue urogenital. Extraemos en bloque: testículos, conductos deferentes y glándulas sexuales accesorias.

Escroto. Estos ya han sido examinados en el examen externo.

Testículos. Los testículos se observan y se palpan examinando el grosor de las envolturas, registrando cambios en forma, tamaño y consistencia. Luego, se practican cortes longitudinales para buscar cambios en el parénquima.

El examen del epidídimo debe incluir un corte de su cola para verificar la salida de líquido seminal, y también deben buscarse procesos inflamatorios. Hay que identificar las glándulas vesiculares, el conducto deferente y la próstata para observar cambios en ellos.

Pene. Se examina al hacer una incisión primaria en la piel, se expone el pene y se revisa la mucosa.

Sistema músculo-esquelético. Las masas musculares también deberán ser palpadas y examinadas mediante cortes transversales y longitudinales.

Inspección de senos nasales y frontales. Se divide la cabeza longitudinalmente en dos partes con la ayuda de una sierra, se revisa el contenido.

Cabe hacer la observación que esta técnica de necropsia es general y de ésta se deben hacer las modificaciones correspondientes de acuerdo a la especie, a necesidades técnicas, al diagnóstico presuntivo al riesgo en salud pública entre otros.

Resultados:

Realizar el diagnóstico presuntivo. Llenar el formato de necropsias disponible en el CIESA.

Se verificará el cumplimiento de la práctica mediante reporte y lista de cotejo.

Cuestionario:

¿Cuál es la posición del cadáver para la necropsia?

¿Qué procedimiento de implementará para evaluar al corazón?

¿En base a qué se establece el diagnóstico anatomopatológico?

En ésta práctica los residuos peligrosos biológico infecciosos son mantenidos en refrigeración en bolsas identificadas, para su posterior incineración.

Unidad	Número de la práctica
Uno	4. Toma, conservación y envío de muestras al laboratorio.



Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar la toma de muestras para los diferentes exámenes de laboratorio.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Bolsas de plástico estériles.

Frascos estériles.

Etiquetas.

Jeringas de 5, 10 y 20 ml. (desechables).

Agujas para jeringa (desechables).

Tubos de vacío tipo vacutainer, con EDTA, heparina, con o sin vacío.

Agujas para tubos vacutainer.

Hisopos bacteriológicos.

Etiquetas para frascos.

Marcadores a prueba de agua.

Hielo natural.

Hielo seco.

Líquido refrigerante.

Formalina al 10 %.

Fenol al 0.5 %.

Tolueno.

Desarrollo:

Toma y envío de muestras para estudio histopatológico

Obtención: La obtención de muestras implica tener conocimiento de anatomía patológica macroscópica. Una vez que se identifica la muestra deseada, debe obtenerse de modo a traumático, ya que su morfología puede cambiar si se manipula excesivamente y mediante técnicas inadecuadas de obtención. La muestra debe ser representativa del tejido dañado, debe extraerse con rapidez y destreza, sobre todo, deben colocarse de inmediato en un buen fijador para inactivar las enzimas autolíticas.

Fijación: La fijación química se usa en especímenes histológicos, con el fin principal de detener la autólisis postmortem. Los fijadores inactivan por desnaturalización de proteínas las enzimas autolíticas que causan los cambios postmortem. Los fijadores que se utilizan con más frecuencia son formaldehído, glutaraldehído, paraformaldehído, alcohol etílico, cloruro de mercurio o ácido crómico. Cada uno de ellos tiene propiedades específicas que a su vez confieren ventajas y desventajas. La proporción entre fijador y tejido deberá ser por lo menos de 10:1 en volumen. El tiempo para la fijación completa de los tejidos varía según las propiedades de difusión, la concentración del fijador, de acuerdo con la densidad del tejido, que por lo general se fija en 24 hrs.

Toma y envío de muestras al laboratorio para examen toxicológico.

La elección de la muestra es importante en la ejecución del análisis químico. Las muestras deberán obtenerse exentas de contaminación y residuos químicos, no deben ser lavadas para evitar la posibilidad de arrastrar residuos del agente químico o de contaminación con el agua. Debe considerarse que frecuentemente se trabajara con cantidades vestigiales de un determinado



producto químico y que incluso la contaminación más ligera puede originar resultados erróneos.

Entre los productos enviados para el análisis debe incluirse una muestra del material sospechoso, muestra de contenido del aparato gastrointestinal como prueba de que el material ha sido ingerido y otra de un tejido, casi siempre hígado, riñón, sangre y orina; por lo menos 250 gr. de cada órgano, que garantice que se ha producido la absorción del veneno. Cada órgano debe enviarse por separado en un recipiente claramente etiquetado. Los recipientes mejores son los bicales de polietileno con tapa roscada. Las bolsas de polietileno son útiles para órganos como el hígado y riñón. Si se efectúan diversas tomas de muestras; colocar obligatoriamente cada muestra en un envase diferente. En circunstancias ideales, se ha de conservar material para duplicar los análisis o hacer otros alternativos, si es necesario.

Las muestras deben conservarse en congelación a bajas temperaturas mientras esperan su envío al laboratorio, y es preferible no utilizar ningún conservador, antiséptico o fijador, aunque no siempre es posible debido a la temperatura ambiente y la distancia al laboratorio. Tomando en cuenta la Norma Oficial Mexicana NOM-004-ZOO-1994, Control de residuos tóxicos en carne, grasa, hígado y riñón de bovinos, equinos, porcinos y ovinos se hace mención de los requisitos a cumplir en la recolección y envío de muestras al laboratorio, siendo puntos importantes:

Toma y en envío de muestras al laboratorio para el estudio virológico

Con la aparición y reaparición de enfermedades virales en todo el mundo es indispensable garantizar la no presencia de estas en los animales que se comercializan en todo el mundo. El diagnóstico virológico en el laboratorio se realiza por medio de:

Citología e histopatología: éstas técnicas son utilizadas para examinar tejidos sospechosos infectados, con la finalidad de identificar lesiones resultado de la presencia viral o bien son utilizados para detectar virus presente en los tejidos a través de inmunofluorescencia.

Aislamiento e identificación del agente viral.

Demostración del incremento significativo del título de anticuerpos.

Las muestras en animales muertos o sometidos a necropsia deben obtenerse en términos de pocas horas, ya que en caso contrario los virus pueden ser destruidos por desecación, inactivación térmica o descomposición bacteriana. La recomendación general para la colección de los especímenes para estudio virológico es que éstos deben ser colectados en la fase aguda de la enfermedad, es decir, los primeros días. La muestra se envía con la historia clínica y el diagnóstico presuntivo.

Toma y en envío de muestras al laboratorio para micología.

Micosis superficiales: Raspados cutáneos del borde de una lesión activa y pelo son las muestras preferidas para el aislamiento de dermatofitos. Deben ser enviados al laboratorio en un tubo estéril tapado con algodón, un vial o sobre de celofán. Los hongos saprofiticos frecuentemente proliferan si las muestras son enviadas en medio de cultivo.

Micosis profundas: Las muestras (tejidos y órganos) deben ser enviadas en condiciones semejantes a las de bacteriología.



Muestras de alimentos: Granos forrajeros, balanceados o cama deben ser enviados en bolsas de papel al laboratorio, si existe demora para su envío debe refrigerarse.

Toma y en envío de muestras al laboratorio para bacteriología

El éxito y valor final de examinar una muestra clínica en el laboratorio de bacteriología, depende inicialmente del cuidado ejercido en la selección, recolección y envío de la muestra. La muestra seleccionada debe ser la que sea más probable de contener el agente causal y se debe hacer un esfuerzo para evitar su contaminación con organismos del medio ambiente.

Muestras para cultivo bacteriológico

Sangre:

Tomar la muestra de sangre (5 a 10 mL) y colocarla en un tubo con anticoagulante; se prefiere el polyanetosulfonato de sodio (SPS) al 0,05 - 0,25%. El oxalato, citrato y EDTA no se recomiendan por inhibir el crecimiento de microorganismos*.

* Si se posee botella de hemocultivo, recolecta la sangre directamente en esta. Todos los procedimientos mencionados deben realizarse de manera aséptica y enviarse evitando contaminar la muestra.

Tejidos y órganos: Su tamaño debe ser mínimo de 3 x 3 cm., colocadas en bolsas individuales de polietileno u otros recipientes estériles. También es posible esterilizar los frascos o tubos de ensayo, poniéndolos a hervir con sus tapas, por espacio de 30 minutos. En caso de porciones de intestino deberán enviarse con los extremos atados y empacados individualmente.

Hisopos: Son la forma preferida para enviar muestras de secreciones (nasal, faríngea, ocular, cutánea, cervical, vaginal, etc.), exudados, contenido de abscesos, etc., introducidos en medio de transporte adecuado y enviados en refrigeración.

Heces: Las muestras fecales deben ser recolectadas directamente del recto del animal para evitar contaminación, puestas en un envase hermético y enviadas en refrigeración. Se debe evitar el envío de excretas expuestas a medio ambiente. En caso de animales grandes, la muestra puede ser enviada dentro del mismo guante plástico que se utilice para su recolección.

Leche: Las muestras se deben recolectar asépticamente en envases estériles con tapa de rosca. Se debe esperar resultados negativos si estas se toman durante el tratamiento. Las muestras se deben refrigerar inmediatamente y enviarlas al laboratorio lo antes posible.

Orina: Se utiliza un recipiente estéril; el sondeo vesical es la forma ideal para evitar la contaminación, en su defecto, la micción espontánea es la técnica aconsejable. La muestra debe enviarse al laboratorio en refrigeración.

Cerebro: Coloque la mitad del cerebro en una funda de polietileno y envíe al laboratorio en refrigeración.

Hemocultivo: En la mayoría de infecciones, tres a cuatro muestras de sangre (2 a 5 mL) tomadas en un período de 24 horas, deben enviarse tanto para cultivo aerobio como anaerobio. El 90% de los cultivos positivos se obtendrán con este número de muestras; animales con infección severa y bajo quimioterapia pueden requerir más muestras. Estas deben ser recolectadas en botellas con 50 ml. de medio de cultivo y en animales pequeños 20 ml. son suficientes.



Si la sangre se coloca inmediatamente en el medio de cultivo no debe usarse anticoagulante; en caso contrario, el uso de SPS es más recomendable (no se recomienda el uso de citrato y oxalato). Una vez recolectada la muestra, debe ser inoculada en la botella e incubada a 37°C. Nunca refrigere la muestra una vez inoculada en la botella.

Análisis de agua: Una muestra de agua (50 mL aprox.) sin preservativos debe ser enviada al laboratorio en un frasco estéril en condiciones de refrigeración.

Cultivos anaerobios: La muestra es obtenida aspirando con una jeringa sin introducir aire en ésta; el contenido de la jeringa es entonces transferido a un frasco con medio de transporte anaerobio.

Toma y envío de muestras al laboratorio para exámenes relacionados con patología clínica

La mayoría de estos se efectúan con muestras de sangre sin coagular, por lo que se recomienda agregar alguna sustancia anticoagulante que no disminuya o enmascare la confiabilidad del estudio.

Consideraciones generales para la toma de muestras de sangre.

Evitar colocar el bisel de la aguja hacia abajo pues imposibilita el paso de sangre.

No usar agujas húmedas ya que se hemolizan los glóbulos rojos.

Evitar usar el anticoagulante en solución pues se diluye la sangre.

El no retirar la aguja de la jeringa antes de llenar el tubo donde se depositará la sangre, provoca la ruptura de los glóbulos rojos (hemólisis).

El no mezclar en forma homogénea la sangre con el anticoagulante, ocasiona la formación de coágulos.

Para la extracción de sangre puede utilizarse el sistema de tubos al vacío (tipo vacutainer), que presentan mayor facilidad de uso y garantía en cuanto a la asepsia y preservación de las muestras; este sistema manejado en forma adecuada presenta un menor riesgo de hemólisis de las muestras, con respecto al sistema de extracción con jeringa. La sangre para análisis puede obtenerse de las venas, las arterias o los capilares. La mayoría de las muestras de sangre se obtienen por punción venosa.

La orina

Se obtiene inmovilizando al animal, utilizando sonda o bien recolectarla en el momento de la micción, de acuerdo con el análisis que se va a realizar en ella. Debe señalarse que una correcta obtención de orina condicionará la adecuada interpretación de los datos obtenidos. En el pasado y hoy en día, se utilizan todo tipo de recipientes para su colección, lo que origina un gran número de errores, debido a las interferencias producidas por contaminantes contenidos en los recipientes. Para evitar estos problemas, conviene usar recipientes limpios de plástico desechable, de un solo uso.

Las heces

Se recogen para diferentes tipos de análisis: determinación de sangre oculta, estudios de contenido de nitrógeno y grasas. El análisis de sangre oculta se realiza con pequeñas cantidades de heces, recogidas con una espátula. Las heces se aplican directamente sobre las películas reactivas y se llevan al laboratorio para su análisis.

Los estudios microbiológicos (coprocultivo) requieren la recogida de las heces



en condiciones estériles. Los recipientes de recogida suelen tener unido al tapón una pequeña cucharilla para extraer las heces en el laboratorio.

Para los análisis parasitológicos deben llevarse las muestras lo más rápidamente posible al laboratorio, pues el examen conviene efectuarlo sobre heces frescas, recién emitidas. Cuando no pueda hacerse así, se debe utilizar un medio de conservación que fije y conserve los protozoos.

El líquido cefalorraquídeo

Se obtiene normalmente por punción lumbar y en la cisterna Magna, que debe ser hecha siempre por un médico capacitado y con el animal inmovilizado. En caso de punción hemorrágica, la primera muestra es la más hemática, pero si ya existe hemorragia, las muestras son igualmente hemáticas.

El LCR se utiliza, en parte, para el recuento de células y el resto se centrifuga y se hace una extensión del sedimento, que se tiñe con Wright o Giemsa para determinar la fórmula leucocitaria y con tinción de Gram para observar la presencia de microorganismos.

El líquido también se emplea para los cultivos microbiológicos. El LCR debe cultivarse lo antes posible; cuando no pueda hacerse, debe mantenerse a 4 °C en refrigerador hasta que pueda realizarse el cultivo.

Efusión o derrame

Es la acumulación patológica de líquido o gases en una cavidad, entre los que se incluyen el saco pericárdico, el espacio pleural, el espacio peritoneal y los espacios articulares. Los líquidos de estos espacios se denominan, respectivamente, líquido pericárdico, pleural, peritoneal (ascítico) y articular (sinovial). En condiciones normales, el volumen de estos líquidos es muy escaso, pero en situaciones patológicas puede acumularse en grandes cantidades. Los principales análisis que se realizan en las efusiones serosas son: examen físico, estudio bioquímico, estudio bacteriológico y estudio citológico.

Los líquidos se obtienen en varios recipientes estériles, uno de los cuales debe llevar un anticoagulante para el recuento celular y el diferencial leucocitario. La técnica de obtención del líquido pericárdico se denomina pericardiocentesis; la del líquido pleural, toracocentesis; la del peritoneal, laparocentesis y la del articular, artrocentesis.

El líquido amniótico Se obtiene por punción abdominal, mediante una técnica denominada amniocentesis.

Hisopados. Las muestras de material de superficies o exudados para los análisis microbiológicos se recogen con un hisopo. Actualmente existe una gran cantidad de hisopos con medios de transporte adecuados. Los hisopos existentes en el mercado consisten en un recipiente cilíndrico, cerrado y esterilizado, que contiene el medio de transporte. Una vez usado el hisopo, se introduce en la cámara que contiene el medio, quedando la muestra sumergida en éste. De esta forma puede mantenerse durante varios días, aunque lo más adecuado es llevarlo cuanto antes al laboratorio para su análisis.

Resultados:

Llenar las distintas hojas para los estudios complementarios disponibles.



Se verificará el cumplimiento de la práctica mediante reporte y lista de cotejo, para identificar que se hayan tomado las distintas muestras.

Cuestionario:

¿Cuáles son las consideraciones generales y específicas para la toma de muestras para el estudio histopatológico?

Si el formol viene a una concentración del 40%, ¿cómo debe de hacer la dilución para prepararlo al 10%?

Durante la necropsia, ¿cuál es la muestra más adecuada para enviar al laboratorio en el caso de una intoxicación en donde la vía de entrada fue la digestiva?

En ésta práctica los residuos peligrosos biológico infecciosos son mantenidos en refrigeración en bolsas identificadas, para su posterior incineración.

Unidad	Número de la práctica
Dos	Práctica 5. Degeneración, necrosis, apoptosis y autolisis.

Objetivo o competencia de la práctica:

Identificar las características macroscópicas y microscópicas de las degeneraciones, necrosis, apoptosis, autolisis en los tejidos animales.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Piezas preservadas, cadáver y órganos de decomiso para identificar las lesiones macroscópicas. Laminillas obtenidas de la colección de patología y laminillas de los casos procesados por los estudiantes durante los procesos de necropsia. Microscopio óptico con sistema de pantalla para la discusión de lesiones microscópicas.

Desarrollo:

Los tipos de lesiones son poco numerosas y cada una de ellas presenta características por las que se les puede identificar; por ejemplo las características de la inflamación, que es la lesión más frecuentemente observada son: rubor, dolor, calor, aumento de volumen y pérdida de la función.

Se les denomina lesiones macroscópicas, a las lesiones que pueden ser apreciadas a simple vista, son suficientemente grandes y se encuentran en las estructuras anatómicas superficiales o, por auscultación, percusión o radiografía si se encuentran en órganos internos. Se requiere una considerable experiencia y una observación cuidadosa para el reconocimiento de los aspectos macroscópicos en los diversos tejidos.

En otros casos las lesiones son tan pequeñas que son apreciadas solo a través



del estudio histológico de cortes titulares observándolos con un microscopio de luz, electrónico o con uno de barrido. El estudio de las lesiones microscópicas se puede realizar en muestras obtenidas durante la necropsia o a través de biopsias. La producción de las lesiones no es un hecho estático, sino un proceso dinámico que se estudia a través de la patogenia la cual explica el cómo y el por qué se dañan los tejidos. La comprensión de la patogenia de las lesiones es primordial para que el médico veterinario logre diagnosticar, tratar, prevenir e impedir el desarrollo de los padecimientos que aquejan a los animales. Desde el punto de vista clínico, el desarrollo de una enfermedad puede ser un proceso agudo cuando el animal sana completamente o muere en un lapso corto o bien, puede ser un proceso crónico cuando las lesiones se desarrollan durante un tiempo muy prolongado y las disfunciones que provocan son compensadas por los sistemas de homeostasis que las vuelven compatibles con la vida. Sin embargo en el estudio histológico, los conceptos de crónico y agudo varían un poco.

Terminología de la inflamación

El proceso inflamatorio se definirá en base a diversos criterios de clasificación en cuanto a:

- Órgano: se agrega la terminación itis al sufijo griego o latino con que se denomina al órgano (encefalitis, enteritis...). en algunos casos se utiliza un prefijo u otra palabra para denotar con mayor precisión el sitio anatómico afectado (bronconeumonía, otitis media etc.).
- Tipo de exudado o lesión: Los tipos de exudado califican al órgano que sufre la inflamación con información sobre las características del proceso que a su vez tiene implicaciones de duración, daños a vasos sanguíneos, etc. Se utilizan los términos de inflamación serosa, catarral o mucosa, fibrinosa, hemorrágica, purulenta, etc. Así como sus formas mixtas como por ejemplo: rinitis fibrinopurulenta. En algunas ocasiones en lugar del tipo de exudado se utiliza un término que denote el daño o alteración causada en el sitio de la inflamación, por ejemplo: enteritis ulcerativa, estomatitis necrótica, etc.
- Distribución: Aquí se intenta implicar la extensión del proceso inflamatorio en un órgano; los términos más utilizados son:
 - Focal, que denota un solo sitio afectado generalmente con bordes bien definidos en el órgano.
 - Multifocal, cuando son varios los sitios donde se desarrolla el proceso y que se encuentran separados por tejido normal. Cuando estas zonas crecen y llegan casi a juntarse puede agregarse el término coalescente.
 - Zonal, para implicar que un área del órgano está afectada.
 - Extensiva, cuando existe un aumento de tamaño de la lesión inicial, que pudo haber sido focal o zonal y que en sus bordes se evidencia actividad.
 - Difusa, cuando la totalidad del órgano está en mayor o menor grado afectado.
- Duración: La denominación de acuerdo con el tiempo o edad de una



reacción inflamatoria se basa en lo siguiente:

- Aguda, que se caracteriza por cambios vasculares, principalmente congestión, trombosis, edema, hemorragia, además de fibrina y presencia de neutrófilos. La reacción aguda se considera de 4 a 6 horas hasta 3 días.
- Subaguda, donde no existe una separación drástica y precisa entre la inflamación aguda y subaguda, sin embargo en la subaguda existe la disminución de cambios vasculares y exudación de neutrófilos así como el predominio de células mononucleares. La duración de este proceso va de 3 días a pocas semanas.
- Crónica, cuando ya existe evidencia de respuesta reparativa por parte del hospedador. En la mayoría de los casos, la inflamación crónica presenta las siguientes características: persistencia del estímulo dañino por incapacidad del organismo para destruirlo; generalmente el proceso se acompaña de una respuesta inmune; existe evidencia del proceso de reparación por parte del hospedador.

Se toma como ejemplo la descripción macroscópica y microscópica de la necrosis.

La muerte de los tejidos se conoce como necrosis, que es la muerte rápida de una porción limitada de un organismo, la cual incluye la subsiguiente degeneración del tejido muerto. El tejido muerto se denomina necrótico y al agente que promueve o causa el estado de necrosis se denomina necrotizante.

La necrosis para el anatomopatólogo se entiende como una muerte de los tejidos que ocurre con anterioridad al momento de su sustitución normal en el organismo vivo, o al de la muerte del individuo: de ahí la definición de muerte rápida de una porción limitada de tejido.

Las causas de la necrosis son: factores fisiológicos como ocurre en la desecación del cordón umbilical; agentes químicos exógenos como toxinas bacterianas, hongos, cáusticos o corrosivos; agentes químicos endógenos que son resultado de la elaboración por el propio organismo; la insuficiencia circulatoria y los agentes físicos como los rayos ultravioletas emitidos por el sol.

Aspectos macroscópicos

Los caracteres macroscópicos generales de la necrosis son:

- Pérdida de color o palidez: el tejido muerto es uniformemente más pálido que el tejido vivo, excepto cuando aún contiene sangre.
- Pérdida de resistencia.
- Olor: el olor es putrefacto, aunque puede deberse a otras causas.

Aspectos microscópicos

Se distinguen cuatro tipos de alteraciones nucleares:

- Picnosis. Condensación de la cromatina nuclear en una masa oscura, circular y homogénea, el núcleo se reduce de tamaño. Aunque no debe suponerse que toda célula muerta presentará picnosis.
- Cariorexis. Es la dispersión del núcleo en varios fragmentos; el término se utiliza para designar al núcleo muerto que ha quedado reducido a delgados fragmentos, esta característica se observa ocasionalmente y es una de los pasos en el desarrollo de la necrosis caseosa.



- Cariolólisis. La disolución de la cromatina nuclear, permaneciendo una sola sombra nuclear grande y circular y que se desarrolla tras la condensación previa de la cromatina. Se utiliza cuando el núcleo se observa como una esfera vacía, donde solo queda la membrana nuclear.
- Cromatólisis. Es la disolución de la cromatina.

En el citoplasma se puede observar incremento de la acidofilia en la mayoría de los casos, o bien la lisis del citoplasma, adquiriendo este un aspecto pálido y vacuolizado llamado citoplamolisis.

Es importante señalar que todas estas modificaciones nucleares y citoplásmicas, pueden ocurrir también en la autólisis, por lo que, para reconocer una necrosis, resulta necesario disponer de una porción de tejido no necrótico, para establecer un diagnóstico por comparación.

Las lesiones macroscópicas serán identificadas en la sala de necropsia del CIESA; las lesiones microscópicas en los laboratorios de prácticas de la FMVZ

Resultados:

El estudiante diferenciará los procesos de degeneración, necrosis, apoptosis y autólisis.

Se verificará el cumplimiento de la práctica mediante reporte y lista de cotejo

Cuestionario:

¿Qué diferencias macroscópicas y microscópicas existen entre los diferentes tipos de degeneración?

¿Qué diferencias macroscópicas y microscópicas existen entre los diferentes tipos de necrosis?

¿Qué diferencias microscópicas existen entre la necrosis y la apoptosis?

¿Qué diferencias macroscópicas y microscópicas existen entre los la autólisis y la necrosis?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Unidad	Número de la práctica
Dos	Práctica 6. Gangrena, infiltraciones, pigmentos y cristales.

Objetivo o competencia de la práctica:

Identificar las características macroscópicas y microscópicas de la gangrena en los tejidos animales.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Piezas preservadas, cadáver y órganos de decomiso para identificar las lesiones



macroscópicas. Laminillas obtenidas de la colección de patología y laminillas de los casos procesados por los estudiantes durante la necropsia. Microscopio óptico con sistema de pantalla para la discusión de lesiones microscópicas.

Desarrollo:

Los alumnos examinarán las piezas preservadas, cadáveres y órganos de decomiso con la finalidad de identificar las lesiones macroscópicas presentes en los tejidos con gangrena. Con ayuda de laminillas de casos previamente seleccionados por el profesor, se realizará la explicación de los diferentes tipos de gangrena, con el uso del microscopio óptico con sistema de pantalla. Posteriormente los alumnos revisarán sus juegos de laminillas para identificar lesiones microscópicas

Resultados:

El discente describirá las lesiones presentes en la gangrena. Posteriormente los alumnos observarán en equipos las lesiones en órganos preservados y laminillas seleccionadas.

La práctica será acreditada por asistencia, participación y entrega de reporte escrito. El reporte debe incluir portada de identificación, descripción de los diferentes tipos de gangrena, con su correspondiente imagen (consultar páginas web) y etiologías asociadas.

Cuestionario:

1. ¿Cuál es la apariencia macroscópica de los tejidos con gangrena?
2. ¿Qué elementos celulares están presentes a nivel microscópico en la gangrena seca?
3. ¿Qué elementos celulares están presentes a nivel microscópico en la gangrena húmeda?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Unidad	Número de la práctica
Tres	Práctica 7. Trastornos circulatorios.

Objetivo o competencia de la práctica:

Identificar las características macroscópicas y microscópicas de los trastornos circulatorios en los tejidos animales.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Piezas preservadas, cadáver y órganos de decomiso para identificar las lesiones



macroscópicas. Laminillas obtenidas de la colección de patología y laminillas de los casos procesados por los estudiantes durante la necropsia. Microscopio óptico con sistema de pantalla para la discusión de lesiones microscópicas.

Desarrollo:

Los alumnos examinarán las piezas preservadas, cadáveres y órganos de decomiso con la finalidad de identificar las lesiones macroscópicas presentes en los tejidos por los trastornos circulatorios. Con ayuda de laminillas de casos previamente seleccionados por el profesor, se realizará la explicación de los diferentes tipos de gangrena, con el uso del microscopio óptico con sistema de pantalla. Posteriormente los alumnos revisarán sus juegos de laminillas para identificar lesiones microscópicas de los trastornos circulatorios.

Resultados:

El discente describirá las lesiones presente en los trastornos circulatorios. La práctica será acreditada por asistencia, participación y entrega de reporte escrito. El reporte debe incluir portada de identificación, descripción de los diferentes tipos de gangrena, con su correspondiente imagen (consultar páginas web) y etiologías asociadas.

Cuestionario:

1. ¿Cómo se diferencia macroscópicamente un trombo de un coágulo?
2. ¿Cómo se diferencia microscópicamente un trombo de un coágulo?
3. ¿Cómo se distingue macroscópica y microscópicamente la hiperemia de la congestión?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Unidad	Número de la práctica
Cuatro	Práctica 8. Inflamación y reparación tisular.

Objetivo o competencia de la práctica:

Identificar las características macroscópicas y microscópicas de la inflamación y reparación tisular en animales.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Piezas preservadas, cadáver y órganos de decomiso para identificar las lesiones macroscópicas. Laminillas obtenidas de la colección de patología y laminillas de los casos procesados por los estudiantes durante la necropsia. Microscopio óptico con sistema de pantalla para la discusión de lesiones microscópicas.



Desarrollo:

Los alumnos examinarán las piezas preservadas, cadáveres y órganos de decomiso con la finalidad de identificar las lesiones macroscópicas presentes en los tejidos con inflamación y en la reparación tisular. Con ayuda de laminillas de casos previamente seleccionados por el profesor, se realizará la explicación de los diferentes tipos de inflamación y en la reparación tisular, con el uso del microscopio óptico con sistema de pantalla. Posteriormente los alumnos revisarán sus juegos de laminillas para identificar las características microscópicas de inflamación y de reparación tisular.

Resultados:

El discente describirá las lesiones presentes en inflamación y reparación tisular. La práctica será acreditada por asistencia, participación y entrega de reporte escrito. El reporte debe incluir portada de identificación, descripción de los diferentes tipos de gangrena, con su correspondiente imagen (consultar páginas web) y etiologías probables.

Cuestionario:

1. ¿Cuál es la apariencia macroscópica de los tejidos inflamados?
2. ¿Qué elementos celulares están presentes a nivel microscópico en la inflamación crónica?
3. ¿Qué elementos celulares están presentes a nivel microscópico en la inflamación aguda?
4. ¿Qué elementos celulares constituyen un granuloma?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Unidad	Número de la práctica
Cinco	Práctica 9. Alteraciones del crecimiento y diferenciación celular (neoplasias).

Objetivo o competencia de la práctica:

Identificar las características macroscópicas y microscópicas de las neoplasias en los tejidos animales.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Piezas preservadas, cadáver y órganos de decomiso para identificar las lesiones macroscópicas. Laminillas obtenidas de la colección de patología y laminillas de los casos procesados por los estudiantes durante la necropsia. Microscopio óptico con sistema de pantalla para la discusión de lesiones microscópicas.



Desarrollo:

Los alumnos examinarán las piezas preservadas, cadáveres y órganos de decomiso con la finalidad de identificar las lesiones macroscópicas presentes en los tejidos con neoplasias. Con ayuda de laminillas de casos previamente seleccionados por el profesor, se realizará la explicación de los diferentes tipos de gangrena, con el uso del microscopio óptico con sistema de pantalla. Posteriormente los alumnos revisarán sus juegos de laminillas para identificar lesiones microscópicas de neoplasias.

Interpretación u observaciones:

Resultados:

El discente describirá las lesiones presentes en las neoplasias. Posteriormente los alumnos observarán en equipos las lesiones en órganos preservados y laminillas seleccionadas.

La práctica será acreditada por asistencia, participación y entrega de reporte escrito. El reporte debe incluir portada de identificación, descripción de los diferentes tipos de neoplasias observadas, con su correspondiente imagen (consultar páginas web) y etiologías asociadas.

Cuestionario:

1. ¿Cuál es la apariencia macroscópica de los tejidos con neoplasias?
2. ¿Cuál es la apariencia microscópica de las neoplasias?
3. ¿En caso de metástasis, en qué estructuras debemos buscar la migración de células neoplásicas?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Unidad	Número de la práctica
Seis	Práctica 10. Integración de diagnóstico

Objetivo o competencia de la práctica:

Integrar un diagnóstico final, basados en la historia clínica y estudios complementarios.

Materiales, reactivos y/o equipo:

Historias clínicas con resultados de pruebas complementarias de casos de animales remitidos al CIESA para diagnóstico. Laminilla correspondientes a los casos.

Desarrollo:



El discente elaborará un diagnóstico morfológico a través de la historia clínica, resultados de estudios complementarios y la observación de lesiones microscópicas de las laminillas correspondientes al caso.

Resultados:

El alumno elaborará diagnósticos morfológicos, diferenciales y etiológicos previos a su diagnóstico integral de los casos estudiados.

El alumno elaborará diagnósticos morfológicos, diferenciales y etiológicos previos a su diagnóstico integral de los casos estudiados.

Cuestionario:

¿Qué elementos de la historia clínica fueron determinantes para solicitar las pruebas de diagnóstico complementarias?

¿Cuál de las pruebas complementarias empleadas fue la más importante para llegar al diagnóstico integral?

¿Qué pruebas faltaron, en caso de que no se lograra llegar al diagnóstico etiológico?

En ésta práctica no se generan residuos peligrosos biológico infecciosos.

Bibliografía:

- Adams H.R. (1999). "Farmacología e terapéutica veterinaria", 2° ed. italiana, Roma, E.M.S.I, 283-390.
- Alamargot, Jacques. (1986). *Manual de anatomía y de necropsia de las aves*. Ed. CECSA. México.
- Aluja, Aline. (2002). *Técnicas de necropsia en animales domésticos*. 2ª ed. Ed. El manual moderno. México.
- Balcells, A. (1990). *La clínica y el laboratorio*. 15ª ed. Ed. Salvat. México.
- Balows, Albert; Hauster, William J.; Herrman, Kenneth L.; Isemberg, Henry d.; Shadomy, Jean. (1991) *Manual of Clinical Microbiology* 5ª ED. Library of Congress., U.S.A.
- Blood, D. C. y Radostitis, O. M. (1992). *Medicina Veterinaria*. 7ª ed. McGraw-Hill interamericana. México.
- Coffin, D.L. (1987). *Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria*. La Prensa Médica Mexicana, México.
- Coles, H, Embert. (1986). *Diagnóstico y patología en veterinaria*. 4ª ed. Ed. Interamericana. México.
- Couto, Jurado. (1989). *Toxicología veterinaria*. 2ª ed. Ed. Salvat. Barcelona. España.



- Cheville, N.: (1988). Introduction to veterinary pathology. Iowa State U.P. U.S.A. Jones, C.T. And Hunt, D.R.: (1983). Veterinary pathology 5th Ed Lea & Febiger U.S.A.
- De Buen de Argüero, Nuria. (2001). *Citología diagnóstica veterinaria*. Ed. Manual Moderno. México.
- Delgado N, Revuelta M. Guía Práctica para el manejo de animales de laboratorio. México DF: Universidad Nacional Autónoma de México; 1993.
- Doxey, D.L. (1987). *Patología Clínica y procedimientos de Diagnóstico en Veterinaria*. El Manual Moderno, México.
- Ettinger J., Stephen, Feldman. (1998). *Tratado de medicina interna veterinaria. Enfermedades del perro y gato*. Intermédica. Argentina.
- Garner. R. J. (1970). *Toxicología veterinaria*. 3ª ed. Ed. Acribia. Zaragoza, España.
- Gazquez, O. A. (1988). *La necropsia en los mamíferos domésticos. Interamericana*. España.
- Jubb. K.V.F.; Kennedy, P.C. And Palmer, N.: (1993). Pathology of Domestic Animals. 4th Ed Academic Press. U.S.A.
- Kraft, H. (1998). *Métodos de laboratorio clínico en medicina veterinaria de mamíferos domésticos*. 3ª ed. Ed Acribia. Zaragoza, España.
- Lorenz, D. Michael. (1990). *Diagnóstico médico de los pequeños animales*. Ed. Acribia. Zaragoza, España.
- Lorgue, et al. (1997). *Toxicología clínica veterinaria*. Ed. Acribia. Zaragoza. España.
- Lumb & Jones "Veterinary Anesthesia", 3º ed. USA
- Mariño H (1995) "Farmacia en medicina veterinaria de pequeñas especies" Waltham
- Mazzone C, Gherpelli M, Gradellini S†, Raffi V, Tonon F, Borri E, Donna R y Scollo A. (2011). Protocolo de campo para la anestesia de cerdos. Published in IVIS with the permission of the editor de SUIIS N° 81.
- Medway, W.; Prier, J.E.; Wilkinson, J.S. (1986). *Patología Clínica Veterinaria*. UTEHA, México.
- Muir III W.W., Hubbell J.A.E. (1991). "Manuale di anestesiología veterinaria", 1a ed., Cremona, Edizioni Scivac.
- Norma de bienestar animal OIE: Código terrestre, "la utilización de animales en la investigación y educación", 2005
- OIE. Código Terrestre, Norma de Bienestar Animal, La utilización de animales en la investigación y educación, Mayo de 2016
- Robbins, S.L.: (1975). Patología Estructural Y Funcional México.
- SEGOB. Norma Oficial Mexicana NOM- 033- SAG/ZOO-2014, Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres. Diario Oficial de la Federación, 26 de Agosto del 2015.
- SEGOB. Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. Diario oficial de la Federación, 1999



- Sumano, López Héctor. (1997). *Farmacología Veterinaria*. 2da ed. Ed. McGraw-Hill Interamericana. México.
- Taylor, F. G. R. (1999). *Técnicas diagnósticas en medicina equina*. Ed. Acribia. Zaragoza. España.
- Thomson, R. G. (1986). *Anatomía patológica general veterinaria*. Ed. Acribia. Zaragoza, España.
- Thrusfield, M. (1990). *Veterinary Epidemiology*. Butterworths, London.
- Tizard, Ian. (1992). *Inmunología veterinaria*. 4ª ed. Ed. McGraw-Hill Interamericana. USA.
- Trigo, T.F.J.: (1987). *Patología Sistémica Veterinaria*, Vol.1 UNAM México.
- Wallach J.D. et Boever W.J. (1983). "Diseases of Exotic Animals", p. 20, Philadelphia, W.B. Saunders Company.
- Wallach J.D. et Boever W.J. (1983). "Diseases of Exotic Animals", p. 20, Philadelphia, W.B. Saunders Company.