

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA  
UNIDAD XOCHIMILCO  
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD  
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL  
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

## **Informe Final de Servicio Social**

Elaboración del manual de prácticas de laboratorio para  
la licenciatura de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Prestador de Servicio Social: Duarte Molina Isaac  
Matrícula: 2162028580  
Asesor:  
Dr. González Sánchez José Fernando.  
No. económico: 30011



*Fernando Glz Schz*

Lugar de realización:  
Coordinación de la Licenciatura de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad  
Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.  
Fecha de inicio y terminación:  
Del 01 de marzo del 2022 al 2 de septiembre del 2022.

## Índice

1. Resumen .....	1
2. Introducción.....	1
3. Marco Teórico. ....	2
4. Objetivos .....	11
5. Metodología utilizada. ....	12
6. Actividades realizadas.....	13
7. Objetivos y metas alcanzados.....	14
8. Resultados, discusión y conclusiones .....	14
9. Recomendaciones.....	17
10. Bibliografía .....	18
ANEXOS .....	21

## 1. Resumen

El presente informe de servicio social resalta la importancia de la elaboración de un manual de prácticas de laboratorio para la licenciatura de medicina veterinaria y zootecnia, además del por qué es necesario para estandarizar y complementar la formación del alumno. De la misma manera describe las fases necesarias para la elaboración del mismo, siendo estas la recolección de la información, la organización y homogenización de la información, y finalmente la edición del manual. El resultado final fue la recopilación de información de ocho módulos, que a su vez arrojaron veintiséis prácticas de laboratorio las cuales fueron ordenadas según la seriación planteada por el plan de estudios y redactadas basadas en los lineamientos del programa editorial de CBS de la UAM-X y en los estándares requeridos por el CONEVET. El manual de prácticas de laboratorio es un primer acercamiento para definir la estructura de prácticas obligadas para la licenciatura de MVZ en la UAM-X, asentada en sus necesidades y adaptada al sistema modular propio de la universidad.

15

## 2. Introducción.

Las universidades de medicina veterinaria y zootecnia buscan generar competencias en sus estudiantes, las cuales pueden definirse como el conjunto de conocimientos y habilidades observables que permiten al médico veterinario zootecnista tener la confianza para ser productivo en su vida profesional. Estas competencias pueden desarrollarse a partir de una combinación de elementos no observables (Teoría) y elementos observables (habilidades técnicas y no técnicas) (Varnum, *et al.*, 2020). Por lo tanto, el proceso de aprendizaje siempre debe acompañarse de un proceso experimental, con el objetivo de poder aplicar los conocimientos en un campo real. Para definir mejor este proceso, se puede considerar el ciclo de aprendizaje experiencial de Kolb (2014), donde los estudiantes tienen una experiencia concreta, sobre la cual tienen una observación reflexiva, que los lleva a desarrollar una conceptualización abstracta, misma se prueba a través de la experimentación activa. Este modelo reconoce la necesidad de que los estudiantes desarrollen teorías, las apliquen a problemas reales, evalúen los resultados y posteriormente afinen su

31 comprensión del suceso. Por lo tanto, el aprendizaje experimental, apoya el desarrollo  
32 de habilidades cognitivas superiores y permite a los estudiantes aplicar y practicar lo  
33 que han aprendido en situaciones reales, sirviendo como motivación para el  
34 aprendizaje (Dale *et al.*, 2008).

35 Por otro lado, aunque se ha demostrado que las pruebas y evaluaciones escritas  
36 ayudan a verificar si un estudiante sabe cómo realizar cierta tarea, las evaluaciones  
37 practicas aseguran que el estudiante de veterinaria demuestre como emplear  
38 realmente un procedimiento, siendo esta, la única manera de verificar su capacidad  
39 de hacerlo. Existen diferentes métodos para probar las habilidades técnicas y es  
40 importante considerar la confiabilidad tanto de los métodos individuales como de la  
41 combinación de estos, para lograr desarrollar las habilidades idóneas de un individuo  
42 en su desempeño práctico; sin embargo, lo ideal es tener un método altamente válido,  
43 objetivo y confiable que ayude a abordar y comprender la temática que se esté  
44 trabajando durante el curso (Mayy Head, 2010). Por esta razón, los profesores tienen  
45 la responsabilidad de crearo facilitar entornos de aprendizaje que simulen la práctica  
46 profesional y se encuentren respaldados por objetivos de aprendizaje orientados a  
47 procesos que permitan que los estudiantes desarrollen las habilidades esenciales de  
48 aprendizaje para su desarrollo continuo (Dale *et al.*, 2008).

49

### 50 **3. Marco Teórico.**

51 Los modelos de aprendizaje universitario enfatizan el desarrollo de las capacidades  
52 de los estudiantes para manejar la complejidad del conocimiento en su  
53 conceptualización, y en la resolución de problemas (Armitage-Chan y May,2018). En el  
54 caso de la Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco (UAM-Xochimilco),  
55 específicamente en la división de ciencias biológicas y de la salud (CBS) se busca  
56 que para que el proceso de aprendizaje sea completo y aproveche ampliamente las  
57 cualidades del alumno, este debe incluir el componente “empírico-inductivo”, seguido  
58 de un reforzamiento teórico- deductivo” permitiendo la utilización de un razonamiento  
59 doble, entre la realidad y la teoría, siendo este un modelo vertical de enseñanza-  
60 aprendizaje, donde se busca aplicar un esquema conductivo previamente establecido

61 que constituye el propio método científico (Villareal, 2016). Esta modelo integra la  
62 participación en entornos físicos, con situaciones reales o simulaciones prácticas, que  
63 llevan al alumno a desarrollar habilidades que de otra manera sería imposible lograr.

64 La licenciatura en medicina veterinaria y zootecnia de la UAM-Xochimilco, tiene una  
65 duración de cinco años y se divide en 15 trimestres. El plan de estudios tiene por  
66 objetivo formar profesionales con actitudes, aptitudes y conocimientos orientados a  
67 ejercer competencias integrales derivadas de los campos ocupacionales inherentes a  
68 la salud, el bienestar y la producción animal, así como a la salud pública y la  
69 preservación ambiental (Colegio Académico, 2015). Para abordar las prácticas que se  
70 pueden realizar durante la carrera, se consideraron únicamente los módulos  
71 integrados en el programa de estudios aprobado por el colegio académico (2015), ya  
72 que estos corresponden al tronco básico profesional, perteneciente a la coordinación  
73 de la licenciatura de medicina veterinaria y zootecnia. Cada práctica planteada en el  
74 **cuadro 1** se sustenta en las propuestas por distintos autores, mientras que, la  
75 justificación para cada práctica depende de los propios objetivos específicos  
76 planteados en cada módulo, mismos que buscan dar cumplimiento al objetivo general  
77 del curso.

78

<b>Cuadro 1.</b> Prácticas propuestas para la carrera de medicina veterinaria y zootecnia.	
<b>Módulo:</b> Procedimientos Fundamentales de Bioestadística.	
<b>Prácticas:</b> <ul style="list-style-type: none"><li>• Estadística descriptiva;</li><li>• Probabilidad y distribuciones;</li><li>• Prueba de hipótesis;</li><li>• Aplicación de la estadística.</li></ul> (Sánchez y Hernández, 2020)	<b>Justificación</b> <ul style="list-style-type: none"><li>• Registrar, sintetizar, analizar y presentar de forma gráfica y numérica datos de los fenómenos biológicos.</li><li>• Aplicar las herramientas de la bioestadística para la descripción de fenómenos biológicos.</li></ul>
<b>Módulo:</b> Caracterización y Valorización morfofuncional del Animal Sano.	

<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Regiones anatómicas topográficas;</li> <li>• Evaluación de constantes fisiológicas;</li> <li>• Localización de linfocentros superficiales;</li> <li>• Vías de administración de medicamentos;</li> <li>• Inspección de miembros anteriores y posteriores;</li> <li>• Cirugías veterinarias.</li> </ul> <p>(Olmedo y Ramírez, 2014)</p>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Reseñar el exterior y las cavidades del cuerpo animal utilizando criterios, puntos de referencia y procedimientos.</li> <li>• Diferenciar el tipo de líquidos corporales, su composición y funcionamiento.</li> <li>• Fundamentar la Genesis y la organización citológica e histológica.</li> <li>• Analizar las particularidades morfológicas y funcionales de los sistemas encargados de las funciones corporales.</li> </ul>
--	---

**Módulo:** Manejo Nutricional y Alimentario de los Animales.

<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Identificación y clasificación de alimentos;</li> <li>• Identificación de especies forrajeras;</li> <li>• Ensilados de subproductos agroindustriales y su uso en la alimentación de rumiantes;</li> <li>• Tratamiento físico y/o químico de esquilmos agrícolas;</li> <li>• Ensayo de alimentación con especies pecuarias;</li> <li>• Balanceo de dietas por métodos manuales y computacionales.</li> </ul>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Valorar las propiedades sensoriales y bromatológicas de los alimentos convencionales y no convencionales.</li> <li>• Distinguir los principales tipos de forraje destinados a la alimentación animal</li> <li>• Planificar un programa de alimentación para animales rumiantes y no rumiantes.</li> </ul>
---	---

(Vara y Torres, 2019)	
<b>Módulo:</b> Preservación del Bienestar animal/ Manejo de la Fauna Silvestre	
<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Medición de estrés;</li> <li>• Aprendizaje en el perro;</li> <li>• Conducta individual y social de los animales domésticos y de compañía;</li> <li>• Bienestar en una unidad de producción intensiva;</li> <li>• Bienestar animal en un mercado ganadero;</li> <li>• Bienestar animal en un rastro municipal o TIF;</li> <li>• Bienestar animal en fauna silvestre cautiva;</li> <li>• Bienestar animal en animales de laboratorio.</li> </ul> <p>(Luna, <i>et al.</i>, 2019)</p>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Valorar signos y conductas que reflejen estrés en el animal.</li> </ul>
<b>Módulo:</b> Interpretación de Lesiones Anatomopatológicas.	
<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Reconocimiento de material y</li> <li>• Técnicas de extracción de muestrasanguínea;</li> <li>• Evaluación de eritrocitos;</li> <li>• Pruebas dermatológicas de primeraintención;</li> <li>• Técnicas coproparasitoscópicas;</li> <li>• Toma de muestra de orina y</li> </ul> <p>(Aguilar y Lima, 2020)</p>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Diferenciar los procedimientos básicos para la realización de la necropsia, toma, conservación y transporte de muestras para los estudios correspondientes.</li> <li>• Integrar un diagnóstico anatomopatológico.</li> </ul>

**Módulo:** Diagnóstico Clínico e Imagenología.

**Prácticas:**

- Conceptos básicos y herramientas propedéuticas;
- Exploración de la condición corporal, expresión, nódulos linfáticos y temperatura corporal y exploración de las mucosas, piel y pelo en bovino y pequeños rumiantes;
- Examen clínico orientado a problemas y AFAST en perros y gatos;
- Examen clínico orientado a problemas en rumiantes;
- Examen clínico orientado a problemas del sistema musculoesquelético y nervioso en equinos;
- Examen clínico orientado a problemas oftalmológicos y dermatológicos.

(Lima y Bejár, 2020)

- Radiología axial y apendicular, abdominal y de tórax.
- Radiología equina;
- Ultrasonido;
- Ultrasonido abdominal.

(Reyes y Béjar, 2020)

**Justificación:**

- Contrastar los diferentes tipos de análisis clínicos para uso veterinario
- Interpretar los resultados derivados de los análisis clínicos solicitados.

**Módulo:** Prescripción de Medicamentos para uso Veterinario y Protocolos de



Inmunización.	
<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Formas farmacéuticas;</li> <li>• Elaboración de la prescripción de productos farmacéuticos veterinarios;</li> <li>• Identificación de las vías de administración;</li> <li>• Terapia de fluidos.</li> </ul> <p>(Ojeda y Arias, 2021)</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Preparación e inoculación de antígenos;</li> <li>• Sangrado y obtención de muestras séricas;</li> <li>• Determinación tipo sanguíneo;</li> <li>• Reacción de choque anafiláctico;</li> <li>• Fijación de complemento.</li> </ul> <p>(Cabrera, 2015)</p>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Seleccionar y prescribir medicamentos considerando sus propiedades particulares, la susceptibilidad de los animales, su valor económico, y aspectos sanitarios asociados.</li> <li>• Aplicar los diferentes protocolos de inmunización con base en el manejo de los diferentes tipos de inmunógenos.</li> </ul>
Módulo: Clínica de Enfermedades Sistémicas y Toxicológicas.	
<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Diagnóstico clínico patológico, toma y envío de muestras al laboratorio;</li> <li>• Pruebas cualitativas: Metales pesados y alcaloides;</li> <li>• Desarrollo de un modelo biológico para evaluar la relación dosis-respuesta de un toxico sospechoso;</li> </ul>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Diferenciar los métodos de diagnóstico médico-clínico aplicables a disfunciones e intoxicaciones.</li> </ul>

<ul style="list-style-type: none"> <li>• Diagnóstico de micotoxinas en alimentos destinados para animales;</li> <li>• Colección de plantas toxicas es zonas pecuarias.</li> </ul> <p>(Vallardes, <i>et al.</i>, 2013)</p>	
---	--

**Módulo:** Técnicas y Terapéutica Quirúrgicas.

<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Elaboración de suturas;</li> <li>• Mobiliario quirúrgico, conducta y movimiento del personal dentro del quirófano;</li> <li>• Envoltura de los paquetes quirúrgicos;</li> <li>• Lavado, enguantado y vestido del equipo quirúrgico;</li> <li>• Embrocado, vestido del paciente y uso del instrumental;</li> <li>• Observación de las técnicas quirúrgicas electivas;</li> <li>• Realización de las técnicas quirúrgicas electivas.</li> </ul> <p>(Barbosa, <i>et al.</i>, 2018)</p>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Aplicar las técnicas quirúrgicas para la prevención, diagnóstico, tratamiento o rehabilitación y procedimientos relacionados con las etapas pre, trans y postquirúrgicas.</li> </ul>
---	--

**Módulo:** Enfermedades Infecciosas y Parasitarias y su Importancia para la Salud Pública.

<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Investigación epidemiológica;</li> <li>• Vigilancia epidemiológica;</li> <li>• Acción epidemiológica.</li> </ul>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Analizar las enfermedades infecciosas y parasitarias en las diversas especies de animales.</li> <li>• Inferir el tipo y comportamiento</li> </ul>
--	---

<p>(Salcedo, 2006)</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Técnicas de recolección, conservación y envío de muestras para la identificación de parásitos en sangre y exudados genitales;</li> <li>• Técnicas de recolección, conservación y envío de muestras para la identificación de parásitos en heces;</li> <li>• Técnicas coprológicas: Sedimentación, Baermann, Coprocultivo y MCMaster.</li> </ul> <p>(Alcala, 2016)</p>	<p>epizoótico de las enfermedades que afecta la salud de las poblaciones animales.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Utilizar métodos de trazabilidad, análisis de riesgos y vigilancia epidemiológica.</li> <li>• Implementar el método epidemiológico en situaciones epidemiológicas que afecten la salud de las poblaciones animales.</li> </ul>
---	--

**Módulo:** Calidad de los Productos de Origen Animal.

<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Evaluación fisicoquímica y</li> <li>• Exámenes fisicoquímicos de leche cruda;</li> <li>• Control de calidad de los productos de la pesca;</li> <li>• Inspección de huevo.</li> </ul> <p>(Santiago y Tapia, 2020)</p>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Verificar la calidad de los alimentos de origen animal en situaciones concretas.</li> </ul>
--	---

**Módulo:** Sistemas de Producción Animal.

<ul style="list-style-type: none"> <li>• Desarrollo productivo de una granja Reproductora pesada considerando salud, manejo, alimentación, luz, reemplazo, manejos del huevo incubable y costos;</li> <li>• Proyecto Productivo de una</li> </ul>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Construir una visión global e integrada de la eficiencia productiva de una empresa pecuaria.</li> <li>• Aplicar el análisis sistemático como método para diseñar y evaluar</li> </ul>
---	---

<p>granja productora de huevo comercial;</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Granja Avícola (salida de campo);</li> <li>• Rastro de aves (salida de campo).</li> </ul> <p>(Mendoza, <i>et al.</i>, 2019)</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Manejo y sujeción de bovinos mediante métodos físicos;</li> <li>• Reconocimiento del sistema de producción de leche de bovino en México y razas utilizadas;</li> <li>• Instalaciones utilizadas en UPP de ganado productor de leche y carne con base en las etapas fisiológicas o etapas del ciclo productivo;</li> <li>• Ordeña, salud de la ubre y mastitis;</li> <li>• Manejo reproductivo y análisis de parámetros;</li> <li>• Identificación de estructuras del aparato reproductor en vacas;</li> <li>• Análisis de costos de producción. (Ojeda e Ibarra, 2020)</li> </ul>	<p>sistemas de producción animal.</p>
<p><b>Módulo:</b> Gestión de la Eficiencia Reproductiva y Genética.</p>	
<p><b>Prácticas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Parámetros reproductivos;</li> <li>• Examen de la capacidad reproductiva del macho;</li> <li>• Examen del aparato reproductor</li> </ul>	<p><b>Justificación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Planificar de forma integral la reproducción individual y colectiva de los animales.</li> <li>• Analizar las herramientas fundamentales del mejoramiento</li> </ul>

<p>dela vaca;</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Diagnóstico de gestación en las hembras domésticas;</li> <li>• El parto;</li> <li>• Métodos de sincronización delestro;</li> <li>• Inseminación artificial. (Gómez, 2012)</li> <li>• Mejoramiento genético animal;</li> <li>• Principios y fundamentos de la genética celular;</li> <li>• Principios y fundamentos de la genética molecular;</li> <li>• Leyes de Mendel;</li> <li>• Principio y fundamentos de la genética de las poblaciones;</li> <li>• Genética cuantitativa. (Arias y Bautista, 2020)</li> </ul>	<p>genético para la producción y salud animal.</p>
---	--

79

80 **4. Objetivos**

81 Objetivo general:

- 82       • Realizar el manual de prácticas de laboratorio para la licenciatura en Medicina  
83       Veterinaria y Zootecnia (MVZ) de la Universidad Autónoma Metropolitana  
84       unidad Xochimilco (UAM-X).

85 Objetivos específicos:

- 86       • Recopilar la información de los profesores sobre las prácticas que realizan en  
87       sumódulo.

- 88           • Redactar las prácticas de acuerdo con los lineamientos establecidos para un  
89           manual.

90

## 91   **5. Metodología utilizada.**

92   Se les solicitó a los profesores que envíen sus prácticas a la coordinación, mismas  
93   que fueron almacenadas en la nube (Google Drive) para su organización. Las prácticas  
94   que mandaron los profesores podían ser las que hayan entregado los alumnos a lo  
95   largo del módulo, nuevas sugeridas por el profesor o material que los profesores usen  
96   como práctica, aunque esta no tuviera un formato específico. La información se  
97   organizó por módulos y las prácticas se escribieron utilizando el formato empleado por  
98   Alcalá (2016), que a su vez se basan en los lineamientos del CONEVET, de la misma  
99   manera se consideraron los lineamientos para la publicación de manuales del  
100   programa editorial CBS de la UAM-X. Basándose en lo mencionado anteriormente,  
101   para la homogenización de las prácticas se consideró que todas debían contener:  
102   título de la práctica, autores o responsables, objetivos (generales y específicos),  
103   actividades a realizar, habilidades y destrezas a adquirir, desarrollo de la práctica,  
104   forma en que se evalúa la actividad y bibliografía.

105   El manual se redactó de acuerdo con los lineamientos de publicaciones de CBS de la  
106   UAM. Por lo tanto, el manual se escribió utilizando fuente Arial a 12 puntos, en  
107   tamaño carta, con interlineado a doble espacio, renglones y páginas numeradas y  
108   márgenes de 2.5 cm en los cuatro lados. Cuenta con una portada la cual contiene el  
109   título y la información de los autores (nombres y apellidos). Asimismo, incluye otra  
110   página a modo de portadilla, en la cual se muestra únicamente el título de la obra. En  
111   cuanto al Índice y contenido, se marcaron las jerarquías de la obra de manera clara  
112   (capítulos, subcapítulos o secciones), así como el número de la página inicial  
113   correspondiente en el escrito. Por su parte la en la introducción se destacaron los  
114   propósitos del documento y los antecedentes generales, señalando el tipo de lector al  
115   cual va dirigido el texto y los aspectos académicos que satisface la obra. El desarrollo  
116   de la obra se jerarquizó adecuadamente en su estructura utilizando un lenguaje  
117   acorde con la licenciatura. En cuanto a las referencias bibliográficas se redactaron

118 uniformemente utilizando el sistema APA y se colocaron al final de cada sección  
119 (modulo).

120

## 121 **6. Actividades realizadas**

122 Las actividades realizadas se basaron en las metas de la coordinación, las cuales  
123 buscan una cooperación regular y duradera, las mismas que pretenden establecer una  
124 secuenciación y organización coherente de los materiales generados por los profesores  
125 así como la elaboración de materiales que ayuden a tener una evidencia y promuevan  
126 el desarrollo de una enseñanza centrada en el estudiante y a la consecución de las  
127 competencias planteadas en cada módulo.

128 La elaboración del manual consto de tres fases importantes: la recolección de  
129 información, la organización y homogenización del texto, y por último la correspondiente  
130 a la edición, corrección y verificación de formato del manual. En cuanto a la recolección  
131 de información se les solicitó a los responsables de cada módulo, por vía telefónica  
132 (WhatsApp) o por correo institucional, que enviaran información de las practicas  
133 realizadas durante el trimestre, estas debían ser especialmente de laboratorio; las  
134 practicas fueron recolectadas en una carpeta en Google Drive. Una vez fueron  
135 enviadas, se revisaron para reconocer si la información contenida era suficiente, valida  
136 y correspondía a los objetivos y contenidos del módulo, de esta manera de existir  
137 incongruencias o de no considerar necesaria la información para ser contenida en el  
138 manual se enviaban observaciones para que el responsable explicara los objetivos de  
139 la práctica, la relacionara con los contenidos del módulo o complementara la  
140 información con otros recursos (fotografías, videos, presentaciones, reportes de  
141 práctica, etc.).

142 Para la organización de la información, una vez obtenida y verificada, se dispuso a  
143 distribuirse según la consecución y seriación de cada módulo dentro de la carrera. De  
144 esta manera, modulo por modulo se fue homogenizando la información la cual debía  
145 contener en cada sección el título del módulo, los responsables y una breve  
146 introducción. En cuanto a las practicas cada una debía contener: título de la práctica,  
147 justificación académica, objetivos, competencias a desarrollar, material y equipo,  
148 procedimiento, actividad de evaluación y al final de cada sección (modulo) se

149 encontraba la bibliografía. Toda la información se escribió en infinitivo, evitado  
150 redundancias, utilizando lenguaje propio de cada disciplina abordada, sin caer en sobre  
151 explicaciones que confundieran al lector. En algunos casos, por falta de coordinación y  
152 logística para la obtención de información sobre las prácticas de un módulo se optó por  
153 recurrir al conocimiento empírico de estudiantes que estuvieran en el módulo y elaborar  
154 desde cero las prácticas correspondientes teniendo en cuenta los objetivos del módulo  
155 y los laboratorios asignados a los mismos; en otros casos simplemente se omitieron  
156 esas prácticas ya que no se realizan con frecuencia, no se realizaban con frecuencia o  
157 simplemente salían de los intereses del manual (prácticas de campo).  
158 Finalmente para la edición y corrección del texto se tuvieron que seguir los lineamientos  
159 de señalados el programa editorial de CBS de la UAM-X. En este punto es importante  
160 aclarar que se mandó a todos los involucrados una copia del documento preliminar para  
161 conseguir su aprobación a que los contenidos en el manual concordaban con la  
162 información manejada en cada módulo, a lo que se dio un visto bueno y no se  
163 recibieron inconformidades.

164

## 165 **7. Objetivos y metas alcanzados**

166 Considerando los módulos que realizan prácticas de laboratorio, se logró recolectar el  
167 mayor número de prácticas posibles ejercidas dentro de la carrera, de esta manera se  
168 completó el manual de manera satisfactoria siguiendo los lineamientos de la  
169 CONEVET así como del programa editorial de CBS de la UAM-X. También se logró  
170 incentivar la cooperación dentro de los miembros responsables de la licenciatura para  
171 la elaboración de un material que puede beneficiar tanto a los estudiantes como a los  
172 docentes. De la misma manera este material puede ayudar a homogenizar las  
173 prácticas realizadas dentro de la carrera, siendo una herramienta para que el alumno  
174 pueda exigir las en su formación. Por otro lado es indispensable como parte de la  
175 documentación que se necesita para comprobar las actividades realizadas dentro de la  
176 licenciatura, que por ende es de ayuda para la acreditación de la carrera.

177

## 178 **8. Resultados, discusión y conclusiones**

179 La última versión del manual cuenta con 26 prácticas en total, las cuales se reparten



180 entre los módulos de la siguiente manera:

181

<b>Modulo</b>	<b>N° de practicas</b>
Caracterización y Valoración Morfofuncional del Animal Sano	6
Interpretación de Lesiones Anatomopatológicas	4
Diagnóstico Clínico e Imageniología	3
Prescripción de Medicamentos para uso Veterinario y Protocolos de Inmunización	2
Técnicas y Terapéutica Quirúrgicas	2
Enfermedades Infecciosas y Parasitarias y su Importancia para la Salud Pública	2
Calidad de los Productos de Origen Animal	2
Gestión de la Eficiencia Reproductiva y Genética	5
Total:	26

182  
183 En comparación con otras universidades la licenciatura en Medicina Veterinaria y  
184 Zootecnia de la UAM-X cuenta con un sistema modular, por la misma razón podría  
185 parecer que la cantidad de prácticas en un módulo sea menor a comparación de  
186 universidades donde se manejan sistemas más “tradicionales” que cuentan con  
187 materias en donde resulta muy conveniente generar manuales específicos a cada  
188 materia y no se cuentan con manuales que en su totalidad la carrera por cuestiones  
189 de practicidad, sin embargo en el caso de la UAM-X se logró hacer un manual  
190 donde se retoman todos los módulos que realizan prácticas de laboratorio, dando un  
191 esquema obligado para la formación del alumno.

192 Dentro de un módulo se concentran muchos conocimientos, mismos que al final de  
193 cada trimestre deben comprobarse por medio de un trabajo de investigación  
194 trimestral, en donde en la mayoría de los casos se emplean conocimientos teóricos  
195 y prácticos para poder entregar información que asegure el aprendizaje y consiga  
196 los objetivos del módulo, por ello las practicas obligatorias dentro del módulo deben  
197 dar al alumno las competencias y habilidades necesarias para poder desarrollar este

198 proyecto, mismas que serán útiles en su desarrollo profesional. Por lo anteriormente  
 199 mencionado y por el tiempo limitado en cada trimestre, las prácticas deben ser  
 200 altamente objetivas, funcionales y selectivas para acercar al alumno a desarrollarse  
 201 correctamente en el laboratorio de la disciplina que se esté tratando. Por ejemplo en  
 202 este manual únicamente se tienen seis prácticas de Caracterización y Valoración  
 203 Morfofuncional del Animal sano, módulo que aborda temas como anatomía,  
 204 fisiología, histología y embriología que en contraste con el manual elaborado por  
 205 Olmedo y Ramírez (2014) de la Universidad Veracruzana, para la materia de  
 206 “anatomía topográfica veterinaria aplicada” que se imparte en un semestre y cuenta  
 207 con siete prácticas en total, pues resultan ser pocas practicas las abordadas en el  
 208 manual de la UAM-X para una disciplina relacionada, sin embargo se debe destacar  
 209 el modelo y plan de estudios, la didáctica de enseñanza, y la forma en la que están  
 210 dispuestas las mismas prácticas en contraste con la parte teórica abordada en el  
 211 módulo. En el siguiente cuadro se enumeran otros ejemplos comparando el número  
 212 de prácticas de laboratorio de otras universidades englobando los módulos en los  
 213 que pudieran conformarse:  
 214

<b>Módulo</b>	<b>Materia/Manual</b>	<b>N° de practicas</b>	<b>Universidad</b>	<b>Autor</b>
Caracterización y Valoración Morfofuncional del Animal Sano	Anatomía Topográfica Veterinaria Aplicada	7	Universidad veracruzana	Olmedo y Ramírez (2014)
Interpretación de Lesiones Anatomopatológicas	Patología General	9	Universidad Autónoma del Estado de México	Aguilar y Lima (2020)
Diagnóstico Clínico e Imageniología	Propedéutica clínica	8	Universidad Autónoma del Estado de México	Lima y Béjar (2020)

Prescripción de Medicamentos para uso Veterinario y Protocolos de Inmunización	Manual de Prácticas para el Laboratorio de Farmacología Veterinaria	10	Universidad Nacional Autónoma de México	Méndez y Rios (2001)
Enfermedades Infecciosas y Parasitarias y su Importancia para la Salud Pública	Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología Veterinaria	4	Universidad Nacional Autónoma de México	Alcalá (2016)
Gestión de la Eficiencia Reproductiva y Genética	Programa de Practica de Reproducción Aplicada	9	Universidad Autónoma del Estado de México	Gómez (2012)

215  
216 Como se puede observar en el cuadro, en general las prácticas de laboratorio que se  
217 realizan en otras universidades son mayores en comparación con las de la UAM-X,  
218 siendo que estas únicamente pertenecientes a un laboratorio o a una práctica, mientras  
219 que en la UAM a pesar que se aborden más temas durante un módulo son menores.  
220 Pues podría decirse que es por que el modelo empleado por la universidad favorece la  
221 síntesis de las actividades propiciando su objetividad en el proceso de enseñanza-  
222 aprendizaje, sin embargo es algo que en este punto no se puede definir  
223 apropiadamente.

224 En conclusión, el manual de prácticas de laboratorio es un primer acercamiento para  
225 definir la estructura de prácticas obligadas para la licenciatura de MVZ en la UAM-X,  
226 asentada en sus necesidades y adaptada al sistema modular propio de la universidad.

227  
228 **9. Recomendaciones**  
229 El manual de prácticas de laboratorio de la licenciatura debe someterse constantemente  
230 a revisión, debe actualizarse y adaptarse a los laboratorios con los que cuenta la

231 universidad. De la misma manera deben existir manuales propios de cada módulo que  
232 sirvan de desglose para todas las prácticas posibles que se puedan realizar, de esta  
233 manera se amplía el contenido temático y se estimula el interés del alumno. Por otro  
234 lado, también debe considerarse la elaboración de manuales de prácticas de los  
235 laboratorios pertenecientes a la licenciatura, mismos que pueden funcionar para la  
236 recepción de alumnos que no vayan a hacer específicamente una práctica de  
237 laboratorio obligada del módulo, si no que busquen realizar una técnica relacionada a  
238 su proyecto trimestral, estos manuales deberían ser más específicos empleando el  
239 equipo y los instrumentos con los que cuenta el laboratorio.

240 La participación y retroalimentación del alumnado es de vital importancia para la  
241 estructuración y actualización constante de este como otros manuales. Por lo tanto, las  
242 evaluaciones de las prácticas deben hacerse desde el punto de vista del alumno, ya  
243 que en general son ambientes controlados guiados por un docente, el aprovechamiento  
244 del alumnado es el único indicador variable que da información acerca de la efectividad  
245 de las prácticas de laboratorio.

246 Finalmente, deben seguir estas actividades de coordinación y comunicación entre los  
247 módulos para obtener una licenciatura fortalecida y participativa, en donde el  
248 conocimiento no recaiga en unos cuantos y la información homogenizada forme una  
249 base sólida sobre la cual seguir formando profesionales de calidad capaces de resolver  
250 cualquier problema que se les presente.

251

## 252 **10. Bibliografía**

253 Aguilar, L. S. B., & Lima, R. G. J. (2020). Manual de prácticas Patología Clínica.  
254 Universidad Autónoma del Estado de México.

255 Alcala, C. Y. (2016) Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología Veterinaria.  
256 Universidad Nacional Autónoma de México. FMVZ

257 Arias, R. G. A., & Bautista, G. L. G. (2020) Manual de prácticas: Mejoramiento  
258 Genético. Universidad Autónoma del Estado de México.

259 Armitage-Chan, E., & May, S. A. (2018). Developing a professional studies curriculum  
260 to support veterinary professional identity formation. Journal of Veterinary Medical

261 Education, 45(4), 489-501.

262 Barbosa, M. M. A., Rodriguez, V. D., Marín, C. G., Moran, M. R. (2018) Manual de  
263 Prácticas: Cirugía I. Universidad Autónoma de Estado de México.

264 Cabrera, N. A. (2015). Manual de prácticas Inmunología Veterinaria. Universidad  
265 Veracruz

266 Colegio Académico (2015). Plan de Estudios de la Licenciatura en Medicina  
267 Veterinaria y Zootecnia. Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco.

268 Colegio académico (2015). Programa de estudios de la licenciatura en Medicina  
269 Veterinaria y Zootecnia. Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco.

270 Dale, V. H., Sullivan, M., & May, S. A. (2008). Adult learning in veterinary education:  
271 theory to practice. Journal of veterinary medical education, 35(4), 581-588.

272 Gómez, G. A. V. (2012). Programa de Practicas de Reproducción Aplicada.  
273 Universidad Autónoma del Estado de México.

274 Kolb, D. A. (2014). Experiential learning: Experience as the source of learning and  
275 development. FT press.

276 Luna, L. B., Sanabria S. C., & Cano, R. T. (2019). Manual de prácticas U. de A.  
277 Etología y Bienestar Animal. Universidad Autónoma del Estado de México.

278 Lima, R. G. J., & Bejár, G. V. (2020). Manual de Prácticas Propedéutica Clínica.  
279 Universidad Autónoma del Estado de México.

280 May, S. A., & Head, S. D. (2010). Assessment of technical skills: best practices. Journal  
281 of Veterinary Medical Education, 37(3), 258-265.

282 Mendez, C. D., Rios, R. L. (2001) Manual de Prácticas para el Laboratorio de  
283 Farmacología Veterinaria [Tesis de licenciatura]. Universidad Nacional Autónoma de  
284 México.

285 Mendoza, V. R., Fernández, R. P., Morales, E. V. (2019). Manual de prácticas:  
286 Zootecnia de Aves. Universidad Autónoma del Estado de México

287 Olmedo, P. G., & Ramírez, R. M. (2014). Manual de Práctica: Anatomía topográfica  
288 Veterinaria Aplicada. Universidad Veracruzana.

289 Ojeda, C. J. J., & Ibarra, P. R. (2020) Manual de Prácticas: Zootecnia de Bovinos.  
290 Universidad Autónoma del Estado de México.

291 Ojeda, C. J. J., & Arias, R. G. A. (2021). Manual de prácticas Farmacología Veterinaria.  
292 Universidad Autónoma del Estado de México.

293 Reyes, A. M. C., & Béjar, G. V. (2020). Manual de prácticas Imagenología. Universidad  
294 Autónoma del Estado de México.

295 Salcedo, F. O. J. (2006) Elaboración de un manual de prácticas para la materia de  
296 epidemiológica. Universidad de Guadalajara.

297 Sánchez, E. Q., & Hernández, M. A. H. (2020). Manual de prácticas Bioestadística.  
298 Universidad Autónoma del Estado de México.

299 Santiago, R. M. R., & Tapia, R. M. Z. (2020) Manual de Prácticas: Inocuidad  
300 Alimentaria. Universidad Autónoma del Estado de México.

301 Varnum, A. T., West, A. B., & Hendrickson, D. A. (2020). A competency-guided  
302 veterinary curriculum review process. *Journal of Veterinary Medical Education*, 47(2),  
303 137-147.

304 Vallardes, C. B., Lagunas, B. S., Mendoza, V. R. (2013). Programa de prácticas de  
305 toxicología. Universidad Autónoma del Estado de México.

306 Vara, I. A. D., & Torres, J. E. S. (2019). Manual de prácticas. Universidad  
307 Autónoma del Estado de México.

308 Villareal, P., R., (2016) Documento Xochimilco: Anteproyecto para establecer de la  
309 unidad del sur de la Universidad Autónoma Metropolitana. COPLADA.

310

311

312

313 **ANEXOS**

314

315 **Manual de Prácticas de Laboratorio para la Licenciatura en Medicina Veterinaria y**

316 **Zootecnia**

317 **Autores:**

318 José Fernando González Sánchez

319 Isaac Duarte Molina

320 **Coautores:**

321 Cyndi Gabriela Hernández Coronado; Daniel Martínez Gómez; Filiberto Fernández

322 Reyes; Isaac Conrado Gallardo Vargas; Ismael Martínez Cortés; Javier Lorenzo

323 Olivares Orozco; Jesús Gregorio Rodríguez Diego; José Ernesto Hernández Pichardo;

324 José Germán Lombardero Goldaracena; Jorge Salvador León Dousset; Juan José

325 Pérez Rivero Cruz y Celis; Marcela Vergara Onofre; Monika Palacios Martínez; Osvaldo

326 Lopez Diaz; Silvia Guadalupe Estrada Barrón.

327

328

329

330

331

332

333 **Manual de Prácticas de Laboratorio para la Licenciatura en Medicina Veterinaria y**

334 **Zootecnia**

335

336

337

338

339

340

341

342

343

344



## 1 **Introducción**

2 Las universidades de medicina veterinaria y zootecnia tienen el objetivo generar  
3 competencias en sus estudiantes, mismas que son entendidas como el conjunto de  
4 conocimientos y habilidades observables que permiten al futuro médico veterinario  
5 zootecnista tener la confianza para ser productivo en su vida profesional. Usualmente,  
6 el desarrollo de estas competencias se da a partir de una combinación de teoría en  
7 conjunto con habilidades técnicas y no técnicas (Varnum *et al.*, 2020). En otras  
8 palabras, se ha buscado que el proceso de aprendizaje siempre esté acompañado de  
9 un proceso experimental, con la finalidad de que el alumno pueda aplicar los  
10 conocimientos en un campo real.

11 Para definir mejor el proceso de aprendizaje en conjunto con la experimentación, se  
12 puede considerar el ciclo de aprendizaje experiencial de Kolb (2014), donde los  
13 estudiantes tienen una experiencia concreta, sobre la cual tienen una observación  
14 reflexiva, que los lleva a desarrollar una conceptualización abstracta, misma que se  
15 prueba a través de la experimentación activa. Este modelo reconoce la necesidad de  
16 que los estudiantes desarrollen teorías, las apliquen a problemas reales, evalúen los  
17 resultados y posteriormente afinen su comprensión del suceso. Por lo tanto, el  
18 aprendizaje experimental, apoya el desarrollo de habilidades cognitivas superiores y  
19 permite a los estudiantes aplicar y practicar lo que han aprendido en situaciones  
20 “reales”, sirviendo como motivación para el aprendizaje (Dale *et al.*, 2008). Por lo tanto,  
21 el presente manual tiene por objetivo ser una herramienta guía, para que, tanto  
22 alumnos como docentes, cuenten con una referencia escrita sobre las prácticas de

23 laboratorio esenciales dentro de la carrera de medicina veterinaria y zootecnia de la  
24 Universidad

25 Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco (UAM-X), sentando así bases para que los  
26 alumnos puedan solicitarlas a su docente en el módulo indicado, ayudando de esta  
27 manera a la homogenización de la enseñanza dentro de la carrera, generando un  
28 estándar en el proceso de enseñanza aprendizaje en el que todos puedan participar.

29

30

31

32

33

#### 34 **Bibliografía**

35 Dale, V. H., Sullivan, M., May, S. A. (2008). Adult learning in veterinary education:  
36 theory to practice. *Journal of veterinary medical education*, 35(4), pp. 581-588.

37 Kolb, D. A. (2014). *Experiential learning: Experience as the source of learning and*  
38 *development*. FT press.

39 Varnum, A. T., West, A. B., Hendrickson, D. A. (2020). A competency-guided veterinary  
40 curriculum review process. *Journal of Veterinary Medical Education*, 47(2), pp.  
41 137-147.

## 42        **1. Caracterización y Valoración Morfofuncional del Animal Sano.**

43        Cyndi Gabriela Hernández Coronado

44        Jorge Salvador León Dousset

### 45        **Introducción**

46        La enseñanza de la morfología es fundamental en los planes de estudio de medicina  
47        veterinaria. Aunque tradicionalmente se enseñe con sesiones teóricas, desde un punto  
48        didáctico, las practicas resultan más eficientes al momento de transferir los  
49        conocimientos, así como en el desarrollo de habilidades, las cuales se consiguen  
50        mediante capacitaciones en ambientes controlados bajo la guía de instrucciones  
51        académicas (Plendl *et al.*, 2009). En este apartado se abordan practicas dirigidas al  
52        reforzamiento de conocimientos tanto de anatomía y fisiología veterinaria, encaminadas  
53        a generar competencias y habilidades que ayuden al alumno a tener bases prácticas  
54        que le sirvan en su futuro desarrollo profesional.

55        Por su parte, el estudio de la anatomía veterinaria es importante para la adquisición de  
56        conocimientos acerca de la forma y estructura macroscópica de órganos y sistemas, así  
57        como de su organización y relación dentro del organismo animal, para que de esta  
58        manera, en conjunto con las distintas disciplinas morfológicas, dar forma al concepto de  
59        “normalidad”, elemento fundamental y necesario para adentrarse al entendimiento de  
60        los procesos patológicos, principalmente. Por esta razón, el estudio de la anatomía  
61        animal implica en el estudiante, un reto y un esfuerzo para el establecimiento de  
62        conocimientos, habilidades y actitudes vitales en su formación. Por ello es fundamental  
63        que el estudiante reciba una retroalimentación dinámica los conocimientos teóricos

64 adquiridos a través de actividades prácticas, que puedan evidenciar aprendizajes y  
65 competencias profesionales (Olmedo, 2014). De la misma manera, debe considerarse  
66 que la anatomía está en íntima relación con la fisiología, histología, embriología,  
67 patología, propedéutica, terapéutica quirúrgica, reproducción aplicada, etc. Por lo tanto,  
68 se debe reafirmar que estos conocimientos ayudaran a que el futuro egresado pueda  
69 desempeñarse con eficacia en diversas áreas, dónde empleará un lenguaje médico,  
70 podrá reconocer e integrar la anatomía descriptiva con la topográfica y la aplicada,  
71 revisando las relaciones e integración de forma y estructura de los animales, para poder  
72 aplicarlo a un contexto zootécnico o clínico (Arredondo *et al.*, 2019).

### 73 **1.1 Principios y métodos de exploración y valoración morfológica y funcional** 74 **del sistema nervioso.**

#### 75 **Justificación académica**

76 Es importante que los alumnos exploren las funciones reflejas del sistema nervioso  
77 central y periférico, con la finalidad de que verifiquen los conocimientos teórico-  
78 conceptuales adquiridos durante el módulo. Además de que puedan desarrollar  
79 habilidades competentes en el manejo de animales como modelos biológicos vivos  
80 procurando en ello su bienestar, así como el uso adecuado de instrumentos y  
81 procedimientos básicos utilizados.

#### 82 **Objetivos**

83 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 84 • Reproducir las técnicas y procedimientos disponibles siguiendo la metodología  
85 descrita en el presente manual.

86 Para lo cual el alumno deberá:

- 87 • Confirmar o descartar la presencia de una alteración neurológica.  
88 • Localizar la alteración en una región específica del sistema nervioso y de sus  
89 funciones asociadas.  
90 • Conocer el inicio (agudo/crónico), curso o evolución (progreso o no), y simetría  
91 (lateralización o no) de la morfofuncionalidad nerviosa.

## 92 **Competencias a desarrollar**

93 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 94 • Manejar e inmovilizar animales procurando con ello evitar el maltrato y conservar  
95 su bienestar.  
96 • Utilizar los procedimientos de exploración evidenciando hacer uso eficiente de  
97 los mismos.  
98 • Interpretar, argumentar y explicar de forma analítica crítica los resultados  
99 derivados de la experiencia realizada, comunicándolos mediante reseñas e  
100 informes conforme al conocimiento teórico conceptuales previamente aprendido  
101 durante el módulo.

### 102 **1.1.1 Material y equipo.**

- 103 • Bata larga abotonada y de manga larga.  
104 • Cubrebocas.  
105 • Guantes de látex.

- 106 • Martillo de percusión (plexímetro).
- 107 • Estetoscopio.
- 108 • Lámpara de diagnóstico.
- 109 • Estuche básico de disección.
- 110 • Caninos propiedad de los estudiantes (de diferente edad, en óptimo estado de
- 111 salud y familiarizado con la convivencia del ser humano).

### 112 **1.1.2 Procedimiento**

- 113 1) Realice la toma de signos vitales de los caninos y obtenga indicadores cuali y
- 114 cuantitativos.
- 115 2) Elabore la historia clínica del paciente, en la cual debe:
  - 116 a. Precise la intensidad, la distribución, la duración y la frecuencia de signos
  - 117 manifestados por el animal, así como enfermedades, intervenciones,
  - 118 quirúrgicas, deformaciones y traumatismos.
  - 119 b. Determine si los signos neurológicos incluyen dolores en general,
  - 120 debilidad, falta de coordinación, trastornos sensitivos, desvanecimiento y
  - 121 confusión.
- 122 3) Evalúe el estado mental valorando el comportamiento y la actitud que presenta el
- 123 paciente.
- 124 4) Realice la exploración física enfocada en la evaluación del sistema nervioso. Se
- 125 examinan los nervios craneales, los nervios motores, los nervios sensitivos y sus
- 126 reflejos, al igual que la coordinación, la postura, el equilibrio, la función del
- 127 sistema nervioso autónomo y de ser posible el flujo de sangre al cerebro.

- 128 5) Evalúe correcta y objetivamente los 12 nervios craneales (pares craneales), es  
129 necesario que conozca la función y los reflejos relacionados a cada uno.
- 130 a. Reflejo del estornudo: Introduzca con precaución un objeto en la fosa  
131 nasal.
- 132 b. Reflejo de deglución: Ejercer presión digital sobre los cartílagos de la  
133 laringe.
- 134 c. Reflejo de la glotis o laríngeo: Introduzca una sonda intentando  
135 incorporarla a la tráquea, lo cual se tornará difícil ya que se cerrará la  
136 glotis; sin embargo, este procedimiento estimulará el reflejo.
- 137 d. Reflejo corneal: con un objeto cuidadosamente toque la córnea, el  
138 paciente no debe ver el objeto con el que se toca, de lo contrario no  
139 funcionara la prueba.
- 140 e. Reflejo de la masticación: Coloque un objeto entre el maxilar inferior y  
141 superior, el paciente responderá mordiéndolo.
- 142 f. Reflejo pupilar: Enfoque una luz al ojo, valora el comportamiento de la  
143 pupila y el parpadeo. Algunos de los escenarios que puede encontrar son:
- 144 • Miosis (contracción de pupila)
  - 145 • Midriasis (dilatación de pupila)
  - 146 • Anisocoria (asimetría pupilar)
  - 147 • Reflejo pupilar directo
  - 148 • Reflejo pupilar consensuado
- 149 6) Posteriormente realice la evaluación de los nervios motores, efectúe una  
150 inspección para detectar la presencia de modificaciones morfológicas y

151 funcionales en músculos somáticos mediante su flexión y extensión, también en  
152 contra de su resistencia.

153 7) En cuanto a los nervios sensitivos, por su características, puede evaluarlos  
154 mediante los reflejos, por ejemplo:

155 a. La valoración del reflejo rotuliano se realiza ubicando el tendón situado  
156 debajo de la rótula, el cual se golpea suavemente con un martillo de  
157 goma, lo que ocasiona que la pierna se flexione.

158 8) Para continuar con la valoración de los nervios motores, sensitivos y la función  
159 cerebral, realice la evaluación de coordinación, postura y marcha, donde tendrá  
160 que obligar al paciente a caminar y a tomar determinadas posturas.

161 9) Para valorar el sistema nervioso autónomo considere los problemas en las  
162 funciones simpáticas y parasimpáticas, como el aumento de la secreción gástrica  
163 o el reflejo vesical urinario.

164 10) Continúe con la valoración de los reflejos relacionados con los nervios espinales,  
165 siendo estos:

166 a. Reflejo de flexión del miembro anterior: valore de C6 a T1, pellizcando la  
167 piel de un dedo de la mano y observe la flexión de todas las articulaciones  
168 del miembro.

169 b. Reflejo de flexión del miembro posterior: valore de L6 a S1, pellizcando la  
170 piel de un dedo del pie, note como se produce una retracción de la  
171 extremidad, acompañada de una flexión de todas las articulaciones.

172 c. Reflejo patelar: se valora de L4 a L6, se sujeta la extremidad con la rodilla  
173 en posición fisiológica y al percutir el ligamento tibio rotuliano se observa  
174 extensión de la pierna.



- 175 d. Reflejo anal: se estimula la mucosa anal, observando la contracción del  
 176 esfínter.
- 177 e. Reflejo perineal: se estimula la piel de la región perineal y se observa la  
 178 contracción del esfínter anal.
- 179 f. Reflejo panicular: Se valora de C8 a T1 y de T2 a T3, se pinza la zona  
 180 dorso lateral a la columna vertebral en el tramo toraco-lumbar provocando  
 181 la contracción del músculo cutáneo del tronco.

182 11) Finalmente se valoran los reflejos relacionados con la sensibilidad superficial y  
 183 profunda. En este caso es necesario distinguir si la respuesta del animal a un  
 184 estímulo doloroso se debe a su sensibilidad profunda o a su sensibilidad  
 185 superficial.

186 **1.1.3 Actividad de Evaluación**

187 Al finalizar el alumno deberá realizar las siguientes actividades:

- 188 a) Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
 189 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
 190 equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y  
 191 bibliografía.
- 192 b) Conteste la siguiente tabla con lo que se le pide:

Instrucciones: Describa que nervios interactúan según el reflejo evaluado.	
Prueba	¿Qué nervios se evalúan?
Reflejo del estornudo	

Reflejo de deglución	
Reflejo de la glotis o laríngeo	
Reflejo corneal	
Reflejo de la masticación	
Reflejo pupilar	
Reflejo de flexión del miembro anterior	
Reflejo de flexión del miembro posterior	
Reflejo patelar	
Reflejo anal	
Reflejo perineal	
Reflejo panicular	

193

194 **1.2 Exploración y valoración de algunas variables del funcionamiento**

195 **cardiovascular.**

196 **Justificación académica**

197 Los alumnos deben explorar y auscultar los ruidos cardiacos y el pulso sanguíneo, con

198 la finalidad de que puedan verificar los conocimientos teórico-conceptuales adquiridos,

199 desarrollen habilidades competentes en el manejo de animales como modelos

200 biológicos vivos procurando en ello su bienestar, así como el uso adecuado de  
201 instrumentos y procedimientos básicos empleados.

## 202 **Objetivos**

203 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 204 • Reproducir las técnicas y procedimientos disponibles siguiendo la metodología  
205 descrita en el presente manual.

206 Para lo cual el alumno deberá:

- 207 • Obtener e interpretar resultados tomando como referentes los conceptos teórico-  
208 conceptuales estudiados en las unidades didácticas de la UEA.
- 209 • Elaborar y entregar un reporte de resultados.

## 210 **Competencias a desarrollar**

211 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 212 • Manejar e inmovilizar animales procurando con ello evitar el maltrato y conservar  
213 su bienestar.
- 214 • Utilizar los procedimientos de exploración evidenciando hacer uso eficiente de  
215 los mismos.
- 216 • Interpretar, argumentar y explicar de forma analítica crítica los resultados  
217 derivados de la experiencia realizada, comunicándolos mediante reseñas e  
218 informes conforme al conocimiento teórico conceptuales previamente aprendido  
219 durante el módulo.

220 **1.2.1 Material y equipo**

- 221 • Bata larga abotonada y de manga larga.
- 222 • Cubrebocas.
- 223 • Guantes de látex.
- 224 • Estetoscopio.
- 225 • Estuche básico de disección.
- 226 • Oxímetro de pulso veterinario marca XIGNAL con tecnología fotoeléctrica de
- 227 oxihemoglobina.
- 228 • Esfigmomanómetro eléctrico marca CONTEC08A VET.
- 229 • Canidos propiedad de los estudiantes (de diferente edad, en optimo estado de
- 230 salud y familiarizado con la convivencia del ser humano).

231 **1.2.2 Procedimiento**

232 1) Realice la inspección de las mucosas oral, conjuntival, prepucial, anal y vulvar,

233 evalúe:

- 234 • Color.
- 235 • Humectación.
- 236 • Secreciones.
- 237 • Integridad.
- 238 • Tiempo de llenado capilar.

239 2) Palpe el pulso arterial, con los dedos presione ligeramente la arteria femoral para

240 poder percibir las ondas pulsátiles y valore los siguientes parámetros:

- 241 • Forma.
- 242 • Amplitud.

- 243                   • Frecuencia.
- 244                   • Ritmicidad.
- 245 3) Con ayuda del Esfigmomanómetro evalúe la presión arterial, posteriormente
- 246       verifique la presión parcial de oxígeno utilizando el oxímetro de pulso.
- 247 4) Localice los focos de auscultación de lado derecho e izquierdo, una vez ubicados,
- 248       con ayuda del estetoscopio proceda a realizar la auscultación.
- 249                   • En el lado derecho, se encuentran los focos: tricúspide (T), la línea de
- 250                   articulación escapulohumeral (E-U) y línea de la articulación húmero-
- 251                   radio-cubital (U-R-U).
- 252                   • En el lado izquierdo se encuentran los focos pulmonar (P), aórtico (A),
- 253                   mitral (M), la línea de la articulación escapulohumeral (E-U) y la línea de
- 254                   articulación húmero-radio-cubital (U-R-U).

### 255       **1.2.3 Actividad de Evaluación**

256       Al finalizar el alumno deberá realizar las siguientes actividades:

- 257       a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el
- 258       laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y
- 259       equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y
- 260       bibliografía.
- 261       b. Elabore un mapa mental acerca de la evaluación de mucosas, siguiendo el
- 262       orden de inspección: color, humectación, secreciones, integridad, tiempo de
- 263       llenado capilar.

## 264 **1.3 Exploración física del sistema respiratorio**

### 265 **Justificación académica**

266 Los alumnos deben ejecutar la exploración física y la auscultación de ruidos  
267 respiratorios, con la finalidad de que puedan verificar los conocimientos teórico-  
268 conceptuales adquiridos, desarrollen habilidades competentes en el manejo de  
269 animales como modelos biológicos vivos procurando en ello su bienestar, así como el  
270 uso adecuado de instrumentos y procedimientos básicos empleados.

### 271 **Objetivos**

272 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 273 • Reproducir las técnicas y procedimientos disponibles siguiendo la metodología  
274 descrita en el presente manual.

275 Para lo cual el alumno deberá:

- 276 • Obtener e interpretar resultados tomando como referentes los conceptos teórico-  
277 conceptuales estudiados en las unidades didácticas de la UEA.
- 278 • Elaborar y entregar un reporte de resultados.

### 279 **Competencias a desarrollar**

280 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 281 • Manejar e inmovilizar animales procurando con ello evitar el maltrato y conservar  
282 su bienestar.

- 283 • Utilizar los procedimientos de exploración evidenciando hacer uso eficiente de  
284 los mismos.
- 285 • Interpretar, argumentar y explicar de forma analítica crítica los resultados  
286 derivados de la experiencia realizada, comunicándolos mediante reseñas e  
287 informes conforme al conocimiento teórico conceptuales previamente aprendido  
288 durante el módulo.

### 289 **1.3.1 Material y equipo**

- 290 • Bata larga abotonada y de manga larga.
- 291 • Cubrebocas.
- 292 • Guantes de látex.
- 293 • Estetoscopio.
- 294 • Estuche básico de disección.
- 295 • Oxímetro de pulso veterinario marca XIGNAL con tecnología fotoeléctrica de  
296 oxihemoglobina.
- 297 • Canidos propiedad de los estudiantes (de diferente edad, en optimo estado de  
298 salud y familiarizado con la convivencia del ser humano).

### 299 **1.3.2 Procedimiento**

- 300 1) Para comenzar la exploración física del sistema respiratorio, realice la  
301 exploración de las vías respiratorias altas, para ello inspeccione la nariz,  
302 visualice el aspecto, forma, tamaño, presencia de lesiones y deformidades.
- 303 2) Además, valore la presencia de signos como estornudos, tos, disnea,  
304 secreciones nasales y epistaxis.

- 305 3) Realice la inspección audiovisual de la respiración, tome la frecuencia, el ritmo,  
306 el tipo, profundidad y la simetría de los movimientos de la pared torácica. En  
307 caso de haber disnea, debe identificar si es inspiratoria o espiratoria.
- 308 4) Proceda a interpretar los patrones respiratorios anómalos, puede encontrar cinco  
309 casos:
- 310 • Respiración rápida y profunda.
  - 311 • Respiración lenta y profunda.
  - 312 • Respiración rápida y superficial.
  - 313 • Respiración lenta y superficial.
  - 314 • Respiración de Cheyne-Stokes.
- 315 5) Identifique la presencia de ruidos respiratorios anómalos como tos, distinga si es  
316 productiva o no productiva.
- 317 6) Identifique las regiones naturales del dorso y tórax, posteriormente palpe el tórax  
318 en busca de fracturas de costillas, heridas, enfisema subcutáneo, edema  
319 subcutáneo y dolor torácico.
- 320 7) Procurando un lugar tranquilo y sin ruidos, utilice el estetoscopio para realizar la  
321 auscultación, ya que indicará la naturaleza y localización de los pulmones.  
322 Identifique los ruidos respiratorios, su frecuencia, intensidad y duración. Los  
323 ruidos respiratorios normales son suaves a modo de soplo; más largos e  
324 intensos durante la inspiración que en la espiración y son audibles sobre la  
325 tráquea y pulmones.
- 326 8) Finalmente, realice la técnica de percusión para la detección de lesiones  
327 pleurales o del parénquima superficial y determine si existen áreas de aumento



328 de la resonancia o de matidez que pueden indicar presencia de lesiones. Ejecute  
329 esta evaluación por medio de la técnica indirecta, utilizando la falange distal  
330 como plexímetro y manténgalo en continuo contacto con la pared torácica. El  
331 dedo plexor debe de mantener un ángulo de 45° en relación con el dedo  
332 plexímetro para realizar la percusión.

### 333 1.3.3 Actividad de evaluación

334 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

335 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
336 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
337 equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y  
338 bibliografía.

339 b. Complete la siguiente tabla según lo que se le pide:

Instrucciones: Agregue una breve descripción según el ruido respiratorio señalado, sea objetivo y evite ambigüedades.	
Ruido	Descripción
Estertores	
Subcrepitantes	
Crepitantes	
Sibilancias	
Ruidos de rose pleural	

Ruidos anómalos transmitidos de las vías respiratorias altas.	
---	--

340

341 **1.4 Anatomía exterior e interior en animales domésticos: Anatomía**  
342 **topográfica.**

343 **Justificación académica**

344 El conocimiento de la anatomía topográfica en animales domésticos es importante  
345 dentro de la formación del estudiante de medicina veterinaria y zootecnia, ya que le  
346 permite identificar correctamente las estructuras que componen a un organismo y le  
347 otorga herramientas para poder expresar correctamente la localización de estas.  
348 Además, el conocimiento y observación de las estructuras en el animal sano ayudará a  
349 los alumnos a identificar en un futuro la presencia de alteraciones en el organismo.

350 **Objetivos**

351 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 352 • Comprender la importancia de la anatomía veterinaria y localizar las diferentes  
353 partes y secciones que organizan a los animales domésticos.

354 Para lo cual el alumno deberá:

- 355 • Ubicar las regiones anatómicas exteriores de los animales domésticos.  
356 • Orientar mediante planos anatómicos y de direccionalidad a los animales  
357 domésticos.

- 358 • Localizar y agrupar las cavidades anatómicas y los sistemas de control en los  
359 animales domésticos.

## 360 **Competencias a desarrollar**

361 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 362 • Ubicar y seccionar las diferentes partes de un animal doméstico de elección.  
363 • Considerará la anatomía exterior, los planos anatómicos de direccionalidad y la  
364 anatomía interna.

### 365 **1.4.1 Materiales y equipo**

- 366 • Modelos anatómicos de cerdo, vaca, esqueleto de rumiante y ave.

### 367 **1.4.2 Procedimiento**

- 368 1) Para comenzar, localice las partes anatómicas exteriores que distinguen a los  
369 animales domésticos.  
370 2) Ubique los principales huesos que conforman el esqueleto de los animales  
371 domésticos.  
372 3) Sitúe los planos anatómicos y de direccionalidad de los animales domésticos.  
373 4) Finalmente, localice las cavidades anatómicas, posteriormente los órganos y  
374 sistemas que las componen.

### 375 **1.4.3 Actividad de evaluación**

376 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- 377 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en  
378 el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales

379 y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y  
380 bibliografía.

381 b. Elabore un cuadro ilustrando los distintos tipos de anatomía, incluyendo  
382 anatomía exteriorista topográfica e interna, utilizando distintos tipos de  
383 modelos animales. En el mismo, deberá escribir las particularidades  
384 anatómicas entre especies.

385

## 386 **1.5 Ósmosis.**

### 387 **Justificación académica**

388 Al realizar una práctica sobre osmosis se lleva a los estudiantes de un plano teórico a  
389 uno visual sobre el comportamiento del agua a través de las membranas, esto los  
390 ayuda a terminar de comprender este proceso en distintas soluciones, con la finalidad  
391 de otorgarles el entendimiento necesario para la toma de decisiones en cuanto a  
392 fluidoterapia se refiere.

### 393 **Objetivos**

394 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 395 • Experimentar y comprender el proceso físico de ósmosis en células de papa y  
396 relacionarlo con células animales.

397 Para lo cual el alumno deberá:

- 398 • Comprender la importancia de la ósmosis en la fisiología de los animales.

399 • Identificar las características de las soluciones hipertónicas.

400 • Identificar las características de las soluciones hipotónicas.

401 • Identificar las características de las soluciones isotónicas.

## 402 **Competencias a desarrollar**

403 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

404 • Relacionar el proceso de la ósmosis con la fisiología de las células y por  
405 consiguiente el funcionamiento de los tejidos y órganos.

### 406 **1.5.1 Materiales y equipo**

407 Material para osmosis en células vegetales:

408 • 3 vasos de plástico o vidrio del mismo tamaño (tamaño mediano)

409 • Agua

410 • Una papa

411 • 250g de sal

412 • 1 cuchara

413 • 1 chuchillo

414 • 1 hoja de papel

415 • 1 marcador o algo similar para identificar.

416 Material para osmosis en células animales:

417 • Bata, guantes

418 • Alcohol etílico

419 • Torundas

- 420 • Aguja Vacutainer
- 421 • Adaptador vacutainer
- 422 • Tubo vacutainer con anticoagulante
- 423 • Portaobjetos
- 424 • Pipeta
- 425 • Puntas pipeta
- 426 • Microscopio
- 427 • Soluciones de NaCl al 2%, al 0.9% y al 0.5%
- 428 • Agua destilada
- 429 • Gradilla
- 430 • Animal (conejo, perro)

### 431 **1.5.2 Procedimiento**

#### 432 **Osmosis en células vegetales**

- 433 1) Coloque agua en los 3 vasos hasta  $\frac{3}{4}$  partes de su capacidad
- 434 2) Vaso 1: agregue de media a una cucharada de sal (dependerá del tamaño de su  
435 vaso) y mezcle.
- 436 3) Vaso 2: agregue el resto de sal y mezcle.
- 437 4) Vaso 3: no le agregue sal.
- 438 5) Corte 3 rodajas iguales de papa, asegúrese que tengan el mismo tamaño y  
439 grosor
- 440 6) A cada vaso, adicione una rodaja de papa y observe que sucede.
- 441 7) El experimento dura 48hr, pero debe evaluar cada 24hr, de manera que tendrás  
442 observaciones y resultados a las 24 y 48hr.

### 443 **Osmosis en células animales**

444 1) Extraiga sangre por punción venosa colocando la aguja con el bisel hacia arriba  
445 en un Angulo de menos de 45 grados con respecto a la vena; extraiga la sangre  
446 (un total de 3 mL). El responsable de la práctica será el encargado de realizar la  
447 toma de sangre. Se puede obtener sangre de un conejo a través de la vena o  
448 arteria de la oreja y la vena cefálica en perros. Obtenga al menos 2 mL de  
449 sangre.

450 2) Numere los tubos de ensayo en una gradilla y agregue 2 mL de la solución que  
451 se indica: 1- NaCl al 2%. 2- NaCl al 0.9%. 3- NaCl al 0.5%. 4- Agua destilada.

452 3) Agregue 4 gotas de sangre en cada tubo y mezcla suavemente hasta tener una  
453 suspensión uniforme.

454 4) Deje reposar entre 15-20 minutos.

455 5) Pasado el tiempo mezcle suavemente, posteriormente con una micropipeta o un  
456 gotero o cuentagotas coloque una gota de cada solución en un portaobjetos;  
457 cubra con el cubreobjetos y examine las preparaciones al microscopio.

### 458 **1.5.3 Actividad de evaluación**

459 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

460 a. Realice un reporte de práctica, el cual contenga: datos del alumno, breve  
461 introducción, objetivo general, materiales, procedimiento (documentado),  
462 resultados (qué se observó en cada uno de los vasos de papa), conclusión y  
463 referencias. Dentro del reporte redacte una comparación entre cada muestra  
464 (vaso 1-3) e identifique cuál de los vasos es una solución isotónica, hipertónica e

465 hipotónica. Anexe el cuestionario, las observaciones de lo sucedido con las  
466 células animales y el ejercicio.

467 b. Conteste el siguiente cuestionario:

468 1. ¿Qué es ósmosis?

469 2. ¿Qué es una solución hipotónica?

470 3. ¿Qué es una solución hipertónica?

471 4. ¿Qué es una solución isotónica?

472 5. ¿Cuál de los 3 vasos tiene una solución isotónica y por qué?

473 6. ¿Cuál de los 3 vasos tiene una solución hipertónica y por qué?

474 7. ¿Cuál de los 3 vasos tiene una solución hipotónica y por qué?

475 8. En tu práctica, ¿Cuál es el solvente, el soluto y la membrana  
476 semipermeable?

477 9. ¿Cómo se relaciona la práctica de ósmosis con células animales?

478 10. ¿En qué procesos fisiológicos del animal es importante la ósmosis?

479 11. ¿Explica la distribución de los líquidos corporales en los animales?

480 12. ¿Qué relación tiene la ósmosis con los líquidos corporales en los  
481 animales?

482 c. Observe y describa lo que sucedió en cada tubo de células animales y redacte  
483 una explicación relacionándolo con el proceso de ósmosis a nivel fisiológico.

484 d. Resuelva el siguiente ejercicio:

485 Si un perro fue atropellado y se diagnostica con edema pulmonar (acumulación  
486 de líquidos en los pulmones) a causa del traumatismo. El veterinario  
487 inmediatamente indica tratarlo con fluidoterapia (solución de glucosa hipertónica



488 al 20%). Explica cuál es la explicación de haber indicado este tratamiento basado  
489 en tus conocimientos de osmolaridad y fisiología.

490

491 **1.6 Valoración de constantes fisiológicas en reposo y después de alguna**  
492 **actividad en animales domésticos.**

493 **Justificación académica**

494 La práctica busca que los alumnos desarrollen y afinen su oído para distinguir las  
495 constantes fisiológicas del animal en reposo y después de haber realizado una  
496 actividad. De la misma manera se espera que los alumnos puedan relacionar lo que  
497 auscultan con los procesos fisiológicos involucrados y de esta manera dar una  
498 explicación según la raza, edad, etapa fisiológica y sexo del paciente. Además de que  
499 en un futuro puedan distinguir y diferenciar estos parámetros con los que se presentan  
500 en un estado patológico o bajo los efectos de fármacos.

501 **Objetivos**

502 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 503 • Relacionar y explicar las variaciones en las constantes fisiológicas en reposo y  
504 después de alguna actividad o manejo con los procesos fisiológicos en animales  
505 domésticos.

506 Para lo cual el alumno deberá:

- 507 • Tomar la frecuencia cardiaca en reposo y después de alguna actividad en un  
508 animal doméstico

- 509 • Tomar la frecuencia respiratoria en reposo y después de alguna actividad en un
- 510 animal doméstico
- 511 • Tomar la temperatura en reposo y después de alguna actividad en un animal
- 512 doméstico
- 513 • Explicar fisiológicamente las constantes fisiológicas obtenidas en reposo en un
- 514 animal doméstico
- 515 • Explicar fisiológicamente las variaciones en las constantes fisiológicas en un
- 516 animal doméstico después de alguna actividad o manejo.

### 517 **Competencias a desarrollar**

518 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 519 • Realizar la toma e interpretar las constantes fisiológicas en reposo y después de
- 520 una actividad o manejo.
- 521 • Comprender las variaciones en las constantes en un animal tranquilo y en un
- 522 animal excitado para explicar fisiológicamente los cambios observados.

### 523 **1.6.1 Material y equipo**

- 524 • Estetoscopio
- 525 • Bata de laboratorio
- 526 • Termómetro digital
- 527 • Jeringas\*
- 528 • Ivermectina inyectable\*
- 529 • Torundas con alcohol\*
- 530 • Bata de laboratorio

- 531 • Canidos propiedad de los estudiantes (de diferente edad, en optimo estado de  
532 salud y familiarizado con la convivencia del ser humano).

533 \*Materiales empleados por el profesor durante la práctica

### 534 1.6.2 Procedimiento

- 535 1) Para comenzar se recopile datos del paciente (edad, raza, talla).  
536 2) En reposo: tranquilice al animal, acarícielo y realice muestras de afecto para que  
537 se sienta cómodo. Realice la toma de constantes fisiológicas.  
538 3) En ejercicio: debe pasear, trotar con el animal o sométalo a algún manejo.  
539 Realice la toma de constantes fisiológicas. Para el manejo puede optar por  
540 desparasitar al animal con ivermectina (este procedimiento lo debe realizar el  
541 responsable de la práctica).  
542 4) Realice la toma 3 veces y registre la información en la siguiente tabla:

Constantes fisiológicas de un animal en reposo y expuesto a ejercicio o manejo.						
#	Reposo			Ejercicio o manejo		
	FC	FR (P/min)	T (C°)	FC	FR	T (C°)
1						
2						
3						

543

### 544 1.6.3 Actividad de Evaluación

545 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- 546 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
547 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
548 equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- 549 b. Explique fisiológicamente, mediante un esquema, las constantes fisiológicas en  
550 un animal relajado.
- 551 c. Explique fisiológicamente, mediante un esquema, las constantes fisiológicas en  
552 un animal activo o estresado.
- 553 d. Explique fisiológicamente, mediante un esquema, el mecanismo de acción de la  
554 ivermectina en el animal de compañía.
- 555 e. Realice una tabla que describa los rangos fisiológicos normales en animales  
556 domésticos.

## 557 **Bibliografía**

- 558 Arredondo, R. J., Domínguez, C. R. G., Rodríguez, C. E. (2019). Manual de prácticas  
559 Anatomía II. México: Universidad Autónoma del Estado de México.
- 560 Corominas, J. (2010). Patatas y Huevos Osmóticos. Revista Eureka sobre Enseñanza y  
561 Divulgación de las Ciencias, 7(1), pp. 151-157.
- 562 Fernández, G. N. E. (2015), Manual De Laboratorio De Fisiología. México: McGraw Hill  
563 Education.
- 564 González, C. A., Fernández, M. N., Sahagún, P. A., García, V. J., Díez, L. M. J.,  
565 Tamame, M. P. P., Sierra, V. M. (2010). Seguridad de la ivermectina: toxicidad y  
566 reacciones adversas en diversas especies de mamíferos. Revista MVZ Córdoba,  
567 15(2), pp. 2127-2135.

568 Olmedo, P. G. (2014), Manual de Prácticas de Anatomía Descriptiva Veterinaria y  
569 Disecciones, México: Universidad Veracruzana.

570 Plendl, J., Bahramsoltani, M., Gemeinhardt, O., Hünigen, H., Käßmeyer, S. and  
571 Janczyk, P. (2009). Active Participation Instead of Passive Behaviour Opens Up  
572 New Vistas in Education of Veterinary Anatomy and Histology. Anatomia.  
573 Histologia, Embryologia, 38, pp. 355-360.

574 Tiskow, G. (2006), Lecciones Básicas de Fisiología: El Fenómeno de la Ósmosis,  
575 Venezuela: Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado.

576

577

578

## 579 **2. Manejo Nutricional y Alimentario de los Animales**

580 Al momento de la elaboración del presente manual, el módulo de Manejo Nutricional y  
581 Alimentario de los Animales se encuentra en la identificación, recopilación y consenso  
582 de las prácticas de laboratorio llevadas a cabo durante el módulo. Por lo tanto, en esta  
583 edición no fueron abordadas.

584

585

586

587

588

589

590

591

592

593

594

595 **3. Preservación del Bienestar Animal / Manejo de la Fauna silvestre**

596 El módulo de preservación del bienestar animal y manejo de la fauna silvestre  
597 contempla únicamente prácticas de campo, dichas actividades permanecen fuera de los  
598 alcances e intereses de este manual, por lo tanto, no se abordan.

599

600

601

602

603

604

605

606

607

608

609

610

611

#### 612 **4. Interpretación de Lesiones Anatomopatológicas**

613 Cyndi Gabriela Hernández Coronado

614 Osvaldo López Díaz

#### 615 **Introducción**

616 La Patología es una ciencia que relaciona los conocimientos básicos con la práctica  
617 clínica. Comprende el estudio de las alteraciones estructurales y funcionales en células,  
618 tejidos y órganos durante la enfermedad, y se basa en el reconocimiento de lesiones  
619 macroscópicas, y microscópicas para relacionarlas con los agentes causales de  
620 enfermedad en un organismo animal. El reconocimiento de estas lesiones es  
621 fundamental para la práctica del médico veterinario en lo que respecta al diagnóstico de  
622 las enfermedades de los animales, así como en la identificación de las enfermedades  
623 en las poblaciones para así sugerir alternativas de solución con relación a la  
624 problemática de la salud animal en el contexto de su competencia profesional (Gutiérrez  
625 *et al.*, 2015). Dentro de la patología el alumno de medicina veterinaria puede lograr

626 identificar las alteraciones morfológicas de células y tejidos en respuesta a un estímulo  
627 patológico, diferenciar los principales trastornos circulatorios, así como los trastornos  
628 inmunomediados, la respuesta inflamatoria y las anomalías en la diferenciación de  
629 los tejidos (Sánchez *et al.*, 2014). En esta sección se abordan las prácticas  
630 concernientes a la identificación de células y tejidos para su evaluación, con la finalidad  
631 de reforzar e interrelacionar los conocimientos aportados durante el módulo, para que  
632 así el alumno pueda desarrollar habilidades técnicas que le servirán en su desarrollo  
633 clínico o científico.

#### 634 **4.1 Desarrollo de habilidades para el uso y cuidado del microscopio durante el** 635 **diagnóstico anatomopatológico.**

##### 636 **Justificación académica**

637 En la actualidad el médico veterinario tiene acceso a equipos de laboratorio como el  
638 microscopio para examinar muestras biológicas dirigidas a diagnóstico inmediato o  
639 mediato, una de las principales muestras de diagnóstico anatomopatológico rápido son  
640 las preparaciones citológicas las cuales cada vez están más difundidas debido a ser  
641 poco invasivas, seguras, rápidas y económicas, debido a esto es indispensable que el  
642 médico veterinario muestre un adecuado manejo del microscopio para funja como un  
643 apoyo en la realización de diagnósticos certeros.

##### 644 **Objetivos**

645 La realización de la practica tiene por objetivo que el alumno logre:



- 646 • Generar destrezas y habilidades para ejecutar correctamente la técnica de  
647 enfoque de preparaciones fijas con la finalidad de poder realizar la examinación  
648 de estas.

649 Para lo cual el alumno deberá:

- 650 • Establecer hábitos de manejo y limpieza de los microscopios que disminuyan las  
651 incidencias de afectaciones al equipo originadas por un inadecuado manejo.

## 652 **Competencias a desarrollar**

653 Al finalizar la practica el alumno será capaz de:

- 654 • Identificar adecuadamente el sistema mecánico del microscopio.  
655 • Identificar adecuadamente el sistema óptico del microscopio.  
656 • Ejecutar adecuadamente la técnica microscópica.  
657 • Realizar adecuadamente la limpieza, cuidado y transporte del microscopio

### 658 **4.1.1 Materiales y Equipo**

- 659 • Microscopios de luz.  
660 • Preparaciones citológicas individuales.  
661 • Preparaciones histopatológicas individuales.  
662 • Aceite de inmersión.  
663 • Papel limpia lentes.

### 664 **4.1.2 Procedimiento**

#### 665 **Identificación del equipo**

- 666 1) Identifique los componentes del sistema mecánico del microscopio.

667 2) Identifique los componentes del sistema mecánico del microscopio.

668 **Técnica para el enfoque de preparaciones fijas**

669 1) Revise que el equipo esté conectado al regulador.

670 2) Verifique que el regulador de la lámpara se encuentra en la menor intensidad.

671 3) Encienda el microscopio.

672 4) Ajuste la apertura de los oculares a la distancia adecuada de sus ojos hasta  
673 observar sólo un círculo (campo).

674 5) Coloque la platina en la posición más baja

675 6) Revise que el condensador se encuentre en la posición más alta.

676 7) Verifique que el revolver se encuentre con el objetivo de 40X en posición de  
677 visualización.

678 8) Coloque la preparación fija con el cubreobjetos hacia arriba sobre la platina,  
679 sujetando el portaobjetos con la presilla.

680 9) Centre la muestra biológica sobre el condensador del microscopio.

681 10) Mueva el tornillo macrométrico para subir la platina hasta obtener una imagen  
682 difuminada con colores.

683 11) Mueva el tornillo micrométrico para dar nitidez a la imagen.

684 12) Cambie de objetivo moviendo solamente el revolver (10X, 40X, 100X)

685 13) Ajuste la nitidez con el tornillo micrométrico.

686 14) Una vez enfocada la preparación fija realice la compensación de dioptrías.

687 15) Revise la preparación fija recorriendo el carro de la platina adelante, atrás,  
688 derecha e izquierda.

689 16) Para retirar la laminilla regrese la preparación a la zona central.

690 17)Regrese al objetivo 40X con movimientos del revolver. En caso de haber  
691 utilizado aceite de inmersión limpie los objetivos con papel limpia lentes haciendo  
692 movimientos circulares y cambiando la sección del papel limpia lentes hasta que  
693 este no se impregne de aceite.

694 18)Baje la platina hasta el fondo.

695 19)Retire la preparación moviendo la presilla.

696 20)Baje la intensidad de la luz al mínimo.

697 21)Apague el equipo

698 22)Coloque la funda del microscopio.

#### 699 **Transporte del microscopio**

700 1) Envuelva el cable para evitar que el personal pueda tropezar.

701 2) Sujete el microscopio con una mano en la base o pie y la otra mano sobre el  
702 brazo del microscopio.

703 3) Colóquelo en un sitio seguro, específico para su almacenamiento.

#### 704 **4.1.3 Actividad de Evaluación**

705 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

706 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
707 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
708 equipo, procedimiento, una breve discusión (señalando la importancia del buen  
709 manejo del microscopio), conclusión y bibliografía.

710 b. Dibuje un microscopio y a manera de esquema coloque el nombre de sus  
711 componentes tanto ópticos como mecánicos, así como su función.

712 **4.2 Identificación de tejidos.**

713 **Justificación académica**

714 El conocimiento e identificación de los diferentes tejidos que conforman al animal vivo  
715 ayuda a los estudiantes a aprender sobre la distribución y conformación microscópica  
716 de los distintos órganos de un sistema vivo. De la misma manera genera las bases para  
717 el futuro estudio e identificación de patologías, generando así competencias  
718 profesionales que pueden ser útiles en la vida profesional de los futuros médicos  
719 veterinarios zootecnistas.

720 **Objetivos**

721 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 722 • Visualizar e identificar los cuatro principales tipos de tejidos animales en cortes  
723 histológicos de muestras biológicas.

724 Para lo cual el alumno deberá:

- 725 • Identificar los diferentes tipos de tejido epitelial en diversas muestras de cortes  
726 histológicos.
- 727 • Identificar el tejido conectivo en diversas muestras de cortes histológicos.
- 728 • Identificar los diversos tipos de tejido muscular en diversas muestras de cortes  
729 histológicos.

730 **Competencias a desarrollar**

731 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 732 • Conocer sobre la anatomía y organización de los diferentes tipos de tejidos para  
733 comprender su conformación en el animal sano, con la finalidad de poder  
734 diferenciarlos en un estado patológico.

#### 735 **4.2.1 Material y equipo**

- 736 • Bata de laboratorio.
- 737 • Microscopio óptico.
- 738 • Laminillas de:
  - 739 ○ Ovario.
  - 740 ○ Intestino.
  - 741 ○ Arteria.
  - 742 ○ Piel.
  - 743 ○ Tendón.
  - 744 ○ Hueso.
  - 745 ○ Músculo esquelético.
  - 746 ○ Músculo cardiaco.
  - 747 ○ Músculo liso.

#### 748 **4.2.2 Procedimiento**

- 749 1) El responsable de la práctica explicará el funcionamiento del microscopio óptico.
- 750 2) Comience a visualizar cada una de las laminillas con los tejidos mencionados.
- 751 3) Realice anotaciones y tome fotografías para documentar su práctica.
- 752 4) En caso de haberlas, el profesor resolverá las dudas.

#### 753 **4.2.3 Actividad de evaluación**

754 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- 755 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
756 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
757 equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- 758 b. Realizar un esquema de cada tipo de tejido visualizado y explicar cuál o cuáles  
759 tipos de tejidos conforman cada corte histológico.

760

### 761 **4.3 Recolección y manejo de muestras citológicas**

#### 762 **Justificación académica**

763 La citología es una técnica de diagnóstico rápida, sencilla y económica, normalmente  
764 con un riesgo mínimo para el paciente. Son muchos los casos en que debe llevarse a  
765 cabo un diagnóstico concreto, la información que proporciona una citología es útil para  
766 escoger las pruebas adicionales que ofrecerán el diagnóstico definitivo.

#### 767 **Objetivos**

768 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 769 • Realizar de manera eficiente la recolección y manejo de muestras citológicas.

#### 770 **Competencias a desarrollar**

771 Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- 772 • Identificar el tipo de recolección de muestra citológica según sea el caso y la  
773 necesidad del tejido o masa a evaluar.

- 774 • Realizar adecuadamente la preparación de las laminillas para su observación e  
775 interpretación citológica.

#### 776 **4.3.1 Materiales y equipo**

- 777 • Bata blanca abotonada.
- 778 • Cubrebocas.
- 779 • Guantes de látex.
- 780 • Microscopio.
- 781 • Portaobjetos.
- 782 • Gasas estériles.
- 783 • Agujas (21-25 G).
- 784 • Jeringas (3-13 mL).
- 785 • Tinción Diff-Quik
- 786 • Masa o tejidos extraídos quirúrgica y correctamente refrigerados.

#### 787 **4.3.2 Procedimiento**

##### 788 **Recolección de las muestras**

##### 789 **Improntas tisulares**

- 790 1) Con una gasa estéril seque el tejido a ser improntado, elimine en lo posible la  
791 sangre y el fluido tisular, para evitar diluir el material de diagnóstico y de esta  
792 manera impedir que las células se adhieran al portaobjetos.
- 793 2) Presione generosamente un portaobjetos contra el tejido o lesión una o más  
794 veces para hacer contacto y poder realizar la impronta.

795 3) En caso de que la impronta produzca muy pocas células, realice el raspado  
796 tisular.

### 797 **Raspados tisulares**

798 1) Con el filo de un escalpelo raspe el tejido varias veces hasta que recoja una  
799 pequeña cantidad de material en el filo.

800 2) Extienda el material recogido a lo largo de un portaobjeto para poder realizar el  
801 frotis.

### 802 **Aspiración con aguja fina:**

803 1) Use la aspiración con aguja fina en caso de tratarse de lesiones localizadas en  
804 tejidos profundos o masas.

805 2) Inserte una aguja (21-25 gauges) unida a una jeringuilla (3-12 mL) dentro del  
806 tejido o masa.

807 3) Aplique presión negativa retirando el émbolo hasta tres cuartas partes del  
808 volumen de la jeringuilla, redireccione la aguja varias veces para obtener  
809 muestras de múltiples áreas del tejido o masa.

810 4) Recuerde que a no ser que se trate de una masa llena de fluido, el material  
811 aspirado se encontrará en la aguja, pero no será visible en la jeringuilla.

812 5) En caso de observar sangre en la jeringuilla anule inmediatamente la presión  
813 negativa para evitar la dilución del material aspirado con células sanguíneas.

814 6) Antes de retirar la aguja, anule la presión negativa para evitar la contaminación  
815 de la muestra.

816 7) Separe la aguja de la jeringuilla, aspire aire al interior de la jeringuilla y vuelva a  
817 insertar la aguja. coloque la aguja contra un portaobjetos de cristal.



818 8) Coloque la aguja contra un portaobjetos y ponga el material aspirado sobre el  
819 mismo para la realización del frotis.

## 820 **Manejo de las muestras**

### 821 **Preparación del frotis**

- 822 1) Sitúe un segundo portaobjetos encima del portaobjetos que contiene la muestra.
- 823 2) Separe los dos portaobjetos obteniendo dos frotis. Considere que el peso del  
824 portaobjetos es suficiente para extender el material, si ejerce una presión  
825 excesiva en el momento de esparcir el material las células pueden lisarse.
- 826 3) En el caso del frotis de aguja, prepárelo usando la aguja de la jeringuilla y saque  
827 el material aspirado hacia fuera en varias direcciones para producir un frotis en  
828 forma de estrella.
- 829 4) Realice una tinción tipo Romanowsky (Diff-Quik) para poder visualizar las células  
830 al microscopio.

### 831 **4.3.3 Actividad de evaluación**

832 Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- 833 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
834 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
835 equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

## 836 **4.4 Protocolo de necropsias**

### 837 **Justificación académica**

838 La realización de la práctica servirá para que el estudiante comprenda e interprete las  
839 causas y consecuencias de los cambios morfológicos ocurridos en el ejemplar  
840 ocasionados por alguna enfermedad.

#### 841 **Objetivos**

842 La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- 843 • Seleccionar los métodos y procedimientos para realizar necropsias en animales.

844 Para lo cual el alumno deberá:

- 845 • Demostrar actitudes inherentes al uso de indumentaria adecuada, equipo y  
846 comportamiento durante la realización de la necropsia.
- 847 • Identificar lesiones de patología macroscópica.
- 848 • Correlacionar los datos clínicos con los hallazgos de necropsia a nivel  
849 macroscópico y microscópico.
- 850 • Aplicar las regulaciones vigentes para la disposición de cadáveres y órganos, así  
851 como residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI).

#### 852 **Competencias a desarrollar**

853 Al finalizar la practica el alumnos será capaz de :

- 854 • Seleccionar los métodos y procedimientos correctos para realizar la necropsia.
- 855 • Aplicar y mantener las actitudes inherentes al uso de indumentaria adecuada,  
856 equipo y comportamiento durante la realización de la necropsia.
- 857 • Identificar las lesiones macroscópicas y correlacionar los datos clínicos con los  
858 hallazgos a la necropsia.

- 859 • Aplicar las regulaciones vigentes para la disposición de cadáveres y órganos, así  
860 como residuos peligrosos biológicos infecciosos.

861 **4.4.1 Materiales y equipo**

- 862 • Bolsa roja para RPBI
- 863 • Bolsa amarilla para RPBI
- 864 • Recipiente para punzocortantes RPBI
- 865 • Cegueta
- 866 • Overol
- 867 • Botas
- 868 • Mandil
- 869 • Guantes de látex o nitrilo
- 870 • Guantes de hule
- 871 • Cubrebocas
- 872 • Careta
- 873 • Cofia
- 874 • Pinzas con dientes y sin dientes
- 875 • Tijeras rectas
- 876 • Estilete
- 877 • Sonda acanalada
- 878 • Cuchillo
- 879 • Tabla

880 **4.4.2 Procedimiento**

881 **Inspección externa**

882 1) Examine el cadáver detenidamente en busca de:

- 883 a. Marcas
- 884 b. Tatuajes
- 885 c. Heridas
- 886 d. Presencia de ectoparásitos

887 2) Examine el cadáver y determine:

- 888 a. Color
- 889 b. Sexo
- 890 c. Condición general
- 891 d. Estado corporal
- 892 e. El estado de mucosas

893 3) Finalmente inspeccione los orificios naturales, en busca de la presencia de  
894 exudados, fluidos y diarrea.

895 **Inspección primaria**

896 1) Coloque el cadáver en posición decúbito dorsal.

897 2) Realice una incisión a lo largo de la línea media, desde la unión de la rama  
898 mandibular hasta la sínfisis pública. Debe rodear el cordón umbilical si se trata  
899 de crías, el pene en machos y la glándula mamaria en hembras lactantes.

900 3) Separe la piel y realice cortes perpendiculares a la línea media en la región axilar  
901 e inguinal, separe las fascias y músculos escapulares, así como las dos  
902 articulaciones coxofemorales, respectivamente.

903 4) Separe la piel de cada lado hasta llegar a la región de la columna y revise el  
904 tejido subcutáneo, los músculos y los linfonodos explorables.

905 5) Revise las articulaciones y las superficies articulares.

#### 906 **Región del cuello**

907 1) Realice dos cortes paralelos a lo largo de la parte interna de las ramas del  
908 maxilar inferior.

909 2) Llegue a la cavidad oral y extraiga la lengua jalándola en dirección del cuello.

910 3) Desarticule los huesos hioides y examine la mucosa de la cavidad, los dientes, la  
911 laringe y faringe, así como los linfonodos submaxilares, retrofaríngeos,  
912 parotídeos y la glándula parótida.

913 4) Jale la lengua hacia atrás, corte los músculos del cuello a lo largo del trayecto de  
914 la tráquea, examine la tiroides y paratiroides.

#### 915 **Cavidad torácica**

916 1) Constata la presencia de vacío de la cavidad torácica, con una pequeña incisión  
917 en el diafragma y revise que los pulmones colapsen.

918 2) Corte con el cuchillo sobre la región costochondral, desde la región de manubrio  
919 hasta la región xifoidea, o bien desde la última costilla hasta la primera lo más  
920 pegado a la columna vertebral, de ser necesario utilice la cegueta.

921 3) Corte el diafragma y desprenda las adherencias del pericardio con el esternón.

922 4) Revise los órganos *in situ*, revise si hay presencia de líquidos, adherencias,  
923 exudados, neoplasias, etc.

924 5) Tome los pulmones junto con el corazón y la parte torácica de la aorta, separe  
925 las adherencias pleurales a nivel de la columna vertebral torácica. Colóquelos en  
926 la mesa para su posterior inspección y separación.

#### 927 **Cavidad abdominal**

928 1) Corte sobre línea media, desde la apófisis xifoidea hasta la sínfisis púbica.

929 2) Corte los músculos abdominales paralelos al borde de la última costillas de cada  
930 lado y retírelos.

931 3) Revise los órganos *in situ* en búsqueda de líquidos, parásitos, neoplasias,  
932 adherencias, etc.

933 4) Corte los ligamentos gastrofrénico y gastrohepático, para poder liberar el  
934 estómago.

935 5) Corte las inserciones mesentéricas en la región sublumbar y el paquete de  
936 arterias mesentéricas que salen de la aorta caudal.

937 6) Separe todo el paquete visceral hasta la entrada de la cavidad pélvica.

938 7) Ligue el recto y corte, saque los órganos digestivos incluyendo bazo, páncreas e  
939 hígado.

940 8) Coloque los órganos en la mesa para su posterior inspección y separación.

#### 941 **Cavidad pélvica**

942 1) Corte con cegueta a cada lado de la sínfisis púbica y la arcada isquiática.

943 2) Revise el aparato urinario y genital *in situ*.

944 3) Extraiga todo el paquete genitourinario.

945 4) Coloque los órganos en la mesa para su posterior inspección y separación.

#### 946 **Cabeza**

947 1) Desprenda la cabeza a nivel de la articulación occipitoatlantoidea, colóquela  
948 sobre la mesa, posteriormente separe la piel y músculos del cráneo para cortar  
949 los huesos.

950 2) Realice dos cortes laterales del agujero occipital hacia la base de la apófisis  
951 cigomática del temporal con la cegueta.

952 3) Extraiga el encéfalo y revíselo.

#### 953 **4.4.3 Actividad de evaluación**

954 Al finalizar la practica el alumno debe realizar las siguientes actividades:

955 a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el  
956 laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y  
957 equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.  
958 Anexe el siguiente formato de necropsias, correctamente llenado, con  
959 información objetiva, utilizando términos aceptados en la descripción  
960 anatomopatológica y que sea basado en sus observaciones.

961

962

963

964

965

966

967

968

969

970

971

972



<b>FORMATO DE NECROPSIAS UAM XOCHIMILCO</b>	
<b>Datos Generales</b>	
Nombre común:	Sexo:
Edad:	
Identificación:	
Fecha de defunción:	Fecha de Recepción del cadáver:
Historia clínica remitida por el MVZ:	
<b>Hallazgos</b>	
Inspección externa:	
Incisión primaria:	
Cavidad torácica:	
Cavidad abdominal:	
Cavidad pélvica:	
Diagnósticos morfológicos:	
Diagnostico (s) presuntivo (s):	
<b>Prosector</b>	<b>Prosector</b>

## **Bibliografía**

De Aluja, A. S. & Constantino, F. C. (2002), Técnicas de Necropsia en Animales Domésticos, Mexico: Manual Moderno.

De Juan, H. J. (2011). Fundamentos y manejo del microscopio óptico compuesto común. Universitat d' Alacant.

Gutiérrez, C. A. C., Zamora, E. J. L., Velázquez, O. V., Fajardo, M. R. C., Montes de Oca, J. R. (2015). Programa de estudios: Patología general. Universidad Autónoma del Estado de México.

Latimer, S. K., Mahaffery, A. E., Prasse, W. K. (2005). Patología clínica veterinaria. Multimedica ediciones veterinarias, pp. 371-377.

Pedrosa, R. J. A., del Moral, L. M. L., Hernández, C. R., Molina, O. F. J., Peinado, H. M. A., Rus, M. M. (19 de agosto de 2022) Atlas Histológico Interactivo. Universidad de Jaén. <http://www.ujaen.es/investiga/atlas/>

Sánchez, A., Sacco, S. C., Belotti, E. M., Marini, M. R., Canal, A. M., Cadoche, L. (2014). Enseñanza de Patología Veterinaria: uso de imágenes macroscópicas de órganos lesionados para un trabajo en equipo. Argentina: II Jornada de difusión de la Investigación y Extensión.

## **5. Diagnóstico clínico e Imagenología**

Silvia Guadalupe Estrada Barrón.

Isaac Conrado Gallardo Vargas.

José Germán Lombardero Goldaracena.

### **Introducción**

El uso del laboratorio clínico como herramienta auxiliar de diagnóstico se basa en la aplicación de los métodos de laboratorio y el uso de los resultados para la solución de problemas clínicos. Para que el médico clínico llegue a un diagnóstico más acertado, tiene que correlacionar los resultados de laboratorio junto con los del historial clínico del paciente, de esta manera estará contemplando las diferentes variables que resultaran en la adopción de la mejor terapia en respuesta a sus necesidades; para ello debe saber interpretar los datos del laboratorio tomando en cuenta las particularidades del paciente, los valores considerados normales y el fundamento de las pruebas realizadas. Además, se debe considerar que se pueden realizar pruebas de laboratorio para: la confirmación de la presencia o de la causa de una enfermedad, la determinación de un pronóstico más exacto, la evaluación de las alteraciones funcionales de algún sistema orgánico, la evaluación de la respuesta al tratamiento, el monitoreo del progreso de una enfermedad, la evaluación del estado inmunológico de un animal o de un hato (Gallo, 2014). En esta sección se abordan las prácticas concernientes a la formación clínica del estudiante de medicina veterinaria y zootecnia, siendo las más esenciales y frecuentemente utilizadas en la vida profesional.

## **5.1 Hemograma**

### **Justificación académica**

El alumno debe saber ejecutar e interpretar un hemograma completo ya que es una prueba de apoyo diagnóstico que consiste en la descripción morfológica y la medición absoluta y relativa de los tres tipos básicos de células que contiene la sangre. La correcta interpretación de hemogramas se basa en una clara comprensión de la fisiología y patofisiología de los diversos componentes del sistema hematopoyético, arrojando así información de suma importancia sobre el estado hemático del paciente.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Identificar las diferentes técnicas y fundamentos para realizar un hemograma completo, con el objetivo de interpretar los resultados con fines de diagnóstico médico-veterinario.

Para lo cual el alumno deberá:

- Realizar un frotis sanguíneo, observar al microscopio y evaluar la morfología de las células sanguíneas.
- Identificar los eritrocitos normales y alteraciones morfológicas.
- Identificar los diferentes tipos de leucocitos, así como las manifestaciones morfológicas de respuesta celular.
- Conocer los signos de respuesta medular.
- Realizar las técnicas cuantitativas que incluye el hemograma.

## **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Describir las diferentes partes que conforman un hemograma.
- Describir las células sanguíneas, sus características morfológicas normales, así como las manifestaciones morfológicas de respuesta celular.
- Identificar los signos de respuesta medular.
- Comprender y describir el leucograma de inflamación (aguda y crónica).

### **5.1.1 Material y Equipo**

- Pipeta automática.
- Hematocitómetro o cámara de Neubauer.
- Pipeta de Thomas para glóbulos rojos.
- Tubo de hule y boquilla.
- Tubos capilares.
- Plastilina o un encendedor.
- Pipeta de Thomas para glóbulos blancos.
- Tubo de hule y boquilla.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Caja de Petri.
- Papel filtro.
- Sangre con EDTA.
- Diluyente de Hayem (cloruro de mercurio 0.5g, cloruro de sodio 1.0g, sulfato de sodio 5.0g, y agua destilada 200mL) o solución salina.
- Colorante (Nuevo azul de Metileno –NAM, Azul de cresilo brillante).

- Solución de Turk (3 mL de ácido acético glacial, 1 mL violeta de genciana al 1% y 100 mL de agua destilada).
- Solución de oxalato de amonio Tinción de Wright.
- Bata de laboratorio blanca.
- Guantes de látex.
- Lentes de protección.
- Cubrebocas.
- Microscopio óptico.
- Microcentrífuga.
- Refractómetro.

### **5.1.2 Procedimiento**

#### **Hematocrito**

- 1) Llene las tres cuartas partes de un tubo capilar con sangre anticoagulada, sosteniendo el tubo en una posición casi horizontal para facilitar el llenado.
- 2) Limpie el exceso de sangre del exterior del capilar.
- 3) El extremo capilar que tiene el anillo coloreado debe sellarlo con plastilina manteniendo el capilar en posición horizontal e introduciendo este extremo seco en la placa con el compuesto sellador en un ángulo de 90°, gire el capilar ligeramente y retire la placa.
- 4) Coloque el capilar en la microcentrífuga con la parte sellada hacia la periferia e identifique bien los tubos.
- 5) Fije el cabezal de la centrífuga y cierre la tapa.
- 6) Centrifugue durante 5 minutos entre 12500 y 15000 rpm.

7) Retire los tubos de la centrifuga y realice la lectura del porcentaje de hematocrito utilizando una regla para su lectura.

8) Calcule el valor del hematocrito, utilizando la siguiente formula:

$$HTC = \frac{\text{Longitud de la capa de eritrocitos}}{\text{Longitud total}}$$

9) Una vez obtenidos los valores del número de eritrocitos, de la hemoglobina y del volumen globular, calcule el volumen promedio de un eritrocito y su concentración de hemoglobina de la siguiente manera:

a. Volumen corpuscular medio (**VCM**)

Este valor se determina por división del volumen globular en 100 mL. de sangre, 52 por el recuento de eritrocitos en millones por milímetro cúbico.

El resultado se expresa en femtolitros (fL).

$$VCM = Ht * 10 / E \text{ (millones por microlitro)}$$

b. Hemoglobina corpuscular media (**HCM**)

Este valor se determina por división de la hemoglobina en gramos, presente en 1000 mL de sangre, por recuento de eritrocitos en millones por milímetro cúbico. El resultado se expresa en picogramos (pg).

$$HCM = Hb * 10 / E \text{ (millones por microlitro)}$$

c. Concentración media de hemoglobina corpuscular (**CMHC**)

Este cálculo se obtiene por división de la hemoglobina en gramos por 10, 000 mL de sangre por el volumen de glóbulos rojos por 10 mL de sangre.

$$CMHC = Hb * 100 / Ht$$

## Recuento de glóbulos rojos

- 1) Para comenzar, arme el equipo uniendo la boquilla al tubo de hule y a su vez a la pipeta de Thomas.
- 2) Mezcle la sangre.
- 3) aspire la sangre con la pipeta hasta la marca de 0.5 usando una suave succión. En caso de rebasar la marca se ajuste eliminando el exceso de sangre.
- 4) Limpie la sangre del exterior de la pipeta con un trozo de papel filtro o un algodón.
- 5) Posteriormente aspire el diluyente de Hayem hasta la marca de 101 por encima del bulbo y mientras se llena gírelo suavemente.
- 6) Retire la pipeta del diluyente de forma horizontal y se tape los orificios con los dedos, toda la sangre debe estar en el bulbo.
- 7) Agite la pipeta por 2 o 3 minutos en un agitador mecánico.
- 8) Después de agitar la pipeta, deseche 3 gotas y con ayuda de un algodón limpie la punta de la pipeta.
- 9) Con la punta de la pipeta toque el espacio entre el cubreobjetos y la cámara, dejando fluir el líquido por capilaridad sin que se derrame por los bordes, al finalizar retire la pipeta y espere 3 minutos para que sedimenten las células; en caso de que se derrame el líquido, debe repetir este paso, no sin antes limpiar la cámara.
- 10) Con el microscopio, utilizando el objetivo 10x, localice de los 9 cuadros grandes el cuadro central e identifique la distribución homogénea de las células.
- 11) Posteriormente, utilizando el objetivo de 40x, cuente los eritrocitos en 5 de los 25 cuadros pequeños del área central; cada uno de estos 5 cuadros



está limitado por líneas dobles y triples, dividiéndose en 16 más pequeños.

Para realizar la cuenta tenga las siguientes consideraciones:

- a. Inicie contando a la izquierda de la fila superior de los cuatro cuadros pequeños, luego de derecha a izquierda en la siguiente fila y así sucesivamente.
- b. En la línea triple no cuente las células que estén en contacto con las líneas internas superior e izquierda.
- c. En la línea doble no cuente las que estén en contacto con las líneas internas inferior y derecha, pero si cuente las que toquen las líneas externas superior e izquierda.

### **Reticulocitos**

- 1) Coloque 50 microlitros de sangre en un tubo de ensayo y agregue 50 microlitros del colorante.
- 2) Homogenice la mezcla, tape el tubo y deje reposar por 15 minutos.
- 3) Realice un frotis y deje que seque al aire.
- 4) Una vez realizado el frotis debe realizar una tinción con Wright.
- 5) Enfoque con el objetivo de 10X y realice el conteo con el objetivo 100x utilizando aceite de inmersión.
- 6) Realice el conteo de 500 eritrocitos incluyendo reticulocitos. Debe calcular el:

- a. Porcentaje relativo de reticulocitos:

$$\% \text{ de reticulocitos} = \text{N}^\circ \text{ de reticulocitos} \times 100 / 500\text{EI}$$

- b. Calor absoluto (número de reticulocitos real en 1 litro de sangre):

$$\text{Valor absoluto de reticulocitos (reticulocitos} \times 10^9/\text{L)} =$$

$$\text{Eritrocitos totales} \times \text{porcentaje de reticulocitos} \times 10.$$

**Nota:** el porcentaje de reticulocitos puede elevarse cuando el hematocrito está bajo y en ese caso debe utilizar un factor de corrección que considera al hematocrito normal de 0.45 L/ L.

### Recuento de glóbulos blancos

- 1) Aspire la sangre hasta la marca del 0.5 y dilúyala hasta la marca de 11 con la solución de Turk.
- 2) Deseche 2 o 3 gotas de la pipeta antes de llenar la cámara.
- 3) Espere 1 minuto para que los eritrocitos se lisen y que los leucocitos sedimenten.
- 4) Con el objetivo de 10x cuente las células de cada uno de los 4 cuadros grandes de las esquinas. No olvide reducir la iluminación para detectar a los leucocitos como objetos uniformes y oscuros. Además, la regla de inclusión y exclusión celular es la misma que la utilizada en los eritrocitos.
  - a. Para el cálculo de leucocitos totales utilice la siguiente formula:

$$\text{Leucocitos totales } \times 10^9 / \text{L} = \text{Células contadas} \times 0.05$$

Lo que es igual a 50 por la suma de las células contadas en los 4 cuadrados, resultando en Leucocitos totales/microlitro. Cuando se encuentran más de 5 eritrocitos nucleados en el diferencial, la cuenta se debe de corregir de la siguiente manera:

$$\frac{(\text{Leucocitos totales} \times 100)}{(100 + \text{Glóbulos rojos nucleados observados})}$$

### Recuento diferencial

#### Frotis

- 1) Realice una extensión de sangre bien mezclada con sangre con anticoagulante EDTA o capilar con el método de atraer y arrastrar sobre el portaobjetos. Recuerde que el frotis debe hacerse en forma de almendra para lograr que la observación sea representativa.
- 2) Seque el portaobjetos rápidamente al aire o en una corriente de aire tibio.
- 3) Tiña el frotis con el método de Wright.

### **Conteo**

- 1) Coloque el frotis en el microscopio para su observación. Inicie con el objetivo en 10x para examinar la calidad global del frotis, color y distribución de células. Además, revise con rapidez la formación de rodillos por los eritrocitos o la aglutinación de estos, en busca de cualquier célula anormal grande o incluso presencia de parásitos.
- 2) Posteriormente cambie el objetivo a 40x para seleccionar la zona en la cual se iniciará el recuento y la evaluación de la morfología celular. Para ello seleccione el área en la que los eritrocitos estén superpuestos de 2 a 3 pero que la mayoría estén separados entre sí.
- 3) Por último, coloque una gota de aceite de inmersión y enfoque el objetivo en 100X y realice el conteo y clasificación de 100 leucocitos. Infórmelo como porcentajes de leucocitos (valores relativos).
- 4) La morfología de eritrocitos y plaquetas, así como la estimación de estas últimas se hacen también con este método. Recuerde que cuando el recuento leucocitario es mayor a  $40.0 \times 10^9/L$  debe realizar el conteo diferencial en 200 células. Además, es importante incluir los bordes laterales del frotis para incluir las células más grandes como monocitos, linfocitos reactivos y células inmaduras. También debe informar anomalías

de leucocitos, granulaciones tóxicas (se informan como ligeras a marcadas o 1+ a 3+), cuerpos de Dohle y linfocitos reactivos.

### **Proteínas plasmáticas**

Se realiza la técnica para medir el micro-hematocrito mencionado anteriormente:

- 1) Una vez separados los componentes revise el color del plasma sobre un fondo blanco.
- 2) Posteriormente rompa el tubo capilar por encima de la capa leucocitaria.
- 3) Deposite 1 o 2 gotas del plasma sobre el prisma del refractómetro por la parte contraria a la que se rompió el tubo capilar.
- 4) Observe y se registre los niveles de proteínas plasmáticas en g/dL para multiplicarlos por 10 para obtener el valor en g/L.

### **Recuento plaquetario**

- 1) aspire la sangre con la pipeta de eritrocitos hasta la marca de 0.5 y diluya hasta la marca con oxalato amónico.
- 2) Mezcle durante 5 minutos, de preferencia en un rotor mecánico.
- 3) Posteriormente, deseche las primeras 3 o 4 gotas y llene la cámara.
- 4) Deje reposar la cámara por 15 minutos para que las células sedimenten.
- 5) Cuente los trombocitos en toda el área rayada reservada para la cuenta de eritrocitos. Utilice microscopia de contraste con el aumento de 40x.
- 6) Cuente ambos lados del hematocitómetro y los recuentos no deben diferir en más de un 10%.
- 7) Como se usó una dilución 1:100 se observa  $0.1\text{mm}^3$ , el valor de trombocitos es el mismo para concentración de  $\times 10^9/\text{L}$ .

### **5.1.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

## **5.2 Perfil bioquímico**

### **Justificación académica**

La bioquímica sanguínea forma parte de los pilares básicos de la medicina veterinaria actual y es uno de los procedimientos diagnósticos más utilizados en la práctica clínica diaria. Es importante que se conozca el fundamento y procedimiento de la química sanguínea ya que esta se encarga de analizar las sustancias endógenas o exógenas que circulan en la sangre en cantidades permanentes y mismas que son reguladas por ciclos bioquímicos; de hecho, la alta o baja concentración de estas sustancias refleja tasas de actividad metabólica altas o bajas e inclusive daño en un órgano o sistema.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Identificar y realizar procedimientos de bioquímica clínica para interpretar resultados con fines de diagnóstico médico-veterinario.

Para lo cual el alumno deberá:

- Conocer los fundamentos de las técnicas para determinar los diferentes analitos bioquímicos.
- Realizar los procedimientos de análisis de bioquímica clínica.
- Interpretar los resultados obtenidos de los análisis de bioquímica clínica.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Identificar los analitos necesarios para evaluar los diferentes perfiles, renal y hepático.
- Realizar los procedimientos de los análisis bioquímicos.
- Obtener resultados cuantitativos de cada determinación y poder interpretarlos.

#### **5.2.1 Material y equipo**

- Tubos de ensaye 10 x 100.
- Gradillas.
- Micropipetas.
- Puntas amarillas.
- Agua destilada.
- Pipetas graduadas.
- Sangre sin aditivo.
- Sangre con heparina litio.
- ALT/GPT:
  - Reactivo A. Tris 150 mmol/L, L-alanina 750 mmol/L, lactato deshidrogenasa > 1350 U/L, pH 7.3.

- Reactivo B. NADH 1.3 mmol/L, 2-ocoglutarato 75 mmol/L, hidróxido sódico 148 mmol/L, sodio azuda 9.5 g/L.
- AST/GOT:
  - Reactivo A. Tris 121 mmol/L, L-aspartato 362 mmol/L, malato deshidrogenasa > 460 U/L, lactato deshidrogenas > 660 U/L hidróxido sódico 225 mmol/L, pH 7.8.
- Reactivo B. NADH 1.3 mmol/L, 2-oxoglutarato 75mmol/L, hidróxido sódico 148 mmol/L, sodio azida 9.5 g/L
- Creatinina:
  - Reactivo A. Hidróxido sódico 0.4 mol/L, detergente.
  - Reactivo B. Ácido pícrico 25 mmol/L.
- Glucosa:
  - Reactivo A. Fosfatos 100 mmol/L, fenol 5 mmol/L, glucosa oxidasa > 10 U/mL peroxidasa > 1 U/mL, 4-aminoantipirina 0.4 mmol/L, pH 7.5
- Colesterol:
  - Reactivo A. Pipes 35 mmol/L, colato sódico 0.5 mmol/L, fenol 28 mmol/L, colesterol esterasa > 0,2 U/mL, colesterol oxidasa > 0.1 U/mL, peroxidasa > 0.8 U/mL, 4-aminoantipirina 0.5 mmol/L, pH 7.0.
- Triglicéridos:
  - Reactivo A. Pipes 45 mmol/L, 4-clorofenol 6mmol/L, cloruro magnésico 5 mmol/L lipasa > 100 U/mL, glicerol quinasa > 1,5 U/mL, glicerol-3-fosfato oxidasa > 4 U/mL, peroxidasa > 0.8 U/mL, 4-aminoantipirina 0.75 mmol/L, ATP 0.9 mmol/L, pH 7.0.
- Urea:

- Reactivo A1. Salicilato sódico 62 mmol/L, nitroprusiato sódico 3.4 mmol/L, tampón fosfatos 20 mmol/L, pH 6.9.
- Reactivo A2. Ureasa > 500 U/mL.
- Reactivo B. Hipoclorito sódico 7 mmol/L, hidróxido sódico 150 mmol/L.
- Proteínas totales:
  - Reactivo A. Acetato de cobre (II) 6 mmol/L, yoduro de potasio 12 mmol/L, hidróxido sódico 1.15 mol/L, detergente.
- Bata de laboratorio blanca.
- Guantes de látex.
- Lentes de protección.
- Cubrebocas.
- Espectrofotómetro.
- Baño María.

### **5.2.2 Procedimiento**

#### **Procedimiento automatizado**

##### **ALT/GPT, AST/GOT**

- 1) Encienda el baño termostático y elévelo a la temperatura de reacción  $\pm 2$ .
- 2) Tempere los reactivos, sueros y muestras a temperatura ambiente.
- 3) Prepare el reactivo de trabajo: 4 mL del reactivo A + 1 mL del reactivo B.
- 4) Precaliente el reactivo de trabajo en el baño termostático durante 5 minutos.
- 5) Precalentar el equipo a temperatura de reacción.
- 6) Pipetee 50  $\mu$ L de suero o muestra + 1 mL de reactivo de trabajo.



7) Mezcle e introduzca la muestra al equipo.

### **Creatinina**

- 1) Encienda el termostático y eleve la temperatura a la de reacción  $\pm 2$ .
- 2) Tempere los reactivos, sueros y muestras a temperatura ambiente.
- 3) Prepare el reactivo de trabajo: volúmenes iguales de reactivo A y de reactivo B.
- 4) Precaliente el reactivo de trabajo en el baño termostático durante 5 minutos.
- 5) Precaliente el equipo a la temperatura de reacción
- 6) Pipetee 100  $\mu$ l de suero o muestra + 1 mL de reactivo de trabajo e incubar por 6 minutos a temperatura ambiente.
- 7) Mezcle e introduzca la muestra al equipo.

### **Glucosa, colesterol y triglicéridos:**

- 1) Encienda el baño termostático y elévelo a la temperatura de reacción  $\pm 2$ .
- 2) Tempere los reactivos, sueros y muestras a temperatura ambiente.
- 3) En ese momento el reactivo de trabajo estará listo para su uso.
- 4) Pipetee: 10  $\mu$ l de suero o muestra + 1 mL de reactivo de trabajo e incubar por 5 minutos a 37°C.
- 5) Mezcle e introduzca la muestra al equipo.

### **Urea**

- 1) Encienda el baño termostático y elévelo a la temperatura de reacción  $\pm 2$ .
- 2) Tempere los reactivos, sueros y muestras a temperatura ambiente.
- 3) Prepare el reactivo de trabajo A: 1mL de reactivo A2 + 24 mL de reactivo A1. El reactivo B está listo para su uso.

- 4) Pipetee 10  $\mu$ l de suero o muestra + 1 mL de reactivo de trabajo A e incube por 5 minutos a 37°C.
- 5) Pipetee 1 mL de reactivo de trabajo B e incube por 5 minutos a 37°C.
- 6) Mezcle e introduzca la muestra en el equipo.

### **Proteína total**

- 1) Encienda el baño termostático y elévelo a la temperatura de reacción  $\pm 2$ .
- 2) Tempere los reactivos, sueros y muestras a temperatura ambiente.
- 3) En este punto, el reactivo de trabajo estará listo para su uso.
- 4) Pipetee 20  $\mu$ l de suero o muestra + 1 mL de reactivo de trabajo e incube por 10 minutos a temperatura ambiente.
- 5) Mezcle e introduzca la muestra al equipo.

### **5.2.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

## **5.3 Uroanálisis**

### **Justificación académica**

Saber realizar y conocer el fundamento del uroanálisis es importante para el estudiante de medicina veterinaria, ya que basta con una muestra de orina para poder diagnosticar un problema patológico, como insuficiencia renal, diabetes,

enfermedad en el hígado, e infecciones del tracto urinario. El análisis rápido de orina es el medio más simple para iniciar la aproximación diagnóstica de un gran número de enfermedades, de origen renal y extrarrenal.

## **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Identificar la técnica y fundamento para realizar un uroanálisis completo, para interpretar los resultados con fines de diagnóstico clínico-veterinario.

Para lo cual el alumno deberá:

- Identificar los parámetros que se evalúan en el examen físico de la orina.
- Identificar los parámetros del examen químico para evaluar la orina.
- Conocer e identificar las células, cilindros, cristales que se presentan en el sedimento urinario.
- Interpretar los resultados obtenidos del uroanálisis.

## **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Describir las diferentes partes que conforman un uroanálisis.
- Describir las características físicas de la orina.
- Evaluar las características químicas de la orina.
- Identificar los elementos microscópicos del sedimento urinario.

### **5.3.1 Materiales y equipo**

- Microscopio óptico.
- Centrifuga.

- Refractómetro.
- Tiras reactivas para orina.
- Gradillas.
- Pipetas Pasteur.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Tubos de ensaye 10 x 100.
- Orina.
- Agua destilada.
- Colorante de Sternheimer.
- Bata de laboratorio blanca.
- Guantes de látex.
- Lentes de protección.
- Cubrebocas.

### **5.3.2 Procedimiento**

#### **Examen físico**

El examen físico de orina se basa en la evaluación del color, olor, transparencia y viscosidad de la orina.

- 1) Evaluación del color: Observe el color de la orina, ya sea directamente en el frasco con la muestra o en un tubo de ensayo o probeta. El color de la orina se consigna de la siguiente forma:
  - Orina Incolora.
  - Orina Amarilla Intensa.
  - Orina Roja o Rosada.

- Orina Parda (cerveza negra).
- Orina Negruzca.
- Orina Lechosa.
- Orina Verde o Azulada.
- Orina Turbia.

2) Olor: Proceda a realizar la identificación del olor de la orina, ya sea directamente en el frasco con la muestra o en un tubo de ensayo o probeta; acerque rápidamente la muestra a la nariz. El olor da indicio de alteraciones, algunos olores que se pueden detectar son:

- Amoniacal.
- Fétido.
- Pútrido.
- Dulce.
- Fármacos.

3) Transparencia o aspecto: Observe la orina, ya sea directamente en el frasco con la muestra o en un tubo de ensayo o probeta. La transparencia o aspecto de la orina se consigna de la siguiente manera:

- Transparente.
- Ligeramente turbia.
- Turbia.
- Muy turbia.

4) Viscosidad: Puede medir la viscosidad vertiendo la orina lenta y cuidadosamente por el borde del vaso con la muestra, observe y determine como fluye. La viscosidad, se puede apreciar según las siguientes consistencias:

- Acuosa.
- Espesa o filamentosa.
- Mucosa.
- Gelatinosa.

### **Densidad urinaria, refracción urinaria o gravedad específica**

- 1) Después de centrifugar la muestra a 1500 rpm durante 3 minutos tome una pequeña cantidad de orina fresca.
- 2) Coloque una gota sobre el prisma del refractómetro y observe el lente de este. Anote la densidad observada.

### **Examen químico**

- 1) Coloque la muestra en un recipiente sin contaminantes y proceda con el examen químico de la orina apoyado con tiras reactivas. En el análisis químico se comprenden sistemáticamente las siguientes pruebas:

- Reacción (pH).
- Proteínas.
- Cetonas.
- Glucosa.
- Pigmentos biliares.
- Hemoglobina.
- Bilirrubina.
- pH.

### **Técnica manual**

- 1) El examen químico se debe realizarlo dentro de la primera hora después de recolectada la orina.
- 2) Debe depositar la muestra de orina en un tubo de ensayo, de un tamaño suficiente para poder introducir la tira reactiva de orina y permitir que esta se humedezca de manera correcta.
- 3) Al momento de sacar la tira deslice el borde de la tira contra el canto del recipiente para eliminar el exceso de orina o bien con una toalla de papel.
- 4) Lea visualmente comparando las áreas reactivas con la correspondiente escala de color de la carta adherida al frasco a los tiempos especificados más adelante.
- 5) Mantenga la tira cerca de los bloques de color y compare cuidadosamente.

#### **Examen microscópico de sedimento urinario**

- 1) Agite suavemente la orina que va a examinar microscópicamente, para suspender todo sedimento depositado al fondo del tubo.
- 2) Centrifugue unos 15 mL de orina a 1500-2000 rpm durante 5 minutos.
- 3) Decante toda la orina del tubo, pues siempre queda suficiente líquido en las paredes para suspender de nuevo el sedimento, cuyo conjunto es el que sirve para el examen.
- 4) Después de la nueva suspensión del sedimento, deposite una gota en un portaobjetos limpio sobre cuyo material aplique un cubreobjetos y observe al microscopio con objetivo seco fuerte en el que es fácil de identificar la mayoría de los detalles, como cilindros.
- 5) Coloque la orina homogenizada en un tubo de centrífuga (marcado).
- 6) Centrifugue por 5' a 1000 rpm.

- 7) Vierta el sobrenadante se vierte a otro tubo dejando unas pocas gotas de orina en el tubo.
- 8) Mezcle el sedimento por inversión del tubo y deposite una gota en un portaobjetos limpio, cubriéndolo con un cubreobjetos.
- 9) Observe al microscopio con un aumento menor y oscureciendo el campo.
- 10) Observe todo lo que parezca anormal con un mayor aumento.
- 11) Al utilizar la tinción se puede identificar leucocitos y bacterias, además puede reconocer con seguridad los componentes del sedimento.

### **5.3.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno deberá realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- b. Realice un esquema del examen físico de orina, relacione los parámetros evaluados (color, olor, transparencia y viscosidad) con las posibles causas que los altere y explique la razón.
- c. Elabore un cuadro sinóptico del examen químico de orina, donde explique los parámetros evaluados, desde su fundamento, razón por la que se hacen e interpretación de los parámetros en estados alterados.

### **Bibliografía**

De la Puente, H. S., Marrón, S. P., Devivar, G. R. (2011). Toma y manejo de muestras de orina en animales de compañía por un laboratorio de referencia. *Canis Et Felis*, 110, pp. 88-90.



- Gallo, L. C. A. (2014). Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario [Tesis doctoral]. Universidad Nacional Agraria, Nicaragua.
- Henao, M. J. (2015). Implementación de una metodología por espectrofotometría uv-visible, para el análisis de química sanguínea en el Centro Integral de Diagnóstico Agropecuario de Risaralda (CIDAR), dependencia de la secretaría de desarrollo agropecuario de la gobernación de Risaralda [Tesis de maestría]. Universidad Tecnológica De Pereira, Colombia.
- Núñez, O. & Bouda, J. L. (2007), Patología clínica veterinaria, México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Rebar, A. H. (2003), Interpretación del hemograma Canino y Felino, Buenos Aires: Nestle Purina Pet Care Company.
- Velázquez, B. E., Palma, M. G. G., Rodríguez, V. D., Quijano, H. I. A. (2018), Manual de Prácticas: Patología Clínica, México: Universidad Autónoma del Estado de México.
- Willard, M. D., Tvedten, H., Tundwald, G. H. (2004), Diagnóstico Clínico Patológico Práctico en los Pequeños Animales, Buenos Aires: Inter-médica.

## **6. Prescripción de Medicamentos para uso Veterinario y Protocolos de Inmunización**

Daniel Martínez Gómez.

Ismael Martínez Cortés.

Marcela Vergara Onofre.

Monika Palacios Martínez.

### **Introducción**

La farmacología veterinaria es una disciplina que integra varios conocimientos que, en el campo clínico, tiene notables implicaciones. En su estudio general, proporciona principios y conceptos que sientan las bases de las interacciones entre los fármacos y los organismos vivos; abordando de igual forma los aspectos éticos de los ensayos clínicos, y en particular, examina las propiedades y características de las sustancias en conjunto con los principales padecimientos que sufren los organismos vivos. Para poder adquirir estos conocimientos es necesario formular estrategias de enseñanza-aprendizaje que le permitan al alumno diferenciar entre las distintas formas farmacéuticas y vías de aplicación finalmente le ayuden a establecer un régimen terapéutico adecuado (Ojeda y Arias, 2021). Por otra parte, la inmunología veterinaria es una disciplina científica que se basa en el estudio de toda respuesta inmunitaria humoral, tolerancia y mecanismos de respuestas inmunitarias. El alumno durante su formación debe aplicar la reflexión epistemológica, para lograr desarrollar las experiencias educativas y construir dentro de estas los diversos objetos de estudio (Cabrera, 2015). En esta sección se resaltan prácticas mayormente relacionadas con técnicas pertenecientes a la inmunología.

## **6.1 Unión antígeno-anticuerpo (método de aglutinación)**

### **Justificación académica**

Los conocimientos adquiridos en el laboratorio se pueden aplicar a nivel de campo para la detección de diversas infecciones bacterianas y que de esta manera se llegue a diagnósticos certeros para comenzar con la aplicación de tratamientos farmacológicos o bien implementar diversos protocolos de inmunización, preservando la salud y bienestar de los animales.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Conocer y desarrollar una de las pruebas realizadas en los laboratorios de diagnóstico de enfermedades bacterianas, la cual le ayudará a fortalecer el conocimiento adquirido en clase respecto a la unión antígeno-anticuerpo.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Realizar ordenada y sistemáticamente el método de aglutinación.
- Determinar la presencia de anticuerpos séricos por medio del método de aglutinación.

#### **6.1.1 Materiales y equipo**

- Toxoide tetánico.
- Rosa de bengala.
- Sueros control de equino positivo a tétanos.
- Suero negativo.

- Sueros problema.
- Pipetas Pasteur.
- Perilla de goma.
- Placa de vidrio.
- Hisopos.
- Cronómetro.
- Refrigerador.
- Bata blanca.
- Guantes de látex.
- Cubrebocas.

### **6.1.2 Procedimiento**

- 1) Mantenga a temperatura ambiente los sueros obtenidos de equinos inmunizados con el toxoide tetánico. De la misma manera mantenga a temperatura ambiente el antígeno a emplear.
- 2) Con la pipeta Pasteur coloque una gota de suero positivo en la placa de vidrio.
- 3) Con otra pipeta Pasteur coloque una gota de suero negativo en la placa de vidrio.
- 4) También debe colocar con una pipeta Pasteur los sueros problema en la placa de vidrio.
- 5) Finalmente, coloque con una pipeta Pasteur una gota del antígeno con rosa de bengala, cerca de los sueros antes mencionados.
- 6) Con el hisopo revuelva el suero y el antígeno de manera circular.
- 7) Mueva en círculo la placa de vidrio y deje reposar 1 minuto a temperatura ambiente.

- 8) Realice la lectura contemplando las siguientes afirmaciones:
- a. La reacción es positiva cuando existe formación de grumos
  - b. La reacción es negativa cuando no hay presencia de grumos.

### **6.1.3 Actividad de Evaluación**

Al finalizar el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

## **6.2 Inmunodifusión**

### **Justificación académica**

Esta actividad es importante debido a que se puede aplicar a nivel de campo para la detección de anticuerpos en respuesta a algún antígeno que induce un proceso infeccioso o bien una respuesta a algún protocolo de inmunización.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Conocer y desarrollar una de las pruebas semicuantitativas más usadas en la unión antígeno-anticuerpo, la cual le ayudará a fortalecer el conocimiento adquirido en clase respecto a la producción de anticuerpos en respuesta a algún antígeno.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Ejecutar e interpretar adecuadamente la técnica de inmunodifusión.

### **6.2.1 Materiales y equipo**

- Portaobjetos.
- Gotero.
- Palillos.
- Agarosa.
- Suero hiperinmune.
- Antígenos.
- Bata blanca.
- Guantes de látex.
- Cubrebocas.

### **6.2.2 Procedimiento**

- 1) En un portaobjetos coloque agarosa al 1.0%.
- 2) Perfore pozos en el agar ya solidificado, con separación de 5 mm
- 3) Distribuya las muestras de antígeno en cada pozo y coloque el anticuerpo en el pozo central.
- 4) Observe después de dos horas la presencia o ausencia de líneas formadas por el complejo antígeno-anticuerpo, considere las siguientes afirmaciones para sus observaciones:
  - a. La reacción es positiva cuando existe formaciones líneas
  - b. La reacción es negativa cuando no existe la formación de alguna línea.

### **6.2.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

### **Bibliografía**

Cabrera, N. A. (2015), Manual de Prácticas de Inmunología Veterinaria, México: Universidad Veracruzana.

Ojeda, C. J. J. & Arias, R. G. A. (2021), Manual de Prácticas Farmacología Veterinaria, México: Universidad Autónoma del Estado de México.

## **7. Clínica de enfermedades sistémicas y toxicológicas**

El módulo de Clínica de enfermedades sistémicas y toxicológicas, hasta el momento de la realización del presente manual, contempla únicamente prácticas de campo, dichas actividades permanecen fuera de los alcances e intereses de este trabajo, por lo tanto, no se abordan.

## **8. Técnicas y terapéutica quirúrgicas**

Juan José Pérez Rivero Cruz y Celis

### **Introducción**

El módulo de Técnicas y terapéutica quirúrgicas ya cuenta con su propio manual de prácticas de laboratorio. Se le invita al lector a consultarlo en el acervo de publicaciones de la división CBS de la UAM-X. Sin embargo, a continuación, se presentan dos prácticas fundamentales dentro del módulo, las cuales fueron adaptadas y resumidas para este manual.



## **8.1 Colocación de catéter venoso periférico**

### **Justificación académica**

Es importante que el alumno conozca el procedimiento de colocación de catéter venoso periférico ya que se implementa con frecuencia en el área de cirugía, ya sea para la administración de soluciones intravenosas o fármacos, siendo un método directo de acceso a la circulación venosa.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Realizar eficientemente la canalización venosa periférica en conejos.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Tener la habilidad psicomotriz para realizar de manera eficiente la canalización venosa periférica en conejos.

#### **8.1.1 Materiales y equipo**

- Pijama quirúrgica.
- Bata blanca.
- Catéteres calibre 24 (color amarillo).
- Torundas de alcohol.
- Tela adhesiva de acetato.
- Abatelenguas.
- Simulador de punción venosa.
- Solución fisiológica de 250 mL (Hartman o Cloruro de sodio 0.9%).
- Equipo de venoclisis microgotero.

- Máquina de rasurar.
- Animales
- Conejos (*Oryctolagus cuniculus*).

### **8.1.2 Procedimiento**

- 1) Transporte al animal a la mesa de trabajo y realice el pesaje.
- 2) Una vez en la mesa de trabajo, deje de dos a tres minutos al animal para que se relaje. Al mismo tiempo calcule la dosis del sedante de acuerdo con el peso del animal.
- 3) Abra la botella de solución (Hartman o NaCl 0.9), coloque el equipo de venoclisis y púrguelo.
- 4) Asimismo, prepare tres tiras de cinta adhesiva o Micropore dejándolas en una zona donde sea de fácil acceso, por ejemplo, al filo de la orilla de la mesa de trabajo.
- 5) Ya con el animal sedado, rasure y realice antisepsia de ambas orejas del conejo utilizando la máquina de rasurar.
- 6) Localice la vena marginal de una oreja.
- 7) Destape el catéter y observe si no está maltratado o el teflón roto.
- 8) Acerque el catéter en ángulo de 10° a la región a puncionar, observe si hay presencia de sangre en la cámara de flujo.
- 9) Retire ligeramente la aguja del catéter a manera de ocultarla dentro del teflón.
- 10) Deslice el teflón por el interior de la vena hasta su tope.
- 11) Fije el catéter con las tres tiras de cinta adhesiva y anexe el abatelenguas como soporte.
- 12) Conecte el equipo de venoclisis en el cono de conexión del catéter.

13) Observe si pasa la terapia de fluidos sin producir ninguna infiltración. Si no pasa, revise la vía o en su caso, vuelva a colocar un catéter nuevo.

### **8.1.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- b. Resuelva las siguientes preguntas:
  1. ¿Cómo se llama la técnica que permite una vía permeable al torrente sanguíneo?
  2. ¿Cuál es el tipo de cateterización usado de manera general en animales?
  3. ¿Cómo se llama la vena utilizada con mayor frecuencia en conejos (*Oryctolagus cuniculus*)?
  4. ¿Qué es un catéter?
  5. ¿Cuál es el tipo de catéter usado para procedimientos a corto plazo?

## **8.2 Patrones de sutura diversos**

### **Justificación académica**

Es importante que el alumno conozca los diversos patrones de sutura para poder reparar lesiones que son consecuencia de un corte, proporcionando así sostén y

hemostasia para favorecer la cicatrización, atendiendo a las necesidades de cada tejido utilizando el tipo y patrón de sutura adecuados

## **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Elegir y realizar las suturas que se aproximen a las necesidades de cada intervención determinada.

## **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Aplicar de manera correcta los patrones de sutura poco convencionales de utilidad en cirugía veterinaria.

### **8.2.1 Materiales y equipo**

- Hojas de foamy y tubos de látex calibre grueso.
- Nylon para pescar.
- Aguja curva para sutura.
- Cinta adhesiva.
- Regla.
- Plumón.

### **8.2.2 Procedimiento**

- 1) Corte un tramo de nylon para pescar y colóquelo en la aguja para sutura.
- 2) Con ayuda de la regla, realice líneas en la hoja de foamy usando el plumón.

- 3) después de tener marcado el foamy, ponga un pedazo de cinta adhesiva en cada vértice de la hoja para evitar que se mueva. El primer patrón de sutura que se realizara en la hoja de foamy es de tipo continuo y se llama de Schmieden o bell, (forma de campana), es utilizado para el cierre de vejiga urinaria.
- 4) Inicie haciendo un punto simple o Lembert en tejido sano, medio centímetro antes de donde inicia la incisión. No se corta la sutura debido a que es un patrón de sutura continua.
- 5) Inserte la aguja dentro de la lesión traspasando serosa, muscular, submucosa y mucosa, siendo este contra lateral al punto simple.
- 6) Luego inserte nuevamente la aguja atravesando la capa mucosa de la lesión del otro lado donde se comenzó el patrón.
- 7) Repita el procedimiento a lo largo de la incisión.
- 8) Para terminar el patrón de sutura utilice nuevamente el punto simple o Lembert y corte el resto con tijeras littauer. En otra hoja de foamy repita los pasos 2 y 3 para hacer otro patrón de sutura llamado punto de sutura Ashiff o medio Sarnoff.
- 9) Introduzca la aguja hasta 1 cm del borde de la incisión penetrando por completo el plano más superficial.
- 10) Después, vuelva a introducir y sacar la aguja en la unión dermoepidérmica (en este caso en la mitad del grosor de la hoja de foamy) del otro lado donde se inició el punto.
- 11) En forma lineal, inserte nuevamente la aguja cerca del borde de incisión del lado donde se inició el punto.
- 12) Anude los cabos y realice el corte con ayuda de tijeras littauer.

- 13) Realice los mismos pasos hasta completar el largo de la incisión. Use otra hoja de foamy y nuevamente realice los pasos 2 y 3 para poder realizar el patrón de sutura llamado vertical en "U" de Donatti.
- 14) Inserte la aguja a 1cm con respecto al borde de la incisión abarcando piel y tejido subcutáneo.
- 15) Nuevamente introduzca la aguja a la misma distancia al lado contrario de la incisión, alejado del borde de la incisión (a 2 cm del borde).
- 16) Después debe invertir la aguja para insertarla a la mitad de distancia entre el punto y el borde de incisión del lado donde esté trabajando en el paso 15.
- 17) Introduzca la aguja a medio centímetro del borde al otro extremo de la incisión.
- 18) Anude los cabos, como en el punto simple y realice el corte con tijeras littauer. Se utiliza un tubo de látex de calibre grueso, para realizar un patrón de sutura llamado patrón de Gambee
- 19) Inserte la aguja en el borde lejano de la incisión desde la serosa hasta llegar a la luz.
- 20) Posteriormente, vuelva a introducir la aguja desde la luz hasta la capa muscular del mismo lado donde está trabajando.
- 21) Introduzca la aguja en la capa muscular y continúe hasta la luz del lado contrario de la incisión.
- 22) Retorne la aguja a través de la mucosa hasta que salga a la superficie de la serosa.
- 23) Haga el nudo quirúrgico y realice un corte en la parte posterior del nudo con ayuda de tijeras littauer.

24) Realice los mismos pasos hasta completar el largo de la incisión. Con uso de otro tubo de látex de calibre grueso, practique el patrón de sutura llamado Jareta o Bolsa de tabaco. En este tipo de sutura la incisión es de forma circular.

25) Inserte la aguja a medio centímetro del borde de la incisión.

26) Introduzca nuevamente la aguja para salir a la parte exterior del tejido (representando la serosa).

27) Haga los dos pasos previos alrededor de la incisión.

28) Una vez ya terminado alrededor, anude los cabos para aproximar el borde de toda la incisión.

### **8.2.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

b. Responda el siguiente cuestionario.

1. Dibuje a mano la estructura de la piel, mencionando cada parte de esta.
2. Defina con tus propias palabras la palabra herida.
3. ¿Qué es cicatrización y cuáles son las fases de la cicatrización?
4. Realice un mapa conceptual a mano, explicando cuales son los materiales de sutura absorbible y no absorbible.
5. Dibuje los patrones de sutura continua y discontinua realizados en este ejercicio.

6. ¿Cuáles son los planos de cierre en una celiotomía por línea media y de orquiectomía?

### **Bibliografía**

Pérez-Rivero, C. C. J. J., Gutiérrez, C. M., Herrera, B. J. A., Lozada, G. A. R., Rendón, F. E. (2020), Manual de prácticas orientado a la enseñanza quirúrgica en medicina veterinaria y zootecnia, México: Programa Editorial División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana.

## **9. Enfermedades Infecciosas y Parasitarias y su Importancia para la Salud Pública**

Jesús G. Rodríguez Diego

Javier L. Olivares Orozco

### **Introducción**

La parasitología animal involucra, en general, el conocimiento de los parásitos, su relación huésped–hospedero y los daños patológicos que éstos generan. Se centra, pero no se limita a los organismos de importancia para la producción



pecuaria y a la salud pública, mismos que pueden impactar considerablemente la producción de alimentos y su calidad. Por ello es importante su estudio, ya que brinda herramientas para el diagnóstico y control de parásitos, contribuyendo así al fortalecimiento de la salud y bienestar tanto de las personas como de animales (Michel *et al.*, 2011). De esta manera, la parasitología se convierte en una herramienta que permite al médico veterinario zootecnista buscar soluciones por las problemáticas causadas por las enfermedades parasitarias, siendo un apoyo metodológico en las prácticas profesionales de diagnóstico, prevención, control y erradicación de este tipo de enfermedades.

### **9.1 Diagnóstico de protozoos y helmintos hemáticos**

#### **Justificación académica**

Es importante que los alumnos de medicina veterinaria y zootecnia aprendan a diagnosticar las enfermedades causadas por protozoarios y helmintos hemáticos que son de importancia en la producción pecuaria y en la salud pública. Para ello, es relevante que el alumno conozca y realice adecuadamente la recolección, transporte y procesamiento de las muestras, así como la caracterización e identificación morfológica del agente causal, relacionar los procesos de salud-enfermedad y tomar decisiones para actuar en la resolución de problemas clínicos y sanitarios.

#### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Ejecutar adecuadamente las técnicas para el diagnóstico de protozoos y helmintos hemáticos.

## **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Emplear correctamente las técnicas aprendidas para poder realizar eficazmente el diagnóstico preciso de protozoos y helmintos hemáticos.

### **9.1.1 Materiales y equipo**

- Muestras de sangre; de animales con signología clínica y de animales aparentemente sanos.
- Portaobjetos.
- Tinción GIEMSA.
- Tinción hematoxilina-eosina.
- Microscopio fotónico.

### **9.1.2 Procedimiento**

## **Diagnóstico de Tripanosoma**

### **Gota gruesa**

- 1) Coloque de 2 a 3 gotas de sangre sobre una lámina, reuniéndolas para confeccionar una única mancha circular de 1 cm de diámetro.
- 2) Deje secar la sangre.
- 3) Introduzca la lámina en agua destilada, para que ocurra hemolisis y así se torne más transparente.
- 4) Realice la tinción por el método de GIEMSA.
- 5) Examine bajo el microscopio, en busca de la presencia de parásitos-

### **Extendido fino**

- 1) Coloque una pequeña porción de sangre sobre un portaobjetos (completamente desengrasada), próxima a una de sus extremidades.
- 2) Apoye otra lámina sobre la primera, en un ángulo de 45°
- 3) Distienda la gota a lo largo de la lámina, desde el punto inicial.
- 4) Deje secar la lámina, fíjela y realice la tinción por el método de GIEMSA.
- 5) Observe bajo el microscopio en busca de los tripomastigotes en sangre.

### **Diagnóstico de Babesia**

#### **Extendido fino**

- 1) Realice el mismo procedimiento que se describió para el diagnóstico de trypanosoma.

### **Diagnóstico de Dirofilaria**

#### **Frotis de gota gruesa.**

- 1) Prepare la muestra de sangre en un frotis de gota gruesa, como se describió para el diagnóstico de trypanosoma.
- 2) Esta muestra puede teñirla por el método GIEMSA o utilizando hematoxilina-eosina.
- 3) Observe al microscopio en busca de microfilarias.

#### **9.1.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

## **9.2 Diagnóstico de helmintos y protozoos intestinales**

### **Justificación académica**

Es importante que los alumnos de medicina veterinaria y zootecnia aprendan a diagnosticar las enfermedades causadas por protozoarios y helmintos intestinales que son de importancia en la producción pecuaria y en la salud pública. Para ello, es relevante que el alumno conozca y realice adecuadamente la recolección, transporte y procesamiento de las muestras, así como la caracterización e identificación morfológica del agente causal, relacionar los procesos de salud-enfermedad y tomar decisiones para actuar en la resolución de problemas clínicos y sanitarios.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Ejecutar adecuadamente las técnicas para el diagnóstico de protozoos y helmintos intestinales.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Emplear correctamente las técnicas aprendidas para poder realizar eficazmente el diagnóstico preciso de protozoos y helmintos intestinales.

#### **9.2.1 Materiales y equipo**

- Solución azucarada de Sheather
- Solución de cloruro de zinc
- Solución de sulfato de zinc

- Muestras de heces; provenientes de animales con signología clínica y de animales aparentemente sanos, preferentemente de ovinos, bovinos, canidos y porcinos.
- Tamiz
- Agitadores de plástico o vidrio
- Vasos de precipitación
- Tubos de ensayo
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Microscopio fotónico
- Vidrio de reloj
- Embudo de vidrio o plástico de tamaño mediano
- Tubo de goma
- Pinzas metálicas
- Copa de sedimentación
- Gasas o muselina
- Pipetas
- Mortero
- Mechero
- Hisopos
- Etanol al 70%
- Agua destilada
- Aceite de inmersión

## **9.2.2 Procedimiento**

### **Examen macroscópico de las heces**

- 1) Valore la consistencia de las heces y anote sus observaciones.
- 2) Valore el color y olor de las heces, haga una descripción objetiva y anote sus observaciones.
- 3) Finalmente, examine las heces en búsqueda de paracitos y cuerpos extraños.
- 4) En el laboratorio, mantenga las muestras a una temperatura cerca de los 4°, pudiendo conservarlas dos semanas

### **Técnica de flotación de Willis**

- 1) Mezcle la muestra de heces con la solución azucarada de Sheather.
- 2) Filtre la muestra de heces licuada con una parte de la solución de flotación a través de un tamiz a un vaso de precipitación.
- 3) Adicione el resto de la solución restante para garantizar que la mayor cantidad del contenido de las heces pase hacia el vaso de precipitación.
- 4) Llene los tubos de ensayo con el contenido de los vasos de precipitación y coloque el cubreobjetos en contacto con la superficie del líquido de los tubos de ensayo para que los huevos de helmintos u ooquiste de coccidia se puedan adherir.
- 5) Posteriormente, observe bajo el microscopio fotónico y se revise la muestra en busca de estructuras parasitarias. Comience con 10X y posteriormente observe a 40X. Contemple que la observación de huevecillos en heces proporciona evidencia de que el animal está

parasitado. Sin embargo, la ausencia de ellos no significa que el animal no padezca una helmintiasis.

### **Método migratorio de gota**

- 1) Coloque 5 pelotillas de materia fecal de ovino o caprino en el centro de un vidrio de reloj.
- 2) Añada varias gotas de agua tibia hasta que se humedezcan bien las heces y deje que reposen durante dos horas.
- 3) Obtenga el líquido del vidrio y obsérvelo bajo el microscopio con menor aumento hasta verificar si existen o no estadios larvarios.
- 4) Esta técnica no es definitiva, y si hay sospecha de parasitismo pulmonar y se obtienen resultados negativos por ella, se recomienda que se procesen las muestras por el método de Baermann o de la copa que describimos más adelante.

### **Método de Baermann**

- 1) Deposite las heces positivas en embudo de vidrio o plástico de tamaño mediano, en cuyo extremo ensacado hay un tamiz de malla con abertura fina. También se puede depositar las heces en una bolsa o muselina atada al embudo, con lo cual se evita el empleo del tamiz metálico.
- 2) Llene el embudo con agua templada (30 a 40°C) de forma que la masa de heces se cubra a la mitad de su altura.
- 3) El extremo del embudo termina en un tubo de goma que tiene una prolongación de cristal, el diámetro del tubo de goma puede regularlo con una pinza metálica. En el agua que se encuentra por encima de la

pinza metálica se reúnen las larvas al cabo de 3 a 6 horas (a veces precisan 12 a 24 horas), pasado este tiempo libere la presión del tubo y deposite 1 o 2 gotas sobre un portaobjetos, realice la observación.

### **Método de la copa**

- 1) Llene una copa de sedimentación de fondo agudo (o cualquier otro recipiente de vidrio con fondo de esta forma) en las 3/4 partes de su altura con agua templada.
- 2) Deposite en un pedazo de gasa de 6 a 10 pelotillas de heces de ovino o una cantidad equivalente de heces de bovino.
- 3) Introduzca el bulto en el agua de manera que esta cubra por entero las heces. No es preciso sujetar al borde superior de la copa pues la masa no penetra muy profundamente en el agua.
- 4) Si está examinando heces de ovejas, deje reposar el líquido durante 2 a 4 horas y al cabo de este tiempo tome con una pipeta del fondo de la copa de 1 a 2 gotas y deposítelas en un portaobjeto.
- 5) En el caso de trabajar con heces de bovinos, siga el mismo procedimiento; pero alargue el tiempo de reposo a 12 o 14 horas (estos tiempos se refieren a aislamientos efectuados a temperatura ambiente); si las muestras de heces se disuelven en agua templada (30 a 40°C) o se introducen la copa en estufa, entonces acorte el tiempo de reposo; así mismo la luz solar aplicada directamente activa las larvas.
- 6) Obtenga la muestra siempre del punto más profundo del sedimento, pues de lo contrario se diluye excesivamente el contenido de la pipeta. Debe expulsar de la pipeta hasta la última gota, pues en esta se encuentra el mayor número de larvas. Para heces pastosas debe



utilizar un tamiz o malla de grosor adecuado, mientras que para heces fluidas mezcle con aserrín de madera y envuélvalas en una gasa.

### **Técnica de sedimentación**

- 1) Mezcle 3 g de muestra fecal con 50 mL de agua corriente en un mortero
- 2) Pase la suspensión a una copa de sedimentación de fondo cónico, previamente fíltrela por un tamiz y complete el volumen de la copa con más agua corriente.
- 3) Deje sedimentar el filtrado de heces en solución acuosa por 10 minutos.
- 4) Pasado el tiempo, decante el sobrenadante vertiendo con cuidado el contenido de la copa sin sacudir ni remover el sedimento, de modo que quede en el fondo de la copa el sedimento de 1 a 2 cm.
- 5) Repita esta operación 2 o 3 veces más y vierta el sedimento final en un vidrio de reloj para ser observado al microscopio detenidamente.

### **Preparación de un frotis fecal**

- 1) Realice esta preparación en un portaobjetos limpio y seco, siguiendo las precauciones de esterilidad.
- 2) Deje que el frotis se seque a temperatura ambiente.
- 3) Caliente la muestra pasando varias veces el portaobjeto por la flama del mechero.
- 4) Cubra el frotis con la solución de carbol fucsina (colorante básico primario).

- 5) Caliente el portaobjeto durante 5 minutos. Debe notar un desprendimiento de vapor (aproximadamente a 60 °C). Solo se debe aplicar una pequeña llama debajo de los portaobjetos usando un hisopo encendido previamente humedecido con unas gotas de alcohol ácido, metanol o etanol al 70 %.
- 6) Lave la muestra con agua limpia, filtrada o destilada.
- 7) Cubra el frotis con alcohol ácido. Este alcohol ácido debe estar al 3 %. La cobertura se lleva a cabo durante 5 minutos o hasta que el frotis esté lo suficientemente decolorado, es decir, de color rosa pálido.
- 8) Lave la muestra, nuevamente, con agua limpia o destilada.
- 9) Cubra el frotis con colorante, Puede ser colorante verde de malaquita (0,5 %) o azul de metileno (0,3 %) durante 1 o 2 minutos, utilizando el tiempo más prolongado si el frotis es delgado.
- 10) Lave la muestra, nuevamente, utilizarse agua limpia o destilada.
- 11) Limpie la parte posterior del portaobjeto y coloque la mancha en un estante de drenaje, para que esta se seque al aire (evite usar papel absorbente para el secado).
- 12) Examine el frotis en el microscopio, utilizando el objetivo de 10X y con 40X, de ser necesario use el objetivo de aceite de inmersión de magnificación 100X.

### **9.2.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción,

materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

## **Bibliografía**

Quiroz, R. H. (1999), Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos, México: Editorial Limusa.

Michel, P. J. G., Blanco, D. R., González, G. G., Iñiguez, C. A. E., Santamaría, P. T., Gómez, O. L. I. (2011), Manual de Prácticas de Parasitología Veterinaria, México: Universidad de Guadalajara, CUSUR.

## **10. Calidad de los Productos de Origen Animal**

### **Introducción**

El módulo de Calidad de los Productos de Origen Animal ya cuenta con su propio manual de prácticas de laboratorio. Se le invita al lector a consultarlo en el acervo de publicaciones CBS de la UAM-X. Sin embargo, a continuación, se presentan dos prácticas fundamentales dentro del módulo, las cuales fueron adaptadas y resumidas para este manual.

### **10.1 Calidad del huevo fresco para plato**

#### **Justificación académica**

Es importante la evaluación de la calidad del huevo fresco para plato por ser un alimento de alto valor nutritivo indispensable en toda dieta, además que sirve como ingrediente en una amplia cantidad de preparaciones tanto a nivel casero como industrial. Valorar y clasificar los huevos con base en su calidad interior aparente, así como en su aspecto externo y factores internos, ayudan al mercado a brindar un producto que satisfagan las necesidades del consumidor.

## **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Evaluar la calidad del huevo entero que ha sido almacenado por diferentes periodos de tiempo, desde su postura hasta el día de prueba.

## **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Emplear las técnicas concernientes a la evaluación de la calidad del huevo entero

### **10.1.1 Materiales y equipo**

- 3 huevos almacenados a temperatura ambiente (18–27 °C) y 3 en refrigeración (3–5 °C), por tiempo de 1, 3 y 6 días.
- 1 vernier.
- 1 micrómetro Haugh.
- 1 micrómetro.
- 3 vasos de vidrio o plástico pequeños (50-100 mL).
- 1 vidrio de 40x40 cm x 3 mm de espesor.
- Abanico de Roche.

- 6 hojas de papel milimétrico o blanco\*\*.
- Marcador indeleble\*\*.
- 6 acetatos limpios\*\*.
- Potenciómetro para pH.

\*\*Material que debe traer el alumno.

### 10.1.2 Procedimiento

Para realizar la práctica los alumnos se dividirán en equipos y cada equipo trabajara con 6 huevos almacenados a diferente tiempo y temperatura.

#### Determinación de la calidad exterior

- 1) Obtenga el peso individual de 6 huevos y anote el tiempo que estuvo almacenado y temperatura de almacenamiento.
- 2) Procure identificar cada huevo con el marcador indeleble.
- 3) Observe las características del cascaron, como son: color, limpieza, aspereza y anote la información en el cuadro correspondiente. Realice la clasificación según la Norma Mexicana nmx-ff-079-scfi-2004.

Determinación de la calidad exterior del huevo							
Huevo	Peso	Color	Limpieza	Aspereza	Clasificación	Tiempo de almacenamiento	T °C
A							
B							
C							
1							

2							
3							

### Forma del huevo

- 1) Mida con la ayuda de un vernier el diámetro del ecuador y la longitud del eje entre los polos del huevo.
- 2) Obtenga el índice de forma (I.F.), calculando la relación entre el largo y ancho, anote la medición.

$$\text{I.F.} = \text{Ancho/Largo}$$

Forma del huevo			
Huevo	Largo	Ancho	I.F.
A			
B			
C			
1			
2			
3			

### Determinación de la calidad interior

- 1) Realice la prueba de extendido seleccionando 3 huevos para determinar la calidad de la clara.

- 2) Quiebre el cascaron del huevo y a nivel de la superficie del vidrio de 40x40 cm, abra el huevo y deposite el contenido cuidadosamente, determine la firmeza de la clara gruesa de acuerdo con la siguiente escala de firmeza:
  - a. Firme (+++)
  - b. Medianamente firme (++)
  - c. Sin firmeza (+)
- 3) Para el cálculo de la superficie de extendido relativa de la clara delgada y la clara espesa coloque con mucho cuidado por arriba del huevo, sin tocarlo, el acetato y con un marcador trace la periferia de la clara delgada y de la clara gruesa.
- 4) Calque el diagrama a papel milimétrico, recorte la periferia de la clara delgada y de la clara espesa.
- 5) Cunte los cuadros y calcule las superficies:
  - a. Superficie de la clara delgada (S.C.D.)= $\text{cm}^2$ .
  - b. Superficie de la clara espesa (S.C.E.)= $\text{cm}^2$ .

Prueba de extendido				
Huevo	Firmeza de la clara	Longitud chalazas (mm)	Superficie delgada ( $\text{cm}^2$ )	Superficie gruesa ( $\text{cm}^2$ )
1				
2				
3				

### Índice de yema y color

- 1) Con ayuda del micrómetro Haugh mida la altura de la yema.
- 2) Con el Vernier medida el ancho de la yema y calcule el índice de yema (I.Y.).

$$\text{I.Y.} = \text{diámetro/Altura}$$

- 3) Determine el color por comparación con el abanico de Roche.
- 4) Observe en búsqueda de presencia de defectos (manchas de sangre u otros).
- 5) Registre sus mediciones.

Resultados, índice de yema y color					
Huevo	Altura yema (mm)	Diámetro yema (mm)	Índice de yema	Defectos de la yema	Color (abanico)
1					
2					
3					

### Calidad de la clara

- 1) Utilizando los mismos huevos, mida la altura de la albumina, colocando el micrómetro, entre la clara gruesa y la clara delgada, procurando no medir encima de las chalazas.
- 2) Para evaluar la calidad empleamos las unidades Haugh (U.H.). Con la siguiente formula:

$$\text{U.H.} = 100\log [\text{H}+7.57-1.7\text{P}^{37}]$$



Donde:

H= altura de la albumina en mm

P= peso del huevo en gramos

3) Anote sus resultados en el cuadro correspondiente y discuta los mismos.

Calidad de la clara			
Huevo	Altura clara gruesa (mm)	Peso del huevo (g)	U.H.
1			
2			
3			

### Determinación de pH de la clara y de la yema

- 1) Ponga en un vaso las yemas y en otro las claras de dos de los huevos utilizados con anterioridad. En otro vaso coloque las claras y yemas del otro huevo (huevo entero).
- 2) Agite lentamente las muestras para homogenizar, procurando no hacer espuma y mida el pH.

Determinación de pH de la clara y de la yema		
Huevo entero pH	Clara pH	Yema pH

--	--	--

### **Cámara de aire**

- 1) Coloque en un recipiente los otros 3 huevos, previamente pesados, marcados para su identificación y medidos.
- 2) Añada agua suficiente para cubrir la muestra y caliente a ebullición, cerca de 10 minutos.
- 3) Después de este tiempo saque el huevo y con agua fría a chorro enfríelo.
- 4) Mida con el Vernier y anote en mm los siguientes valores:
  - a. Longitud del huevo entero.
  - b. Longitud del huevo sin cascaron: para efectuar esta medida, quite cuidadosamente el cascaron del extremo donde se ubica la cámara de aire e introduzca el vástago del Vernier hasta el extremo opuesto, registre la medida.
  - c. El espesor del cascaron con ayuda del micrómetro.
- 5) Expresión de resultados:

$$\text{Cámara de aire} = A - 2B - C$$

Donde:

A= Longitud del huevo entero en mm.

B= Grosor del cascaron en mm.

C= Medida del huevo sin cascaron en mm.

Mediciones de la cámara de aire del huevo

Número de huevo	Longitud huevo entero (mm)	Longitud del huevo sin cascarón (mm)	Grosor del cascarón (mm)	Cámara de aire (mm)

### Efecto del tipo y tiempo de almacenamiento

- 1) Recolecte los resultados de los otros equipos y anótelos en el cuadro siguiente:

Efecto del tipo y tiempo de almacenamiento														
Características	Frescos		Almacenados a T. ambiente						Almacenados en refrigeración					
Peso del huevo														
Índice de forma														
SCD (cm <sup>2</sup> )														
SCG (cm <sup>2</sup> )														
Índice de														

yema																		
Color de la yema																		
Altura de la clara gruesa																		
Unidades Haugh																		
pH de la yema																		
pH de la clara																		
pH huevo entero																		
Grosor del cascarón (mm)																		
Cámara de aire (mm)																		
Clasificación																		

**10.1.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

b. Realice las siguientes gráficas:

- Tiempo (días) vs Unidades Haugh (U.H.)
- Tiempo (días) vs longitud de la cámara de aire (mm)
- Tiempo (días) vs índice de yema (I.Y.)

## **10.2 Prácticas de higiene**

### **Justificación académica**

Para la elaboración de alimentos de calidad y seguros, se requiere el uso de instalaciones limpias, debido a ello, es necesario que, desde la producción primaria hasta llegar al consumidor, sean aplicadas medidas de higiene, que consisten en todos los principios y practicas relacionadas con los alimentos, que son esenciales para mantener la salud.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Realizar procesos operacionales estandarizados de sanitización de manera eficiente.
- Realizar buenas prácticas de manufactura en la elaboración de embutidos cárnicos.
- El alumno será capaz de aplicar formularios para realizar buenas prácticas de manufactura.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Reconocer y aplicar eficientemente el proceso estandarizado de sanitización, así como la documentación de estos.

- Involucrar las buenas prácticas de manufactura en la elaboración de embutidos cárnicos.

### **10.2.1 Materiales y equipo**

- Formularios, los cuales deberán ser solicitados en la oficina del laboratorio.
- Utensilios de limpieza.
- Químicos de limpieza.
- Botas blancas.
- Bata u overol blancos.
- Cofia y cubrebocas.

### **10.2.2 Procedimiento**

- 1) Al inicio de la práctica los alumnos deberán colocar sus pertenencias en el área de vestidores del primer piso del Laboratorio Veterinario de Ciencia de la Carne y Salud Pública (LVCCySP).
- 2) Los alumnos deberán colocarse el equipo necesario para comenzar con las actividades.
- 3) Los alumnos deben asignar e identificar a los responsables para la verificación de:
  - a. Control de químicos.
  - b. Liberación de instalaciones.
  - c. Higiene de personal.
  - d. Control de proceso.
  - e. Control de materia prima.

## **Limpieza y desinfección**

### **Control de químicos:**

- 1) Al inicio de la práctica, el responsable de químicos deberá ingresar al área de químicos a confirmar que se encuentre el formato de control de químicos, en caso de no estar, deberá solicitarlo al responsable de la práctica.
- 2) El responsable de químicos será la única persona encargada de suministrar todo el material de químicos solicitado por los alumnos y lo registrará en el formato anteriormente mencionado.
- 3) Los únicos químicos de limpieza que serán utilizados en el laboratorio serán los que se encuentren en el área de químicos.
- 4) La medición de químicos se realizará por medio de la probeta o jeringa que se encuentra en el área y las cantidades deben ser registradas en el formato.
- 5) Al finalizar las actividades, se colocará todo el material en su lugar y se verificará que no haya ningún material de químicos (recipientes de jabón, fibras, atomizadores, etcétera) fuera del área de químicos.

#### **Procedimientos y operaciones estándar de sanidad**

- 1) Después de que hayan sido asignados a los responsables de las actividades de buenas prácticas de higiene, la persona asignada a liberación de instalaciones o el responsable de la práctica, asignará a los encargados de cada una de las áreas a limpiar y desinfectar.
- 2) Los alumnos realizarán la limpieza y desinfección del área, equipo o utensilios que les sean asignados, tomando en cuenta el POES correspondiente al área asignada.

- 3) Al finalizar la limpieza se le notificará al responsable de liberación de instalaciones, el cual tendrá que verificar que la limpieza fue realizada correctamente.
- 4) Al ser liberado, el alumno tendrá que salir del área de proceso y:
  - a. Si es inicio de turno prepararse para el ingreso a proceso.
  - b. Si es final de turno salir del área de proceso.

### **Liberación de instalaciones**

- 1) El responsable de liberación de instalaciones tendrá como única actividad verificar que los procedimientos de limpieza se realicen correctamente.
- 2) Durante el proceso, se debe asignar a responsables del lavado de equipo y utensilios que se lleguen a requerir y que se hayan ensuciado durante el proceso.
- 3) Al finalizar las actividades de limpieza, el responsable de POES verificara que no haya presencia de suciedad en los equipos o utensilios asignados, esto por medio de la vista y el tacto de acuerdo con que:
  - a. Visualmente: no existe presencia de residuos, no tenga acumulación de agua y no existan residuos de químicos de limpieza.
  - b. Sensorialmente: con el tacto debe confirmar que no exista presencia de biofilms y no tenga agua acumulada.
- 4) En caso de que aun exista suciedad en las superficies se le solicitara al alumno realizar una medida correctiva y se registrara en el formato de liberación de instalaciones.
- 5) Al confirmar que ya no exista presencia de suciedad, jabón o agua, el responsable de POES liberara las instalaciones y colocara sanitizante en



las superficies que considere que tengan contacto directo con los alimentos (solo preoperacional y operacional).

- 6) Al realizar la liberación de instalaciones:
  - a. Preoperacional: se verificará que, en las áreas de proceso, sanitización y de limpieza se encuentren bolsas de desechos (transparentes para inorgánica y amarilla para orgánica).
  - b. Posoperacional: se debe retirar todas las bolsas de desechos orgánicos e inorgánicos, los desechos inorgánicos deben colocarse en los botes azules ubicados afuera del laboratorio, los desechos orgánicos deben llevarse al incinerador.
- 7) Cuando todas las áreas hayan sido liberadas, se le informara al responsable de la práctica para poder iniciar o finalizar la práctica.

### **Higiene del personal**

- 1) Al finalizar las operaciones de limpieza y sanitización preoperacionales, todos los alumnos saldrán del área de proceso y se colocarán cofia y cubrebocas que serán proporcionadas por el responsable de higiene del personal.
- 2) No se podrá acceder con aparatos electrónicos, maquillaje, barba (hombres), accesorios (collares, anillos, aretes, etcétera), pantalones rotos y bermudas.
- 3) Los alumnos ingresarán uno por uno al área de sanitización, empezando por el responsable de higiene del personal, lavándose botas y manos como se indican en las ayudas visuales que están en el área de sanitización. Después de pasar el vado sanitario, el responsable de

higiene verificará la higiene del personal y decidirá si permite el acceso o no al área de proceso.

- 4) Después de que el responsable de higiene de personal haya permitido el acceso a todos los alumnos, deberán esperar indicaciones del responsable de la práctica.

#### **Verificación de higiene del personal**

- 1) Al finalizar las operaciones de limpieza y sanitización preoperacionales, el responsable de limpieza y sanitización tendrá que verificar que en el área de sanitización se tengan: jabón para botas, jabón de manos, sanitas, gel antibacterial y vado sanitario.
- 2) Después de haber pasado por el área de sanitización, el responsable de higiene de personal usará el formato específico para registrar a cada uno de los alumnos y verificar que cumplan con los requerimientos solicitados.
- 3) La verificación del personal se realizará visualmente evaluando:
  - a. Uniforme completo: si llega a faltarle alguna parte del uniforme (cofia, cubrebocas, botas blancas, bata blanca), se le negará el acceso hasta que sea rectificado.
  - b. Aseo persona: se verificará que el alumno se presente con manos limpias, uñas cortas y sin esmalte; hombres con cabello corto y afeitados; mujeres con cabello recogido y sin maquillaje. En caso de que incumpla con este rubro se le negará el acceso, hasta que sea corregido.
  - c. Estado de salud: se verificará visualmente que no lleguen a tener lesiones cutáneas en las manos y preguntando si presentan alguna enfermedad. En caso de presentar lesiones cutáneas se les

colocaran guantes y se les colocara en áreas en las cuales no lleguen a tener contacto con alimentos. Si están enfermos se le negara el acceso a proceso y se registrara en la sección de observaciones del formulario.

- d. Al finalizar el ingreso de todos los alumnos al área de proceso se cerrara la puerta del área de sanitización y se entregara el formato al encargado de la práctica.

## **Actividades de control**

### **Control de proceso**

- 1) Al inicio del proceso, el responsable de control de proceso asignara a los alumnos en las distintas etapas de la elaboración del producto.
- 2) Cada vez que se realice una etapa del proceso, se registraran los indicadores de control y se asignara una al estatus cuando se haya cumplido esa etapa en el formulario designado.
- 3) Antes de empaquetar, se pesará todo el producto elaborado y se registrará en el formulario.
- 4) Al finalizar el empaquetado se debe firmar y colocar nombre al formato en el rubro de responsable; se entregará el formato al responsable de la práctica.

### **Control de materia prima**

- 1) El responsable de materia prima debe registrar toda la materia prima que ingrese al laboratorio en el formato correspondiente a cárnicos, lácteos y no cárnicos, según sea el caso.

- 2) La materia prima cárnica y láctica se ingresará por la entrada de recepción de materia prima, ubicada frente a la cámara fría. En el caso de materia prima no cárnica se podrá ingresar por la entrada principal.
- 3) El pesaje de la materia prima cárnica se realizará en la báscula, la cual se encuentra frente a la Cámara fría.
- 4) En cada uno de los formularios se ingresarán los datos solicitados y se procederá a almacenar la materia prima recibida, colocando una etiqueta a la materia prima cárnica o láctica según corresponda la etiqueta, las cuales se solicitarán al encargado de laboratorio.
- 5) Posteriormente se procederá a almacenar la materia prima cárnica y láctica en la cámara fría en la sección de materia prima y la materia prima no cárnica en el área de materia prima.
- 6) Al terminar de ingresar la materia prima cárnica los formularios deben entregarse al encargado de la práctica.

### **10.2.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documento con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.

### **Bibliografía**

González, S. J. J., Barrera, O. A. M., Peña, G. E. M., Covielles, L. J. C., León, P. S. K. (2020), Manual de prácticas para el módulo calidad de los productos de origen animal, México: Programa Editorial División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana.

## **11. Sistemas de Producción Animal.**

El módulo de Sistemas de Producción Animal, hasta el momento de la realización del presente manual, contempla únicamente prácticas de campo, dichas actividades permanecen fuera de los alcances e intereses de este manual, por lo tanto, no se abordan.

## **12. Gestión de la eficiencia reproductiva y genética.**

Filiberto Fernández Reyes

José Ernesto Hernández Pichardo

### **Introducción**

La reproducción animal y la genética son herramientas clave en los sistemas de producción animal, por ello es importante conocer y aplicar los principios de la fisiología reproductiva en la planeación, organización, evaluación, control y supervisión de la producción. En la búsqueda de producir de manera eficaz alimentos de origen animal, se han creado técnicas de mejoramiento en los sistemas de producción en lo que a reproducción y mejoramiento genético refiere, actualmente se tiene en cuenta que el conocimiento y aplicación de los factores relacionados a estas disciplinas, impacta positivamente en el aprovechamiento y explotación de los animales, en beneficio del ser humano (Aedo, 2015). En esta sección se abordan las principales prácticas de laboratorio que ayudaran al alumno de medicina veterinaria y zootecnia a terminar de comprender las estructuras anatómicas y procesos fisiológicos reproductivos. Así como a emplear las principales técnicas de laboratorio concernientes al proceso reproductivo animal, que tienen una implicación tanto clínica como zootécnica.

### **12.1 Disección del aparato reproductor de la hembra y del macho de siete especies domésticas (Bovino, ovinos, caprinos, porcinos, equinos, caninos y felinos)**

#### **Justificación académica**

Es esencial conocer las estructuras que conforman el aparato reproductor de la hembra y del macho, así como sus funciones, para tener la capacidad de realizar técnicas de reproducción asistida, entre las que se encuentran: inseminación artificial, sincronización de estros, recuperación y transferencia de embriones, diagnóstico de gestación por medio de la palpación o ultrasonido, obtención de eyaculados o espermatozoides de cola de epidídimo. Además, es de gran utilidad para diagnosticar patologías que afecten el aparato reproductor de la hembra y del macho.

## **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Identificar y describir las funciones de las estructuras anatómicas del aparato reproductor de la hembra y del macho.
- Recuperar ovocitos y espermatozoides, de las siguientes especies domésticas: bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, equinos, caninos y felinos.

Para lo cual el alumno deberá:

- Identificar, describir, explicar y comparar las estructuras del aparato reproductor de las hembras de las diferentes especies domésticas.
- Localizar las estructuras que se pueden observar y palpar en la superficie ovárica de una vaca y una yegua.
- Reconocer que estructuras tienen un complejo cumulo-ovocito.
- Identificar, describir, explicar y comparar las estructuras del aparato reproductor de los machos de diferentes especies domésticas.
- Explicar la importancia del plexo pampiniforme y el musculo cremáster.

- Conocer la clasificación de los penes de acuerdo con la cantidad de tejido fibroso.
- Identificar y describir las partes de un espermatozoide y las funciones de cada una de estas.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Describir las estructuras que se identifican en la superficie ovárica y función de cada una de ellas.
- Describir las estructuras de un ovocito recuperado de un folículo.
- Explicar las diferencias anatómicas de los úteros entre las especies en estudio.
- Describir el curso que siguen los espermatozoides desde el testículo hasta que es eyaculado.
- Describir las partes de los espermatozoides, obtenidos de la cola del epidídimo.
- Analizar las funciones de las estructuras que conforman el órgano reproductor del macho y sus diferencias entre las especies domésticas.

#### **12.1.1 Material y equipo**

- Bata blanca.
- Guantes de látex.
- Guantes de palpación.
- Cubrebocas.
- Microscopio estereoscópico.
- Microscopio óptico.



- Jeringas 10 mL.
- Cajas de Petri de 6 cm de diámetro.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Tubos cónicos de 15 mL.
- Catéteres de mariposa de diferentes calibres.
- Estuche de disección.
- Aparatos reproductores de hembras vacías y machos de siete especies domesticas (bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, equinos, caninos y felinos).
- Tinción de eosina-nigrosina.
- Aceite de inmersión.

### **12.1.2 Procedimiento**

#### **Procedimiento general**

- 1) Lave el aparato reproductor y extiéndalo en la mesa de acero inoxidable-
- 2) Posteriormente se identifique cada una de las estructuras que conforman el aparato reproductor.
- 3) Realice la medición de cada estructura y se indican las funciones de cada una de ellas.

#### **Aparato reproductor de la hembra**

- 1) A nivel ovárico observe la forma y estructuras que se encuentran en la superficie, identifique su función de cada una, y si es posible determine la etapa del ciclo estral.

- 2) Identifique el oviducto, haciendo una disección de este, realice la medición de la estructura y determine su diámetro; explique su función.
- 3) Clasifique el tipo de útero morfológicamente, así como en base a su fusión intercornual, según la especie en estudio.
- 4) Realice la palpación del cérvix, haciendo su disección, medición y una vez cortado, su descripción.
- 5) Describa la función de la vagina, indicando que especies presentan fórnix, así como ventaja y desventaja de la presencia de esta estructura.
- 6) Identifique el orificio uretral y clítoris, además de las características de la vulva.
- 7) Localice las estructuras que se pueden palpar por vía rectal en vacas y yeguas.

#### **Aparato reproductor del macho**

- 1) En primer lugar, indique la posición de los testículos en los animales domésticos, realizando la disección de las capas que envuelven a los testículos.
- 2) Identifique las estructuras que participan en la termorregulación de los testículos.
- 3) Proceda a la identificación de la túnica albugínea y mediastino, así como la división del epidídimo.
- 4) Localice las estructuras que conforman el cordón espermático.
- 5) Sitúe el conducto deferente e indique su diámetro.
- 6) Describa las glándulas accesorias presentes en los animales domésticos.
- 7) Identifique y describa las partes del pene, indicando las características de un pene de tipo vascular y un pene de tipo fibroelástico.

- 8) Finalmente, realice la descripción del glande de las distintas especies en estudio.

### **12.1.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- b. Elabore un cuadro sinóptico de cada una de las partes del aparato reproductor de la hembra de siete especies domésticas, con sus características y funciones específicas.
- c. Elabore un cuadro comparativo de las estructuras y medidas del aparato reproductor de las hembras y machos en estudio.
- d. Dibuje un ovocito recuperado de un folículo.
- e. Elabore un cuadro sinóptico de cada una de las partes del aparato reproductor del macho de siete especies domésticas, con sus características y funciones específicas.
- f. Dibuje un espermatozoide con todas sus estructuras.
- g. Observe las imágenes y conteste lo que se le solicita:

a) ¿De qué especies son estos aparatos reproductores? Identifique en las imágenes las estructuras anatómicas.



---

---

---

---

---

b) ¿Qué estructura anatómica del aparato reproductor se observa en esta fotografía y cuál es su importancia en la reproducción?



---

---

---

---

---

c) Describa las características del ovario de yegua que se observa en la fotografía:



---

---

---

---

---

**12.2 Determinación de la etapa del ciclo estral de la perra mediante citología vaginal exfoliativa.**

**Justificación académica**

La especie canina presenta características reproductivas muy diferentes a las demás especies domésticas, como que el inicio de su ciclo estral comienza en el proestro, mientras que en las otras especies es el estro. La citología vaginal exfoliativa ayuda a determinar el inicio del estro, lo que determinara el momento adecuado para realizar la monta natural o inseminación artificial en la perra.

**Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Determinar la etapa del ciclo estral de la perra, mediante citología vaginal exfoliativa.

Para lo cual el alumno deberá:

- Identificar y explicar cuáles son las principales células que se observan en un frotis vaginal y características de estas.
- Identificar y explicar cuáles son las principales células que se observan en un frotis vaginal, en una perra en estro.
- Reconocer las células que se observan en una perra que está en una fase lútea.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Explicar desde el punto de vista endocrino la formación de un epitelio pseudoestratificado en vagina.
- Describir el tipo de células que se encuentran en un frotis de una perra en estro.
- Describir el tipo de células que se encuentran en un frotis en una perra en proestro, en diestro o en anestro.

#### **12.2.1 Materiales y equipo**

- Bata de laboratorio.
- Guantes de látex.
- Cubrebocas.
- Hisopo de plástico estéril de 15 cm de largo.
- Portaobjetos.

- Cubreobjetos.
- Microscopio.
- Algodón.
- Canino hembra propiedad de los alumnos.
- Solución salina estéril.
- Lugol o agua oxigenada.
- Tinción de Papanicolaou (tinción tricrómica: hematoxilina de Harris, OG-6 y EA-50).
- Tinción Diff Quik (Tinción de wright-giemsa modificada).
- Aceite de inmersión.

### **12.2.2 Procedimiento**

#### **Toma de muestra**

- 1) Debe realizar un muestreo cada tercer día.
- 2) Humedezca un pedazo de algodón con un poco de agua para limpiar la zona y así evitar la contaminación del hisopo estéril.
- 3) Introduzca el hisopo estéril en un ángulo de inserción de 45 grados, de manera cuidadosa, por la vulva con sentido dorsal hasta pasar el vestíbulo y redireccionarlo hacia sentido craneal para llegar al conducto vaginal.
- 4) Posteriormente con un movimiento controlado, gire el hisopo de 2 a 3 veces, procurando presionar ligeramente de manera circular contra la mucosa vaginal.
- 5) Extraiga el hisopo cuidadosamente y deposite el contenido en un portaobjetos limpio y seco.
- 6) Proceda a realizar la técnica de extensión sobre el portaobjetos, rotando el algodón del hisopo sobre el portaobjetos y finalmente fíjelo.

## **Técnica de tinción de Papanicolau**

- 1) Para la fijación de las muestras introduzca las laminillas en Etanol al 96% por 15 minutos.
- 2) Posteriormente realice los baños rápidos, consecutivos y en orden:
  - a. Etanol al 80%.
  - b. Etanol al 70%.
  - c. Etanol al 50%.
  - d. Agua corriente, 1 minuto.
- 3) Introduzca las laminillas en Hematoxilina por 5 minutos.
- 4) Al terminar este tiempo, realice 5 baños rápidos, consecutivos y en orden:
  - a. Agua corriente, 5 minutos.
  - b. Etanol al 50%.
  - c. Etanol al 70%.
  - d. Etanol al 80%.
  - e. Etanol al 96%.
- 5) Posteriormente, introduzca las laminillas por 10 minutos en el colorante OG-6, seguido de un baño rápido en agua corriente y déjelas reposar en colorante EA-50 por 10 minutos.
- 6) Al finalizar los 10 minutos, realice otro baño rápido en Etanol al 96%.
- 7) Finalmente lleve a cabo baños lentos, que no deben pasar de 1 minuto cada uno, realice 2 en etanol absoluto y 2 en Xilol.
- 8) Al finalizar, monte los cubreobjetos colocándoles resina sintética o bálsamo de Canadá para su observación en el microscopio.

## **Observación al microscopio**

- 1) Evalúe todo el campo celular en la laminilla.

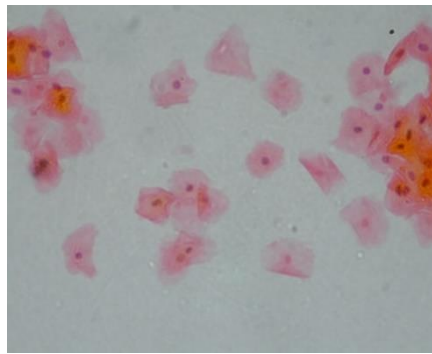


- 2) Identifique en cada laminilla los cambios apreciables comparados con los muestreos realizados cada tercer día.

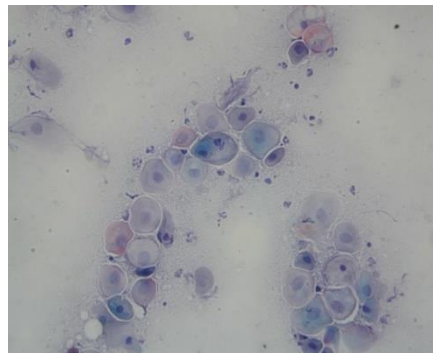
### 12.2.3 Actividad de evaluación

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

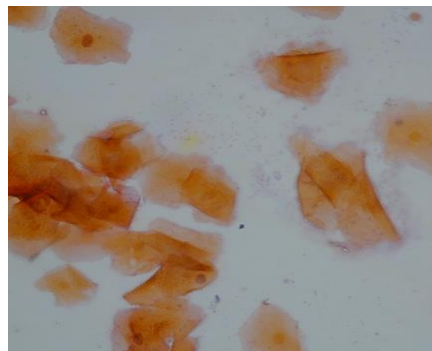
- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- b. Observe las imágenes y conteste lo que le pide:



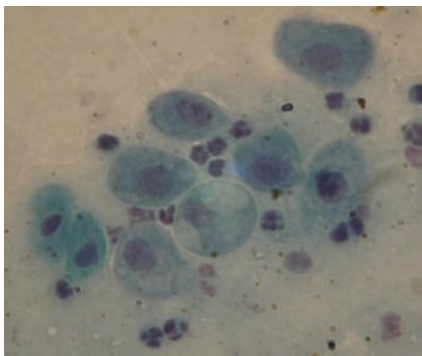
a)



c)



b)



d)

- Describa el tipo de células que se observa en las fotografías: a, b, c, y d:

---

---

---

---

---

- En base a lo anterior indique en qué etapa del ciclo estral se encontraban estas hembras, justifique su respuesta:

---

---

---

---

---

### **12.3 Evaluación de la capacidad reproductiva del semental.**

#### **Justificación académica**

La evaluación de la capacidad reproductiva del macho está indicada antes de la compra o venta de un semental, así como antes de incluirlo en la reproducción o en un programa de empadre, siendo la principal labor del macho preñar el mayor número de hembras en un tiempo determinado. De ahí la importancia de realizar los siguientes exámenes: físico general, del aparato reproductor, libido y capacidad de monta, así como de la calidad del semen de los sementales.

#### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Evaluar la capacidad reproductiva de sementales domésticos, mediante el examen físico, el examen del aparato reproductor, la evaluación de libido y la capacidad de monta.
- Obtener el semen de animales domésticos mediante diferentes técnicas (Vagina artificial, electroeyaculación, masturbación) para evaluarlo macroscópica y microscópicamente.
- Determinar las dosis que se obtendrán si se realiza inseminación artificial con semen diluido o congelado.

Para lo cual el alumno deberá:

- Conocer cuáles son los principios para la obtención de semen mediante vagina artificial, electroeyaculación y masturbación.
- Identificar las características macroscópicas que se evalúan de un eyaculado, de machos de diferentes especies domésticas y promedio de estas características.
- Describir las características microscópicas que se evalúan de un eyaculado, de machos de diferentes especies domésticas y promedio de estas características.
- Explicar cómo se clasifican las anomalías espermáticas.
- Conocer las variables que se deben considerar para determinar el número de dosis de un eyaculado y cantidad de diluyente que se debe adicionar.

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Obtener un eyaculado mediante vagina artificial, electroeyaculación o masturbación.

- Evaluar las características espermáticas macroscópicas de un eyaculado.
- Evaluar las características espermáticas microscópicas de un eyaculado.
- Nombrar los principales componentes de un diluyente, indicando la función de cada uno de ellos.

### **12.3.1 Materiales y equipo**

- Campana de flujo laminar.
- Microscopio óptico.
- Termo platinas a 37.5°C.
- Baño María a 37.5°C.
- Cámara de Neubauer.
- Pipetas de glóbulos rojos.
- Pipetas de 100 µL y puntas de diferentes calibres (10 µL, 50 µL y 100 µL)
- Succionadores.
- Contadores para espermatozoides.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Tubos estériles de 15 mL.
- Termos.
- Mamilas de 50 mL.
- Embutidos o conos de látex.
- Termómetro.
- Ligas.
- Jeringas de 10 mL.
- Papel absorbente.

- Tiras para determinar pH.
- Filtros Milipore.
- Vasos de precipitado de 50 mL.
- Probetas de 100 mL.
- Frasco de Triladyl®.
- Solución salina al 2%
- Tinción eosina-nigrosina.
- Aceite de inmersión.
- Vaselina.
- Vaginas artificiales de: toro, ovino, equino.
- Electroeyaculador de toro y ovinos.
- Bata blanca.
- Guantes de látex.
- Cubrebocas.

### **12.3.2 Procedimiento**

#### **Obtención del semen**

- 1) Realice la anamnesis y la historia clínica de los animales a los que se les tomara la muestra, con el fin de prevenir enfermedades.
- 2) Revise registros relativos a la descendencia y fertilidad, con la finalidad de conocer sobre defectos congénitos y el estatus reproductivo del donante.
- 3) Obtenga eyaculados de algunos de los siguientes machos domésticos: toro, ovino, caprino, porcino, equino, canino o felino, mediante vagina artificial (VA), electroeyaculación (EE) o masturbación (ME).

- 4) Antes de la obtención del eyaculado se debe lavar, secar y cortar los pelos del orificio prepucial. En el garañón se lava el pene con agua tibia y se seca con toallas desechables, para realizar lo anterior se coloca al garañón ante una yegua en estro para que haya erección.

### **Manejo de las muestras**

- 1) Una vez obtenido el semen, debe protegerlo de los rayos solares y colocarlo en baño María a 32°C, para iniciar su evaluación. Además, considere que todo el material que entre en contacto con el semen debe de estar limpio y atemperado a 37.5°C.
- 2) Observe el color del eyaculado, realice la observación inmediatamente obtenido el eyaculado, este va de un color blanco, cremoso, lechoso a grisáceo; otros colores pueden indicar alteraciones como presencia de sangre o pus.
- 3) Posteriormente, evalúe el volumen del eyaculado, midiendo directamente del tubo o recipiente de recolección; el volumen varía entre especies.
- 4) Finalmente, estime el pH, el cual se mide con un papel tornasol. Coloque una gota del eyaculado en una tira reactiva, observe el cambio de color de la tira que y compárela con el patrón de colores que viene en el paquete de las tiras que indican el valor del pH del eyaculado. Aunque varía entre las especies, encontrará valores con un rango de 6.2 a 7.4.

### **Evaluación microscópica**

Para la evaluación microscópica debe considerar que todo el material que entre en contacto con el semen debe de estar limpio y atemperado a 37.5°C.

### **Movilidad masal**

Es definida como el movimiento en remolinos que se observa en una muestra del eyaculado.

- 1) Coloque una gota de semen sin diluir en un portaobjeto y sin colocar un cubreobjeto, posicónelo encima de una platina a 37.5°C.
- 2) Evalúa de forma subjetiva utilizando una escala de 0 a 4. Considere que se puntúa 4 cuando se observan oleadas o remolinos con movimiento rápido y vigoroso, y 0 cuando no observe movimiento.

### **Movilidad progresiva**

- 1) Deposite una gota de 15  $\mu$ L de semen diluido sobre un portaobjetos a 37.5°C y coloque un cubreobjetos para observar a un aumento de 40X y así estimar el porcentaje de espermatozoides con movimiento progresivo y lineal.
- 2) Calcula subjetivamente, considerando que un buen eyaculado debe de tener  $\geq 80\%$  de motilidad progresiva.

### **Concentración espermática**

- 1) Coloque una gota de 50  $\mu$ L de semen en un portaobjeto y de esta gota con una pipeta de glóbulos rojos aspire semen hasta la marca de 0.5.
- 2) Posteriormente succione solución salina al 0.9% hasta la marca 101, para obtener una dilución 1:200; agítela por 3 minutos.
- 3) Una vez realizado lo anterior, deseche las primeras 3 o 5 gotas, luego por capilaridad llene ambos lados de la cámara de Neubauer; en la que previamente habrá de colocar un cubreobjeto especial sobre los bordes, creando el espacio a llenar con el semen diluido.
- 4) Después de 10 minutos realice el conteo de los espermatozoides que estén dentro de cinco cuadrantes (los de las esquinas y el del centro):

- a. Solo cuente las cabezas de los espermatozoides, cuando estas coincidan con los márgenes de los cuadrantes seleccionados ya sean el borde izquierdo e inferior o el borde derecho y superior.
- 5) Realice lo anterior usando un microscopio óptico con objetivo de 20 a 40X. Si cuenta en ambas cámaras determine el promedio.
- 6) Ya determinado el número de espermatozoides multiplique por 107 y el resultado es el número de espermatozoides por mL.

### **Viabilidad**

- 1) Pipetee 5  $\mu$ L del eyaculado ya diluido y mézclelo suavemente con 5  $\mu$ L de solución de eosina al 0.5 % para posteriormente hacer el frotis.
- 2) Fije inmediatamente mediante calor y observe con un aumento de 40X.
- 3) Evalúe 100 espermatozoides, considere que aquellos con coloración rosada se consideran espermatozoides muertos y aquellos sin coloración indica que están vivos.
- 4) Cuente al menos 100 espermatozoides en total.

### **Morfología espermática**

- 1) Con el frotis utilizado para la viabilidad, evalúe la morfología de los espermatozoides. Para esta evaluación considere que se dividen en espermatozoides con morfología normal y con morfología anormal, esta última a su vez se divide en anormalidades primarias y secundarias.
- 2) Examine 100 células en total clasificándolas como espermatozoides normales y anormales.

Una vez obtenidos los valores anteriores determine el número de dosis, en base a la concentración de espermatozoides por dosis, así como el volumen que se debe de adicionar al eyaculado, dependiendo del tipo de semen que se va a



utilizar (fresco-diluido, diluido-refrigerado o congelado), y el tipo de envase para su criopreservación.

### **12.3.3 Actividad de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- b. Elabore un cuadro sinóptico con las medidas (largo y diámetro), de las vaginas artificiales que se usan en los animales domésticos.
- c. Elabore un cuadro sinóptico indicando:
  - Los voltajes y tiempo de aplicación para obtener un eyaculado, en las especies en donde se usa la EE.
  - Si el eyaculado colectado y evaluado, demuestra si el semental es apto para la reproducción.
  - Si el eyaculado es apto para usarse en inseminación artificial.
  - Incluir la cantidad de diluyente que se debe de adicionar dependiendo de la especie y tipo de inseminación, ya sea semen fresco-diluido, diluido-refrigerado o congelado.
- d. Conteste lo que se le solicita:
  - Describa las características macroscópicas de un eyaculado de ovino (imagen a).
  - Indique el principio para determinar la viabilidad espermática por medio de una tinción (imagen b).

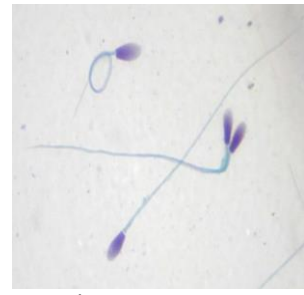
- Qué tipo de anomalía se observa en la imagen c.



a)



b)



c)

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---

---

#### 12.4 Criopreservación de semen de animales domésticos.

##### Justificación académica

La criopreservación de semen es una importante biotecnología reproductiva, que busca promover la conservación del germoplasma del macho por tiempo indeterminado. Esta biotecnología, cuando se asocia a la inseminación artificial, representa un mecanismo eficiente para la promoción y difusión de material genético de excelente calidad.

## **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Identificar y describir las funciones de los principales componentes que conforman el diluyente.
- Conocer los diferentes métodos de criopreservación de semen, así como diferentes tipos de envasado.
- Evaluar las características de un semen post criopreservado, almacenado en diferentes envases.

Para lo cual el alumno deberá:

- Preparar diluyentes para emplearlos en diferentes tipos de semen: semen fresco-diluido, semen diluido-refrigerado y semen criopreservado.
- Practicar diferentes métodos de criopreservación de semen, de machos de especies domésticas.
- Examinar las características espermáticas de semen post criopreservado, de machos de especies domésticas.

## **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Explicar cómo se determina el número de dosis de un eyaculado y cantidad de diluyente que se tiene que adicionar para realizar la criopreservación.
- Indicar los tipos de crioprotectores que existen, mencionando algunos ejemplos de ellos y su principio de acción.
- Describir el procedimiento de la criopreservación de semen desde la dilución hasta la evaluación de semen post-criopreservación.

### **12.4.1 Materiales y equipo**

- Campana de flujo laminar.
- Microscopios ópticos.
- Termo platinas a 37.5°C.
- Baño María a 37.5°C.
- Cámaras de Neubauer.
- Pipetas de glóbulos rojos.
- Succionadores.
- Contadores para espermatozoides.
- Gradillas.
- Termo de nitrógeno líquido.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Tubos estériles de 15 mL.
- Termos.
- Mamilas de 50 mL.
- Termómetros.
- Ligas.
- Jeringas de 10 mL.
- Papel absorbente.
- Tiras de pH.
- Filtros Milipore.
- Vasos de precipitado de 50 mL.
- Probetas de 100 mL.

- Pajillas de 0.5 mL.
- Pakillas de 0.25 mL.
- Cajas de Petri.
- Gobeletes.
- Bastones.
- Regla para nitrógeno líquido.
- Cajas de poliuretano.
- Triladyl.
- Solución salina al 2%.
- Tinción eosina-nigrosina.
- Aceite de inmersión.
- Vaselina.
- Alcohol de polivinil.
- Bata blanca.
- Guantes de látex.
- Cubrebocas.
- Vaginas artificiales de: toro, ovino y equino.
- Electroeyaculador de toro y ovinos.

#### **12.4.2 Procedimiento**

##### **Obtención del semen**

1. Obtenga eyaculados de machos de diferentes especies domésticas.
2. Una vez obtenido el eyaculado colóquelo a una temperatura de 37.5°C, para su evaluación. Tenga en cuenta que es muy importante que todo el

material, diluyentes y reactivos que entre en contacto con el semen debe de estar estéril y atemperado a 37.5°C.

3. En caso de utilizar eyaculado de porcinos o equinos, tiene que centrifugarlos (400 a 1000 gravedades durante 2 a 15 minutos, dependiendo del diámetro de la centrifuga) y después retirar el sobrenadante para obtener solo el paquete espermático.

### **Determinación del número de dosis que se pueden obtener por eyaculado**

- 1) Sabiendo el tipo de envase a utilizar y considerando la siguiente información, determine la cantidad de diluyente que se debe agregar al eyaculado: volumen del eyaculado, concentración espermática por mL, porcentaje de motilidad progresiva, viabilidad y morfología normal, así mismo requiere saber la concentración de espermatozoides por dosis.

Por ejemplo:

- a. Considere un eyaculado de toro cuyas características son las siguientes: Volumen= 9 mL; concentración=  $1000 \times 10^6$ /mL; % motilidad progresiva= 80%; viabilidad= 85%; morfología normal= 85%. Con una concentración de 20 millones de espermatozoides por dosis.

Resultando en:

$$\frac{4896 \times 10^6 \text{ espermatozoides funcionales en el eyaculado}}{20 \times 10^6 \text{ espermatozoides por dosis}} = 244 \text{ dosis}$$

- b. Si se congela en pajillas de 0.5 mL, se tiene que multiplicar 244 x 0.5 mL = 122 mL de volumen total que se requiere para hacer 244 dosis, como ya se tienen 9 mL de eyaculado, se resta esta cantidad y el volumen de diluyente que se tiene que adicionar en este caso

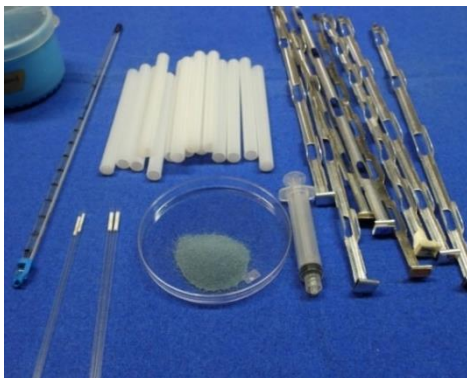
es de 113 mL, dicho diluyente debe tener la misma temperatura que tiene el eyaculado.

- 2) Una vez haya diluido el semen, baje su temperatura de 37.5°C a 5°C en un lapso de 2 horas.
  - a. Coloque el semen diluido en un recipiente con agua a 37.5°C y cúbralo con papel aluminio para depositarlo en un cuarto frío a 5°C.
  - b. Al llegar a 5°C, mantenga el semen diluido en esa temperatura durante 2 horas, en el tiempo conocido como “periodo de equilibrio”.
- 3) Durante el periodo de equilibrio realice el envasado del semen, para lo cual ya deberá tener ya rotuladas las pajillas, los gobelets y los bastones, que deben estar a una temperatura de 5°C.
  - a. En las pajillas coloque los siguientes datos: raza, identificación del semental, dueño o rancho, fecha de congelación.
- 4) Una vez haya llenado las pajillas de 0.5 mL o 0.25 mL, séllelas con alcohol polivinilo, para posteriormente poderlas congelar en una caja de unicel con vapores de nitrógeno líquido (-120°C), a una altura de 5 a 10 cm del nivel de nitrógeno líquido por un lapso de 10 minutos. Finalmente, sumerja las pajillas en el nitrógeno líquido.
- 5) Saque las pajillas congeladas del nitrógeno líquido con la ayuda de unas pinzas y deposítelas en los gobelets, a su vez colóquelos en los bastones para que estos últimos se depositen dentro del termo con nitrógeno líquido.
- 6) Realice la descongelación a 37.5 °C por 45 segundos, para su evaluación post-criopreservación.

### 12.4.3 Actividad de evaluación

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía.
- b. Realice un flujograma desde la evaluación del semen fresco hasta la evaluación post-criopreservación. Indicando tiempos y temperaturas.
- c. Realice un cuadro sinóptico indicando en promedio las dosis que se obtienen en los eyaculados de machos de animales domésticos, promedio de la concentración de espermatozoides por dosis y tipo de envase.
- d. Realice un cuadro sinóptico indicando temperatura y tiempo promedio para descongelar semen criopreservado de diversas especies domésticas, indicando los valores mínimos posdescongelados para su uso.
- e. Describa y mencione la función del material para congelar semen que se observan en las siguientes fotografías:



---

---



---

---

---

---

---

---

---

## **12.5 Diagnóstico de gestación de animales domésticos**

### **Justificación académica**

El diagnóstico precoz de la gestación es una práctica común en los sistemas de producción animal, y se realiza con el objetivo de identificar lo más rápido posible a los animales no gestantes y reincorporarlos a un programa de reproducción. Sirve además para no vender hembras gestantes, no dar tratamiento de sincronización con prostaglandinas en hembras gestantes, determinar la fecha probable de los partos para su supervisión y establecer un adecuado programa de vacunación para evitar abortos. Mediante el ultrasonido se puede evaluar la viabilidad embrionaria y fetal, así como determinar el número de embriones o fetos.

### **Objetivos**

La realización de la práctica tiene por objetivo que el alumno logre:

- Realizar las técnicas de diagnóstico de gestación de los animales domésticos, mediante la palpación de estructuras a nivel uterino y de ultrasonido.

- Identificar y describir las funciones de las estructuras que conforman una placenta.
- Describir los tipos de placentación que se observan desde el punto de vista morfológico en los animales domésticos.

Para lo cual el alumno deberá:

- Conocer los signos que indican que una vaca o yegua se encuentran gestantes y el tiempo en que se diagnostica.
- Identificar el tipo de transductor que se usa para diagnosticar una gestación temprana por vía transrectal y dar el porqué de dicha selección.
- Explicar que estructuras se pueden identificar cuando se realiza un diagnóstico de gestación precoz por vía transrectal en rumiantes y yeguas.
- Identificar el tipo de transductor que se usa para diagnosticar una gestación avanzada por vía abdominal y dar el porqué de dicha selección.
- Explicar que estructuras de la placenta se observan mediante ultrasonido en oveja y cabra a los 35 días de gestación.
- Conocer el tipo de placentación que presentan la perra y la gata desde el punto de vista morfológico

### **Competencias a desarrollar**

Al finalizar la práctica el alumno será capaz de:

- Identificar los signos de gestación mediante palpación rectal o abdominal en hembras de animales domésticos.
- Interpretar las imágenes que se observan, cuando se diagnostica la gestación precoz mediante ultrasonido en hembras de los animales domésticos.

- Realizar las técnicas de ultrasonido (ecografía) transrectal y abdominal como diagnóstico de gestación.

#### **12.5.1 Materiales y equipo.**

- Equipo de ultrasonido.
  - Pantalla.
  - Consola.
  - Transductores lineales de 5 MHZ (Profundidad 8-10 cm).
  - Transductores sectoriales de 3.5 MHZ (Profundidad 12-15 cm).
- Dispositivo para introducir el transductor en ovinos y caprinos.
- Úteros gestantes de especies domesticas (vaca, oveja, cabra, cerda, yegua, perra y gata).
- Ovejas gestantes ubicadas en el bioterio.
- Frascos de gel de 100 mL.
- Bata blanca.
- Guantes de palpación.
- Cubrebocas.

#### **12.5.2 Procedimiento**

- 1) Lave el aparato reproductor y extiéndalo en la mesa de acero inoxidable, esto con la finalidad de identificar las partes del aparato reproductor. Observe principalmente ovarios, útero y cérvix, determine en qué cuerno uterino se lleva a cabo la gestación en hembras monótocas.
- 2) Mediante palpación identifique los signos que se pueden detectar en úteros gestantes de vacas y yeguas.

- 3) Posteriormente evalúe los úteros gestantes mediante ultrasonido para poder identificar las diferentes estructuras que indiquen que el animal esta gestante (vesícula embrionaria, embrión, placentomas, fetos, etcétera).
- 4) Una vez realizado lo anterior lleve a cabo la disección de los úteros gestantes para identificar las estructuras que conforman la placenta, indique las de cada una de ella y clasifique el tipo de placentación que presentan las hembras de los animales domésticos.
- 5) Identifique el cordón umbilical y analice su ramificación en la superficie del alantoides hasta llegar a las vellosidades coriónicas.

### **Diagnóstico de gestación mediante ultrasonido en ovejas gestantes**

- 1) Sujete a la hembra en posición de cuadripedestación, evacuando las heces del recto lo más que se pueda.
- 2) Introduzca el transductor este se fija a una varilla de acrílico rígido, la cual tiene una cavidad y un canal en donde se coloca el transductor y el cable de este.
- 3) Posteriormente, cubra el equipo montado con un guante de plástico y coloque gel en la parte en donde está el transductor, lubrique la punta de la varilla con el traductor e introdúzcalo lentamente en un ángulo de 45°.
- 4) Luego dirija el dispositivo hacia el piso de la pelvis, para localizar la vejiga, que servirá de referencia para localizar los cuernos uterinos, que se encuentran inmediatamente después de ella, a ambos lados.
- 5) En vacas y yeguas, introduzca el transductor por el recto usando la mano, previamente colocándolo en un guante de palpación con gel y manteniéndolo siempre en contacto con la mucosa del recto.

- 6) Cuando realice el diagnóstico vía transabdominal, debe limpiar el flanco y colocar el transductor con gel para realizar un buen contacto con la piel, diríjalo en un ángulo de 45° en dirección a la vejiga.

### **12.5.3 Actividades de evaluación**

Al finalizar, el alumno debe realizar las siguientes actividades:

- a. Realice el reporte de la práctica, documente con fotografías lo realizado en el laboratorio, su reporte deberá contener: portada, introducción, materiales y equipo, procedimiento, resultados, una breve discusión, conclusión y bibliografía; anexe a su práctica:
- Un reporte de las estructuras que identificó después de concluir la disección de los úteros gestantes, indicando la cantidad de líquido amniótico y alantoideo recuperado. Así como las medidas de los placentomas y de los fetos para determinar tiempo de gestación.
  - Un reporte donde adjunte y describa las imágenes obtenidas del ultrasonido en úteros gestantes, e identifique las estructuras.
  - Un reporte dónde indique la fecha probable de gestación en base a las estructuras observadas, en pantallas del ultrasonido.
- b. Observe las siguientes imágenes y conteste lo que se le pide:



- Mencione el tipo de placentación y estructuras que identifica en este utero gestante:

---

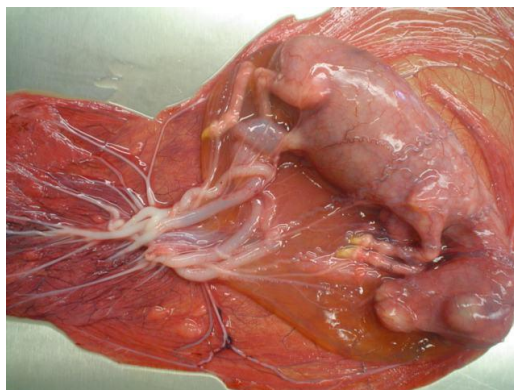
---

---

---

---

---



- Describa las membranas placentarias que se observan:

---

---

---

---

---

---

## **Bibliografía**

Aedo, L. B. (2015), Manual de Prácticas de Reproducción Animal, México: Universidad Veracruzana.

Avalos, R. A., González, S. J. A., Vargas, I. A. K., Herrera, B.J.A. (2018), Recolección y manipulación seminal In vitro, México: División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana.

García, M.M.C., Praderio, R.G., Bonaura, M.C., De la Sota, R.L., Stornelli, M.A. (2012). Relación entre parámetros ultrasonográficos y edad gestacional en la gata doméstica. *Analecta Vet*, 32(2), pp. 5-10.

Hernández, P. J. E., Fernández, R. F., Cortez, S.S. (1999), Fundamentos teóricos prácticos de la citología exfoliativa en Medicina Veterinaria, México: Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana.

Quintero, A. A. D., Mogollón, W. E. M., Gómez, S. N., Moreno, J. E. R., Dubeibe, M. D. F., Barajas, P. D. P. (2019), Diagnóstico de gestación en bovinos, Colombia: Universidad Cooperativa de Colombia.

Porras, A. A. I., & Paramo, R. R. M. (2009), Manual de prácticas de reproducción animal, México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México.

Rangel, P. L. E., Alarcón, Z. M. A., Galina, H. C., Hernández, C. J., Porras, A. A. I., Valencia, M. J. J., Balcázar, S. J. A., Boeta, A. M., Flores, G. H., Páramo, R. R. M. (2009), Manual de Prácticas de Reproducción Animal,

México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México.

Villamizar, G. G. D. (2014). Manual de procedimientos para la colecta y criopreservación de semen bovino para la empresa Santa Clara Genética estado Paraná-Brasil [Tesis de pregrado]. Universidad Cooperativa de Colombia, Colombia.