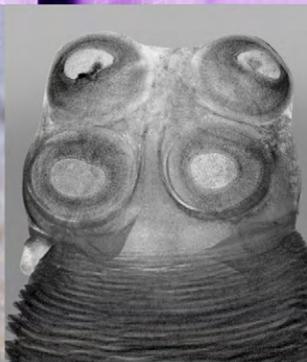
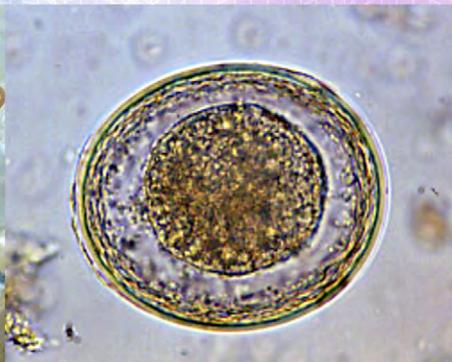




Diagnóstico de Laboratorio de las Enfermedades Parasitarias en Medicina Veterinaria

Coordinadores:

Froylán Ibarra Velarde
Yolanda Vera Montenegro



Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



Diagnóstico de Laboratorio de las Enfermedades Parasitarias en Medicina Veterinaria

Coordinadores:

Froylán Ibarra Velarde
Yolanda Vera Montenegro

Autores:

Irene Cruz Mendoza | Nélyda Saldaña Hernández
Froylán Ibarra Velarde | Alberto Ramírez Guadarrama
Héctor Quiroz Romero | Agustín Pérez Fonseca
Juan Antonio Figueroa Castillo | Evangelina Romero Callejas
Yolanda Vera Montenegro | Yazmín Alcalá Canto
María Cristina Guerrero Molina | Cintli Martínez Ortiz de Montellano
Guadalupe Galicia Velázquez | Patricia Padilla Aguilar



DIRECTORIO

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Enrique Graue Wiechers

Rector

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas

Secretario General

Mtro. Hugo Alejandro Concha Cantú

Abogado General

Dr. Luis Agustín Álvarez-Icaza Longoria

Secretario Administrativo

Dra. Patricia Dolores Dávila Aranda

Secretaria de Desarrollo Institucional

Lic. Raúl Arcenio Aguilar Tamayo

Secretario de Prevención, Atención y Seguridad Universitaria

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Francisco Suárez Güemes

Director

Dr. Jorge Hernández Espinosa

Secretario General

LC Enrique López Martínez

Secretario Administrativo

Dr. José Ángel G. Gutiérrez Pabello

Secretario de Vinculación y Proyectos Especiales

Dr. Froylán Ibarra Velarde

Jefe del Departamento de Parasitología

Dr. Enrique Jesús Delgado Suárez

Jefe del Departamento de Publicaciones

MVZ Enrique Basurto Argueta

Jefe del Departamento de Diseño Gráfico y Editorial



Primera edición, 7 de agosto de 2023.

DR© 2023, Universidad Nacional Autónoma de México.

Ciudad Universitaria, Coyoacán, 04510 México, Ciudad de México.

ISBN electrónico: 978-607-30-7299-1

Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales.

Hecho en México.

El Comité Editorial de la FMVZ de la UNAM reconoce la participación del **Dr. Germinal Jorge Cantó Alarcón**, Profesor-Investigador, Facultad de Ciencias Naturales de la Universidad Autónoma de Querétaro, como revisor técnico de esta obra.

Fotografías de: Juan Antonio Figueroa Castillo [excepto Capítulo 11].



AGRADECIMIENTOS

A todos los profesores, a los miembros del personal del Departamento de Parasitología de la FMVZ-UNAM y colaboradores, por su decidida participación para hacer posible la edición de este libro.



Gran líder,
gran ser humano,
gran amigo



In memoriam
Dr. Héctor Manelic Quiroz Romero
(1936- 2023)

Director de la FMVZ-UNAM de 1973-1977
Profesor Emérito de la UNAM en 1997
Jefe del Departamento de Parasitología
(periodos: 1977-80, 1988-89, 1999-2005)

61 años de incansable Labor Académica, Investigación
y Difusión en Parasitología Veterinaria





CONTENIDO

CAPÍTULO 1. Técnicas parasitológicas de diagnóstico	10
<i>Irene Cruz Mendoza y Nelyda Saldaña Hernández</i>	
CAPÍTULO 2. Técnicas coproparasitoscópicas.....	41
<i>Froylán Ibarra Velarde y Alberto Ramírez Guadarrama</i>	
CAPÍTULO 3. Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales y pulmonares en rumiantes domésticos.....	66
<i>Alberto Ramírez Guadarrama</i>	
CAPÍTULO 4. Diagnóstico de parasitosis hemáticas y ectoparásitos en rumiantes.....	76
<i>Héctor Quiroz Romero y Nelyda Saldaña Hernández</i>	
CAPÍTULO 5. Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, pulmonares y ectoparásitos en cerdos.....	84
<i>Froylán Ibarra Velarde y Agustín Pérez Fonseca</i>	
CAPÍTULO 6. Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, pulmonares y ectoparasitosis en equinos	98
<i>Juan Antonio Figueroa Castillo y Evangelina Romero Callejas</i>	
CAPÍTULO 7. Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, respiratorias, hemáticas y ectoparásitos en perros y gatos.....	112
<i>Yolanda Vera Montenegro y Irene Cruz Mendoza</i>	



CAPÍTULO 8. Diagnóstico de enfermedades sanguíneas, gastrointestinales y de la piel de las aves	132
<i>Yazmín Alcalá Canto</i>	
CAPÍTULO 9. Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales y ectoparasitosis en conejos.....	148
<i>Cintli Martínez Ortiz de Montellano y Guadalupe Galicia Velázquez</i>	
CAPÍTULO 10. Diagnóstico de enfermedades respiratorias y ectoparasitarias de las abejas.....	158
<i>Cristina Guerrero Molina</i>	
CAPÍTULO 11. Diagnóstico de parásitos en peces	170
<i>Patricia Padilla Aguilar y Alberto Ramírez Guadarrama</i>	
APÉNDICE I.....	192
APÉNDICE II	194
APÉNDICE IIA	196
APÉNDICE III.....	197



PRÓLOGO

El presente libro fue editado en respuesta a las necesidades de los estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de los profesores, de los médicos veterinarios titulados y de los técnicos que trabajan con material implicado en el Diagnóstico, Tratamiento y Control de las Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos y de algunas Zoonosis.

Las técnicas de laboratorio están sujetas a continuas modificaciones y mejoras, por lo que algunas de las tareas de nuestros profesores en el Departamento de Parasitología son: actualizar, adaptar, innovar y mejorar los métodos existentes en los procesos de enseñanza-aprendizaje, lo anterior con la finalidad de proveer un diagnóstico confiable, eficaz y económico.

El libro describe aspectos importantes sobre temas en: *Bioseguridad, Técnicas de Diagnóstico y Manejo de Microscopio*; y más adelante se profundiza propiamente en torno a las *Enfermedades Parasitarias*, en esta sección se describe a detalle los objetivos y actividades a desarrollar en un formato ejemplificador para realizar diagnóstico a manera de un caso clínico.

Durante décadas, todos los métodos que la presente obra incluye han sido utilizados de forma regular, incorporando modificaciones que han probado ser más confiables. Ha sido en los últimos años que la aplicación de la Biología Molecular ha provisto



importantes aportes al diagnóstico. Sin embargo, es un hecho real que las técnicas diagnósticas tradicionales continúan en uso, no solo por razones de costo, sino porque pueden ser utilizadas por estudiantes y técnicos laboratoristas en muchas universidades y pueden ser implementadas a nivel de campo, asimismo para ser utilizadas en laboratorios con mediana infraestructura.

Es importante señalar que el diagnóstico continuo y confiable permite mejorar la calidad de vida de nuestras mascotas y animales domésticos, así como la del ser humano a través de la prevención y/o control de las zoonosis, razón suficiente para tratar de mejorar nuestras metodologías existentes, apoyándonos con herramientas adicionales para lograr un control integral de cada enfermedad.

Finalmente, mencionar que este libro está dedicado a nuestros estudiantes y profesores de la asignatura de *Parasitología Veterinaria y Enfermedades Parasitarias*, procurando que puedan desarrollar sus estrategias y habilidades diagnósticas para el tratamiento y control de las Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos y algunas Zoonosis, así como de algunas enfermedades de presentación frecuente en peces.

Froylán Ibarra Velarde
Departamento de Parasitología
2023

**Diagnóstico de Laboratorio
de las Enfermedades
Parasitarias
en Medicina Veterinaria**



CAPÍTULO 1

Técnicas parasitológicas de diagnóstico



CAPÍTULO 1

Técnicas parasitológicas de diagnóstico

Irene Cruz Mendoza

Nelyda Saldaña Hernández

1. Introducción general

Son seis técnicas básicas las que se utilizan para el diagnóstico de parásitos; sin embargo, cada una tiene indicaciones y particularidades de uso, que los estudiantes aprenderán hacer y comprenderán en qué consiste la ejecución de cada técnica. De la misma manera, se estudiarán temas de importancia en cuanto a la bioseguridad dentro del laboratorio, el uso adecuado del microscopio y el manejo de material biológico. El abordaje de temas en este capítulo, será de la siguiente manera:

1. Conformación de grupos, de cuatro o cinco estudiantes con la finalidad de asignar tareas y calendarizar la obtención de muestras.
 - 1.1 Bioseguridad en el laboratorio.
 - 1.2 Manejo del microscopio en el laboratorio.- Microscopio estereocópico y Microscopio compuesto.
 - 1.3 Técnica de colecta, conservación y envío de muestras sanguíneas.
 - 1.4 Procesamiento de muestras sanguíneas.- Frotis sanguíneo.
 - 1.5 Tinciones.- Técnica de Giemsa y Técnica de Wright.



1.1 BIOSEGURIDAD EN EL LABORATORIO

Introducción

Durante las prácticas de laboratorio, se dan situaciones de riesgos que varían según el agente infeccioso y los procedimientos utilizados. Las Normas de Bioseguridad pretenden reducir a un nivel aceptable el riesgo a la manipulación del material peligroso.

Las prácticas en el laboratorio son un trabajo en grupo, por lo que la actitud en el cumplimiento de estas normas por parte de cada uno de los estudiantes, determinan su propia seguridad, así como la de sus compañeros.

Definiciones

Bioseguridad

La palabra bioseguridad se entiende por sus componentes: “bio” de *bios* (griego), que significa vida, y seguridad que se refiere a la calidad de ser seguro, libre de daño riesgo y peligro.

Es el conjunto de medidas preventivas, que engloba los marcos normativos y reglamentarios para el análisis y la gestión de los riesgos a la vida, la salud de las personas, los animales, las plantas y los riesgos asociados para el medio ambiente, procedentes de agentes biológicos físicos o químicos, logrando la prevención de impactos nocivos, basándose principalmente en la Legislación Ambiental Mexicana y Normas Oficiales Mexicanas (NOM) en materia de Residuos Peligrosos.



Residuos peligrosos

Es cualquier residuo o material generado en los procesos productivos, cuya calidad no permita usarlo nuevamente en el proceso que lo generó, en cualquier estado físico que por sus características corrosivas, reactivas, explosivas, tóxicas, inflamables (CRETI) o residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI), representan un peligro para el equilibrio ecológico o al ambiente.

Agente Biológico-infeccioso

Cualquier microorganismo que en concentraciones suficientes es capaz de producir enfermedades.

Almacenamiento temporal en el área de generación

Acción de retener temporalmente los residuos para su posterior disposición.

Disposición final

Acción de depositar o confinar residuos en sitios o instalaciones que permitan prevenir su liberación al ambiente y las consecuentes afectaciones a la salud de la población y ecosistemas.

Generador

Es el individuo que a través de cualquier técnica o procedimiento descarta un elemento de uso en el laboratorio, como jeringas, guantes, gasas, material biológico, químicos, etc. Por lo que debe tener el conocimiento para la identificación y separación adecuada de los residuos generados en las actividades del laboratorio.



Equipo de protección

Es obligatorio utilizar el equipo de protección personal para trabajar en el laboratorio como: bata blanca con mangas largas y abotonada, cubre bocas, mascarilla, lentes de seguridad, guantes apropiados para los procedimientos que puedan entrañar contacto directo o accidental con sangre, heces, químicos y otros materiales infecciosos.

Lavarse las manos después de trabajar y antes de abandonar el laboratorio; prohibido usar las prendas protectoras fuera del laboratorio, comer, beber, fumar, aplicar cosméticos, zapatos abiertos o de tacón, traer el cabello suelto y vestimenta corta.

Equipos de Emergencia en el laboratorio de prácticas de parasitología veterinaria

El laboratorio es un lugar donde, debido a las características del trabajo que en él se realiza, se pueden dar situaciones de emergencia ocasionadas por derrames, salpicaduras o incendio. Los incidentes o accidentes que se pudieran presentar, pueden ser controlados y tener efectos mínimos si se dispone de elementos adecuados. Estos elementos o equipos de emergencia son, principalmente, duchas de seguridad, fuentes lavaojos, extintores y ventilación adecuada (**FIGURAS 1, 2 y 3**).

Es necesario que los alumnos, personal académico y administrativo conozcan las zonas de seguridad, rutas de evacuación, y la ubicación del equipo de emergencia.

Si se produce un derrame de sustancias químicas, deberán avisar inmediatamente al responsable del laboratorio.



FIGURA 1. Lavaojos.



FIGURA 2. Ducha de seguridad.



FIGURA 3. Extintores.

PROCEDIMIENTO DEL MANEJO DE LOS DIFERENTES RESIDUOS QUE SE GENERAN CON MAYOR FRECUENCIA EN LABORATORIOS DE PRÁCTICAS DE PARASITOLOGÍA VETERINARIA

En los siguientes cuadros se describen la clasificación, identificación, disposición final (envasado) y su capacidad, así como el etiquetado correspondiente de RPBI (**CUADRO 1**), sangre y líquidos contaminados, vidrio o plástico de reúso o desecho (**CUADRO 2**), y Residuo de Manejo Especial (RME) (**CUADRO 3**).



CUADRO 1. Residuos Peligrosos Patológicos, No Anatómicos y Punzo cortantes.

Clasificación	Identificación	Envasado	Capacidad	Etiqueta
Patológicos	Heces (sin bolsa o frasco) Coágulos (sin tubo)	*	80 %	
No anatómicos	Guantes, cubrebocas, bolsas de heces jeringas, algodones, gasas, tapones y tubos vacutainer (contaminados con algún material biológico)	*		
Punzocortantes	Navajas, agujas de jeringas, hojas de bisturí (excepto todo material de vidrio roto utilizado en el laboratorio)	**		

*Bolsas de polietileno translúcido, calibre mínimo de 200.

**Contenedores rígidos de color rojo.



CUADRO 2. Manejo de sangre y líquidos contaminados, vidrio o plástico de reúso o desecho.

Identificación	Tratamiento y eliminación	Imagen
Sangre, suero, o líquidos corporales contaminados.	Soluciones de hipoclorito de sodio que agregadas en una proporción tal de sangre, sus componentes o líquidos contaminados, se logre una concentración final de cloro libre de 0.4 a 0.7 %, manteniéndose de esta manera durante una hora, previo a su desecho en la tarja.	
Vidrio o plástico (capilares, tubos vacutainer, porta objetos, frascos, pipetas) utilizados para contener, transferir, mezclar algún agente biológico infeccioso.	Después de remover los residuos en el material de vidrio o plástico contaminado se puede utilizar una concentración de hipoclorito de sodio a una concentración libre de 0.1 %, mantener una hora y proceder al lavado para su reúso o desecho.	
Material de vidrio o plástico de desecho descontaminado	El vidrio se deposita en el contenedor identificado como "vidrio de desecho" El plástico se deposita como RME	<p style="text-align: center;">Revisar RME</p>



CUADRO 3. Residuo de Manejo Especial (RME).

Identificación	Envasado	Capacidad	Etiqueta
Guantes, cubrebocas, gasas, algodón, tapones de jeringas, jeringas, frascos y tubos vacutainer de plástico, (que no estén contaminados de algún material biológico o químico)		80 %	Debe indicar: <ul style="list-style-type: none"> • RME • Nombre del Departamento generador • Peso

Residuos Peligrosos Químicos

Dentro del laboratorio se manejan reactivos químicos los cuales deben ser identificados y almacenados de forma adecuada para su correcta eliminación (CUADRO 4).

El generador es responsable de envasar, etiquetar e identificar el tipo de residuo peligroso químico generado, de acuerdo a la clave CRETI: Corrosivo, Reactivo, Explosivo, Tóxico e Inflamable.



CUADRO 4. Residuos peligrosos químicos.

Clasificación	Identificación	Envasado	Capacidad	Etiqueta
Líquidos	Código CRETI	Contenedores de: <ul style="list-style-type: none"> • Plástico (polietileno de alta densidad) • Vidrio plastificado (no utilizar envases de alimentos y bebidas) 	80%	
Sólidos contaminados con químicos (guantes, sanitas, papel filtro, jeringas, tubos etc.)				
				



1.2 MANEJO DEL MICROSCOPIO EN EL LABORATORIO

Introducción

El estudio de los organismos vivos requiere de aparatos de precisión, como lo es el microscopio. En el laboratorio de parasitología se emplean dos tipos: Microscopio estereoscópico y Microscopio compuesto.

MICROSCOPIO ESTEREOSCÓPICO

Es un tipo de microscopio óptico que permite observar la muestra generando una imagen en tres dimensiones, esto es que se observa la muestra a través de dos lentes distintos, que permite que la imagen llegue a cada ojo o sea ligeramente distinto, la combinación de estas dos imágenes mediante nuestros ojos produce el efecto tridimensional (**FIGURA 1**).

El microscopio estereoscópico tiene un foco que ilumina la muestra, y la luz reflejada por la muestra, es observada a través de los objetivos y oculares, de esta manera se pueden observar muestras sin o con preparación en montaje de laminillas y pequeñas partes de tejido.

En el caso del microscopio de luz transmitida, donde la luz atraviesa la muestra antes de llegar al objetivo, por lo cual los microscopios estereoscópicos carecen de condesador y diafragma principalmente y algunos microscopios no tienen el botón de ajuste micrométrico, en su lugar tienen objetivos separados para



incrementar el aumento, además lentes auxiliares o suplementarios en la parte inferior, y un botón de aumento (zoom) que aumenta o disminuye dicho aumento.



FIGURA 1. Partes de un microscopio estereoscópico.

- a) Ocular, b) ajuste de dioptría, c) cabezal,
- d) botón de ajuste del aumento, e) ajuste del enfoque, f) lentes auxiliares, g) brazo,
- h) platina con espejo debajo.



Método de enfoque del microscopio estereoscópico:

1. Colocar y centrar el organismo o portaobjetos a observar sobre la platina.
2. Adaptar los oculares de acuerdo la distancia de los ojos.
3. Hacer incidir la luz de la lámpara sobre el organismo o preparación a observar procurando que se ilumine lo mejor posible.
4. Enfocar la preparación o espécimen con el tornillo de enfoque (con la perilla de ajuste de zoom se puede acercar o alejar la preparación).

MICROSCOPIO COMPUESTO

Este microscopio utiliza un juego de dos lentes (oculares y objetivos) para ampliar la imagen, la cual se observa invertida. Las muestras apropiadas para su observación serán aquellas que dejen pasar la luz a través de ellas antes de llegar al objetivo.

El microscopio compuesto presenta tres sistemas: sistema mecánico, sistema de iluminación y el sistema óptico, los cuales se describen en el (CUADRO 1).



CUADRO 1. Sistema del Microscopio Compuesto.

Sistema	Descripción	Imagen
Mecánico	<p>a) Base o pie. Es el soporte de las demás estructuras del microscopio.</p> <p>b) Brazo. Une a la base con el cabezal, contiene los tornillos macrométricos y micrométricos. Sirve de apoyo para trasladar el microscopio.</p> <p>c) Tornillo macrométrico: aproxima el enfoque y micrométrico: consigue el enfoque correcto</p>	
Iluminación	<p>a) Condensador. Está situado por debajo de la platina de modo que puede subir o bajar, su función es concentrar y enfocar los rayos provenientes de la fuente luminosa situada en la base del microscopio a fin de iluminar el campo visual.</p> <p>b) Diafragma o iris. Se localiza en la parte inferior del condensador, una abertura regulable por medio de una placa lateral que va a controlar la cantidad de luz que saldrá hacia el condensador.</p> <p>c) Fuente luminosa. Se localiza en el pie o base del microscopio, es generalmente una lámpara integrada a la base.</p>	

continúa...



Sistema	Descripción	Imagen
Óptico	<p>a) Lente objetivo. Aumenta la imagen de la muestra a observar; se presenta en diversos aumentos: Lupa (4 x), Seco débil (10 x), Seco fuerte (40 x), e Inmersión(100 x).</p> <p>b) Lente ocular. Amplia la imagen producida por el lente objetivo, está localizada en la parte superior del tubo del microscopio.</p>	

NOTAS:

- La palabra SECO para las lentes de 10 x y 40 x se emplea porque, para su utilización no se requiere colocar ninguna sustancia entre el lente y la preparación. En el 40 x se requiere la utilización de un cubreobjetos.
- La palabra INMERSION se emplea porque en el lente de 100 x, se requiere utilizar aceite de inmersión para poder observar con nitidez la muestra.
- El símbolo x (por) que aparece después del número de cada lente, significa que se deberá multiplicar el aumento de la lente objetivo por el aumento de la lente ocular, para así obtener el aumento total alcanzado por el juego de lentes.

Método de enfoque del microscopio compuesto:

1. Colocar el portaobjetos sobre la platina del microscopio.
2. Utilizar el objetivo de menor aumento.
3. Deslizar el tubo del microscopio por medio del tornillo macro-métrico, observando lateralmente que el objetivo quede cerca del portaobjetos.



4. Observar a través de los oculares subiendo lentamente el tubo del microscopio hasta observar la preparación enfocada (no debe bajarse el tubo del microscopio mientras se está observando, porque puede llegar a chocar el objetivo con el portaobjetos y ocasionar desperfectos).
5. Afinar la imagen moviendo lentamente el tornillo micrométrico.
6. Si se desea mayor aumento, girar el revólver al objeto adecuado.
7. Si se utiliza el objetivo de inmersión (100 x) colocar sobre la preparación una pequeña gota de aceite de inmersión, y baja el tubo del microscopio hasta que la lente del objetivo toque a la gota, observa y ajusta cuidadosamente, después de su uso limpiar el objetivo con un tejido suave (papel seda).

Reglas generales para el cuidado de los microscopios

1. Traslado. Se toma con la mano derecha el brazo del microscopio y con la mano izquierda la base.
2. El cordón se deberá enrollar sobre sí mismo, no alrededor del cuerpo del microscopio.
3. El microscopio se encenderá hasta que comience la observación.
4. Ya encendido, no se apagará constantemente, sino hasta finalizar la observación de todas las muestras que se indiquen en la práctica, mientras no se observe, se disminuirá la intensidad luminosa.
5. Mientras permanezca encendido se evitará realizar cualquier movimiento brusco.
6. Se evitará manejarlo con las manos húmedas o mojadas.



7. Cuando no se esté observando, colocar el objetivo ocular con el menor aumento.
8. El sistema óptico y de iluminación nunca deberá ser tocado con los dedos.
9. No se deberán colocar los portaobjetos mojados sobre la platina.
10. Después de usar el lente de inmersión se deberá limpiar con papel limpia lentes.
11. Las preparaciones líquidas siempre deberá cubrirse con cubreobjetos.

1.3 TÉCNICA DE COLECTA, CONSERVACIÓN, ENVÍO Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS SANGUÍNEAS

Introducción

Los hemoparásitos son principalmente protozoarios o nematodos que cumplen alguna o la mayor parte de su ciclo biológico dentro o adheridos a los elementos celulares de la sangre, por ejemplo: en el interior de los eritrocitos y leucocitos se puede diagnosticar *Babesia spp* y *Leishmania spp*; otros se encuentran libres en el torrente circulatorio como *Trypanosoma spp*, *Dirofilaria immitis*.

Materiales para la recolección de la muestra sanguínea

- Bata, overol o filipina
- Máquina de rasurar (en caso necesario)
- Guantes de látex o nitrilo



- Algodón
- Alcohol
- Torniquete (en caso necesario)
- Agujas estériles 21 G x 25 mm
- Adaptador o camisa para aguja
- Tubos vacutainer con EDTA (ácido etilendiaminotetraacético)
- Hielera con refrigerantes
- Contenedor de punzocortantes

Técnica de obtención

Se recomienda tomar la muestra cuando el paciente esté en reposo y no en estado de excitación para evitar alteraciones en el hemograma y en algunos valores de la química sanguínea.

La cantidad y recolecta de la muestra de sangre será por la vía apropiada de acuerdo con la especie y la talla del paciente, se recomienda la cantidad de 2 a 3 ml (**CUADRO 1**).

Una vez identificada la vía por la cual se obtendrá la muestra se procede a rasurar la zona (si es necesario), se sujeta al paciente con la técnica adecuada dependiendo de la especie animal, se coloca un torniquete o se hace presión digital, posteriormente con torundas en alcohol se limpia la zona y nos ayuda a resaltar la vena, se procede a la punción venosa con ayuda del equipo vacutainer específico (sistema de tubos al vacío) con el adaptador y aguja de calibre adecuado, el vaciamiento de la sangre debe ser lento por las paredes del tubo, se recomienda homogenizar lentamente la muestra para impregnar bien la sangre con el anticoagulante.



CUADRO 1. Vías de obtención de sangre venosa en las diferentes especies.

Especie	Vía
Bovinos	Vena yugular, vena caudal o coccígea, vena mamaria, vena auricular
Équidos, ovinos y caprinos	Vena yugular
Cerdos	Vena yugular, vena auricular punción directa al corazón en lechones
Perros y Gatos	Vena yugular, vena cefálica, vena safena,
Aves	Vena radial o del ala, corte de uña, corte de cresta y punción al corazón
Conejos	Vena marginal de la oreja y punción al corazón
Roedores	Vena caudal, subconjuntival, punción directa al corazón

Conservación

La muestra se puede conservar en refrigeración a 4 °C durante un período máximo de 24 h, debe evitarse la congelación o el calentamiento de la misma, así como el contacto directo del tubo con el refrigerante.

Envío

Se debe llevar a cabo en días hábiles, en el menor tiempo posible e informando con los siguientes datos:

- Nombre y dirección del remitente
- Fecha y hora del muestreo



- Datos del paciente (identificación, especie, género, edad, raza etc.)
- Medios físicos o químicos usados para la conservación de la muestra
- Historia clínica
- Diagnóstico presuntivo
- Análisis que solicita

1.4 PROCESAMIENTO DE MUESTRAS SANGUÍNEAS

FROTIS SANGUÍNEO

Extendido sanguíneo en capa fina

Se utiliza para diagnosticar hemoparásitos que se localizan extracelularmente como *Trypanosoma* spp., e intracelularmente como *Babesia* spp, *Haemoproteus* spp.

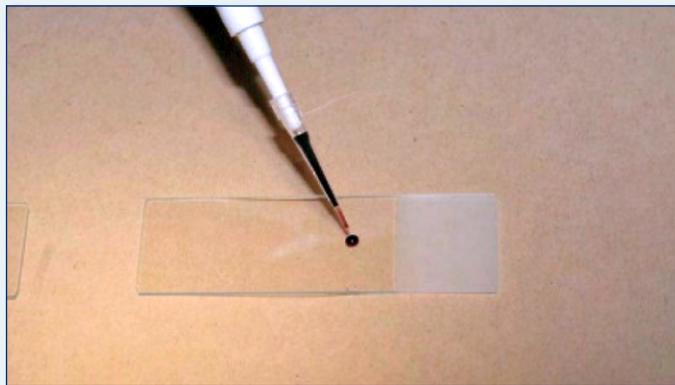
Material

- 2 portaobjetos
- Pipeta o tubo capilar de microhematocrito
- Muestra de sangre

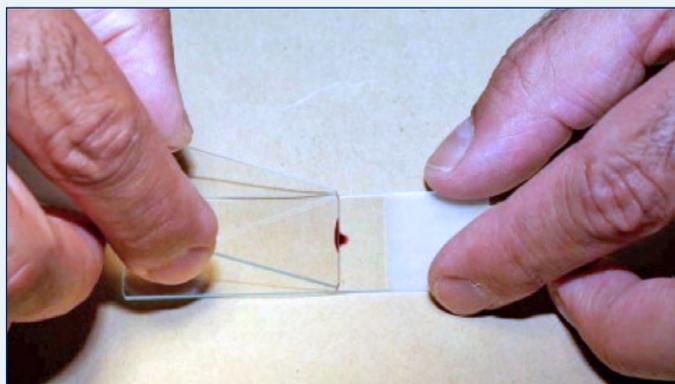


Técnica

1. Con la ayuda de una pipeta o tubo capilar colocar una gota pequeña de sangre (no más grande que la cabeza de un fósforo) en el centro de uno de los extremos del portaobjetos.

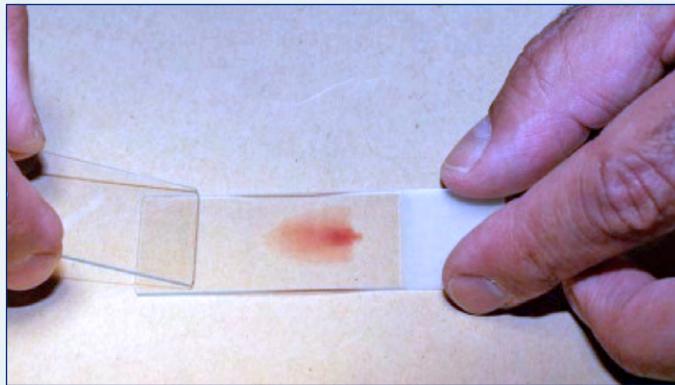


2. Apoyar otro portaobjetos a la mitad del primero, formando un ángulo de 30 a 45 grados.
3. Deslizar el segundo portaobjetos en dirección a la gota de sangre hasta tocarla, por capilaridad correrá la sangre por el borde sin llegar a la orilla.





4. Con un movimiento suave, firme y rápido extender toda la sangre en el primer portaobjetos de manera que quede un extendido fino y con una clara distinción entre cabeza, cuerpo y cola.



NOTA: el frotis sanguíneo es muy práctico y fiable en la clínica, lea el siguiente artículo disponible en el sitio internet de Diagnóstico Veterinario. [<https://www.diagnosticoveterinario.com/el-frotis-sanguineo-sencillo-economico-y-fiable/3074>]

5. Dejar secar el extendido a temperatura ambiente.

Extendido sanguíneo en capa gruesa

Permite diagnosticar hemoparásitos intracelulares, protozoarios y microfilarias que parasitan principalmente al perro.

Material

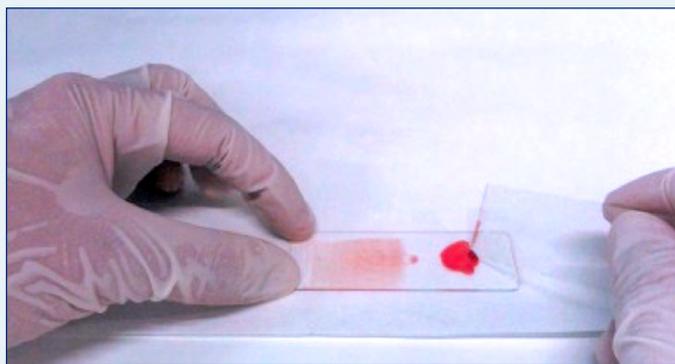
- Portaobjetos
- Varilla de vidrio o aplicador de madera
- Muestra de sangre



Técnica

1. Depositar de dos a cuatro gotas de sangre juntas sobre un porta objetos.
2. Con una varilla de vidrio o un aplicador de madera se realiza el frotis en una zona de 1 a 2 cm diámetro con movimientos circulares (3 a 6 movimientos).
3. Dejar secar el frotis a temperatura ambiente.
4. Cubrir el portaobjetos con agua hasta la desaparición total del color rojo.
5. Retirar el portaobjetos del agua y dejarlo secar a temperatura ambiente.

Se tiñe en un lapso no mayor a las dos horas de haber tomado la muestra (no se fija, solo se tiñe).



<https://practicasdehematologiaycitologia.wordpress.com/2014/11/12/practica-no10-preparacion-de-gota-gruesa/>
Publicado 12 noviembre 2014 por deliamc.



1.5 TINCIONES

Técnica de Giemsa

1. Colocar el frotis sanguíneo en la fuente de tinción.
2. Fijarlo con 3 gotas de alcohol metílico y esperar a que el alcohol se evapore.
3. Agregar el colorante Giemsa a que cubra todo el frotis, y dejar actuar durante 30 a 45 minutos.
4. Verter el amortiguador de fosfatos sobre el frotis teñido rápidamente.
5. Lavar a chorro ligero de agua durante 30 segundos.
6. Secar y observar al microscopio con el objetivo de inmersión (100x).

Técnica de Wright

1. Colocar el frotis en la fuente de tinción.
2. Agregar en el frotis de 4 a 10 gotas de colorante Wright dejando que actúe 2 a 4 minutos.
3. Agregar agua destilada dejando que actúe 3 minutos.
4. Verter rápidamente el amortiguador de fosfatos sobre el frotis teñido.
5. Lavar a chorro de agua ligero durante 30 segundos.
6. Secar y observar al microscopio compuesto con el objetivo de inmersión (100x).



2. Objetivos específicos

- 2.1 Al término de la práctica el alumno(a), tendrá conocimiento sobre la bioseguridad en el laboratorio, identificará los RPBI'S que se utilizan con más frecuencia en el Laboratorio de Prácticas de Parasitología.
- 2.2 Identificará y manejará adecuadamente los microscopios: compuesto y estereoscópico.
- 2.3 El alumno(a) aplicará las técnicas de colección, conservación y envío de una muestra sanguínea.
- 2.4 Realizará el procesamiento de las muestras sanguíneas realizando frotis sanguíneos y las tinciones que se utilizan para diagnosticar hemoparásitos intracelulares y extracelulares que afectan con mayor frecuencia a las diferentes especies animales.



3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 El profesor supervisará que el alumno(a) cumpla con las medidas de bioseguridad, con la correcta eliminación de Residuos peligrosos biológicos infecciosos (RPBI).
- 3.1.2 Apoyará y supervisará el manejo eficiente del microscopio compuesto y el estereoscópico.
- 3.1.3 El profesor facilitará las muestras sanguíneas y supervisará las técnicas de frotis sanguíneo y las diferentes tinciones (Giemsa o Wright).
- 3.1.4 Revisará a cada equipo las referencias o materiales de consulta que utilizará para identificar las estructuras parasitarias.

3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Cumplirán con las medidas de bioseguridad requeridas en el laboratorio de Prácticas, depositarán los RPBI en los contenedores correspondientes.
- 3.2.2 Utilizarán adecuadamente los microscopios compuestos y estereoscópicos que se encuentran en los laboratorios de Prácticas de Parasitología Veterinaria.
- 3.2.3 Cada alumno(a) practicará la técnica de frotis sanguíneo las veces que sean necesarias, para posteriormente realizar la técnica de tinción indicadas por el profesor.



4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a), tendrá la capacidad de:

- 4.1 Colectar, conservar y transportar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas que consideran relevantes para realizar diagnósticos parasitológico en el laboratorio.
- 4.2 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, con el uso adecuado del equipo y buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.3 Identificar agentes etiológicos hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con las técnicas seleccionadas.
- 4.4 Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre la prevención, control y tratamiento de las enfermedades diagnosticadas.

5. Desarrollo de la práctica

Los alumnos(as) practicarán el manejo del microscopio compuesto y estereoscópico, realizarán los frotis necesarios para posteriormente teñirlos, con el propósito de encontrar estructuras parasitarias.



6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Clara MM., Amanda GV. Procedimiento para el manejo de residuos peligrosos. Edición 5, Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. CIMARPE, Ed 5 México 2014. 27p.
- Organización Mundial de la Salud. Manual de bioseguridad en el Laboratorio, 3ª. Edición. ISBN: 9243546503 2004; 181: 9-29 p. <https://www.who.int/es/publications/i/item/9241546506>
- GutiérrezCAC. Unidad de aprendizaje: Patología general, Unidad de competencia I: selección, conservación y envío de muestras de laboratorio. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. ISBN 9243546503 2016. Pág. 51: 7-28 <https://www.google.com/search?client=firefox-b-d&q=MVZ%252C+M+en+C.+Dra.+En+C.+Adriana+del+Carmen+Guti%C3%Agrez+Castillo.+Unidad+de+aprendizaje%253A+Patolog%C3%ADa+general%252C+Unidad>
- BD Catálogos de productos de México. Diagnóstico, Sistemas preanalíticos, Catálogo de productos para recolección de muestra venosa, arterial y de orina. 2012; 41:10-35p. www.bd.com/méxico/vacutainer <https://www.google.com/search?client=firefox-b-d&q=BD.+Diagnostico%2C+Sistemas+preanalíticos%2C+Catalogo+de+productos+para+recolección+de+muestra+venosa%2C+arterial+y+de+orina%2C+2012.++>



- Vázquez PD, Yadira RG, Osorio SD, de la Rosa AJL, Romero EC, Ramírez GR, Otero NJ. Técnicas de tinción para el diagnóstico de protozoarios y helmintos de importancia médica veterinaria. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. México 2013. 95: 31-40p.
- Besné M. A., Figueroa C. J. A., Quiroz R. H., Ramírez G. A., Ramos M. E. Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. México. Cd De México. 2006. 211:15-35p.



CAPÍTULO 2

Técnicas coproparasitoscópicas



CAPÍTULO 2

Técnicas coproparasitoscópicas

Froylán Ibarra Velarde

Alberto Ramírez Guadarrama

1. Introducción

Este capítulo está dedicado fundamentalmente a las técnicas de diagnóstico de laboratorio que comúnmente se utilizan durante el curso práctico de “Enfermedades Parasitarias”, pues permiten la detección y la identificación de estadios de diversos protozoarios, helmintos y artrópodos (por ejemplo: trofozoitos, quistes u oocistos de protozoarios; o bien, para el hallazgo de adultos, de fragmentos, de huevos y larvas de helmintos y de artrópodos). Los parásitos tienen diversas localizaciones así como diversas formas de transmisión de un hospedador a otro, debido a esto, no existe una técnica única para diagnosticar todos los estadios que presentan los parásitos. Es importante reconocer que la mayoría de las parasitosis producidas por protozoarios y helmintos, no producen manifestaciones clínicas tan evidentes como en las enfermedades bacterianas o víricas. Estas circunstancias implican que a menudo sea difícil diagnosticar oportunamente una enfermedad parasitaria, por falta de signos claros, lo que ocasiona un retraso en la implementación de las medidas de prevención, control y tratamiento, causan la disminución de las capacidades productivas



de las diferentes especies animales domésticas, por lo que es necesario realizar estudios clínicos y otros de diagnóstico de laboratorio. Las técnicas de diagnóstico parasitológico que se emplean comúnmente en el curso práctico de enfermedades parasitarias han sido seleccionadas, en base de su simplicidad y al tiempo que requieren para realizarse. Además se abordará las recomendaciones de la toma de muestras biológicas, su colecta, conservación y envío, para obtener mejores resultados en la realización correcta de las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.

2. Objetivos específicos

- 2.1 Al término de la práctica el alumno(a) sabrá distinguir los diferentes métodos de colecta, conservación y envío de muestras sanguíneas y fecales, y practicar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.
- 2.2 El alumno(a) practicará las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico empleadas para poder diferenciar morfológicamente los diversos estadios de los protozoarios, helmintos y artrópodos, mediante el análisis de muestras sanguíneas y fecales, con el fin de determinar el agente etiológico presente en las muestras biológicas.



3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso del lugar donde realizó el muestreo.
- 3.1.2 Revisará que cada equipo utilice bibliografía de consulta para identificar las estructuras parasitarias diagnosticadas mediante las diferentes técnicas que realice el alumno (Manuales de diagnóstico, libros, artículos, claves de clasificación, etcétera).
- 3.1.3 Realización de técnicas de diagnóstico parasitológico (tinción de Giemsa, flotación, sedimentación y McMaster). El estudiante dará una explicación y demostración de las técnicas de migración larvaria o Baermann, coprocultivo para obtención de larvas (L3) de nematodos estrogilidos.
- 3.1.4 Proporcionará apoyo y supervisión a los alumnos que presenten dificultades para realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.

3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Realizarán la colección y conservación de muestras sanguíneas y fecales en diferentes especies de animales domésticos sospechosos a parasitosis, en diversos sistemas de producción. El muestreo se realizará en Centros de Enseñanza de la FMVZ; o bien, en unidades de producción particulares.



- 3.2.2 Realizarán varios frotis sanguíneos de capa fina y los teñirán con tinción de Giemsa y Wright.
- 3.2.3 Con base en la información obtenida de la unidad de producción (datos epidemiológicos y clínicos), donde se hizo la colección de las muestras fecales, practicará las técnicas de diagnóstico parasitológico que el profesor(a) indique.
- 3.2.4 Se hará la identificación de las estructuras parasitarias observadas en las técnicas coproparasitoscópicas para establecer un diagnóstico morfológico preciso (se recomienda consultar bibliografía, como manuales, libros, atlas, apuntes, artículos, etcétera).

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a), tendrá la capacidad de:

- 4.1 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos adecuados en unidades de producción o en los pacientes basándose en datos epidemiológicos, situacionales e historias clínicas.
- 4.2 Colectar, conservar y transportar de manera adecuada las muestras biológicas relevantes para la realización de los diagnósticos parasitológicos en el laboratorio.
- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, mediante el uso adecuado del equipo y manteniendo las buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.4 Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnicas (s) seleccionada(s).



- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre el tratamiento, prevención y control de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita, posteriormente discutirlo y debatirlo con el resto del grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Los alumnos(as), realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al programa de prácticas de laboratorio de las enfermedades parasitarias.

Colecta, conservación, envío y tinciones de muestras sanguíneas para el diagnóstico de hemoparásitos.

El procesamiento de las muestras hemáticas para su análisis parasitológico tiene la finalidad de la búsqueda de parásitos sanguíneos, en sangre periférica por examen directo, técnicas de tinción y de concentración.

Para la obtención de la muestra sanguínea es variable el sitio de punción entre las diferentes especies de animales. Importante recordar que, la toma de muestra se debe realizar en condiciones de asepsia.

La desinfección previa del área de punción se realiza usando torundas con alcohol etílico al 70 % mediante movimientos



circulares del centro hacia la periferia y esperar algunos segundos para que seque la zona de punción, la sangre se extrae con una aguja, jeringas hipodérmicas o con tubos al vacío (vacutainer) con o sin anticoagulante de acuerdo con la técnica de diagnóstico que se realizará. En parasitología es común utilizar vacutainer con anticoagulante como es el ácido etilendiaminotetracético (EDTA), debido a que no ocasiona alteraciones importantes a las células sanguíneas, y permite la observación de parásitos intracelulares y extracelulares. La cantidad de sangre a extraer varía de acuerdo con la especie animal y de las pruebas de diagnóstico a realizar, se recomienda extraer aproximadamente 0.5 mL de sangre/Kg según el peso corporal, en todas las especies animales domésticas, una vez colectada la muestra se debe transportar en cajas de poliuretano en refrigeración al laboratorio, para evitar alteraciones.

En caso de trabajar con suero se deberá colectar la sangre en un tubo estéril sin anticoagulante y se deja reposar la muestra a temperatura ambiente o en refrigeración durante 12 horas, hasta la formación del coágulo.

La sangre se puede examinar mediante un frotis de capa fina y/o gota gruesa, se utilizan para detectar hemoparásitos como *Babesia* spp, *Theileria* spp, *Trypanosoma* spp, *Plasmodium* spp, microfilarias de *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* (*Dipetalonema reconditum*), se fijan y se tiñen con Giemsa y Wright.

Frotis de capa fina. Se realiza de la siguiente manera:

- Se utilizan dos portaobjetos nuevos previamente desengrasados en alcohol-eter.



- Se deposita una gota de la muestra sanguínea en el extremo de un portaobjeto, inmediatamente se coloca el borde de otro portaobjetos (haciendo un ángulo de 45°) por delante de la gota de sangre, deslizándolo para que haga contacto y que por capilaridad se extienda entre las dos superficies; logrado esto, se realiza un movimiento suave, firme, rápido y continuo para obtener un extendido homogéneo y delgado de la sangre.
- Posteriormente se seca el frotis y se fija con alcohol metílico. Cuando se tiñe el frotis con tinciones del tipo de Romanowsky, como Giemsa y Wright, no es necesario la fijación preliminar del frotis debido a que estos colorantes contienen metanol para su elaboración, fijan las células durante el proceso de tinción.

Frotis de gota gruesa. Es una técnica utilizada para la identificación de hemoparásitos, cuando la parasitemia es baja o cuando en el frotis delgado son negativos, su lectura e interpretación tarda más. Se realiza de la siguiente manera:

- Se colocan tres gotas de sangre, de similar tamaño, cerca una de otra en un extremo del portaobjetos.
- Con la esquina otro portaobjetos, se procede a mezclar las tres gotas mediante movimientos circulares, en una zona de 2 cm de diámetro aproximadamente.
- Se continúa el movimiento durante 30 segundos para evitar la formación de redes de fibrina.
- Se seca y se procede a teñir con Giemsa o Wright.



Tinción de Giemsa

Recomendado para parásitos tisulares, aunque es útil para flagelados y otros organismos.

- Fijar los frotis sanguíneos con metanol durante 30 segundos y secar al aire.
- En un vaso o caja de coplin se coloca en solución de Giemsa (1 mL de colorante madre de Giemsa más 9 mL de solución de fosfatos), se sumergen los frotis durante 15 a 30 minutos. (el colorante de Giemsa no debe aplicarse sin diluir).
- Se sacan las preparaciones y se lavan para eliminar el exceso de colorante, con solución de fosfatos y agua de la llave.
- Dejar que las preparaciones sequen y finalmente se observa al microscopio compuesto en 40x y 100x.

Tinción de Wright

- Colocar el frotis sanguíneos dentro del vaso con solución colorante por 4 minutos.
- Pasar el vaso con agua destilada por 4 minutos.
- Sacar la preparación del agua destilada y verter la solución amortiguadora por frente de la preparación en la parte superior permitiendo que escurra en todo del portaobjetos.
- Con una piseta con agua destilada se lava ambos lados de la preparación.
- Se limpia con un paño el reverso de la preparación para eliminar los residuos del colorante.
- Dejar secar en forma inclinada y finalmente se observa al microscopio compuesto en 40x y 100x.



Técnica de Knott

Se utiliza para el diagnóstico de microfilarias de *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum*, se realiza cuando los hemoparásitos son poco abundantes, eleva el índice de detección de microfilarémicos al 90 %, tiene la ventaja de ser más preciso en cuanto a la detección de casos positivos, permite observar con más detalle las características morfológicas, la forma del extremo cefálico, caudal de las microfilarias. La técnica consiste en:

- Depositar en un tubo de centrífuga 1 mL de sangre con EDTA y 10 mL de formol al 2 % para la hemólisis de las células sanguíneas se debe agitar y llevar a cabo una mezcla correcta,
- Centrifugar a 1500 rpm durante 5 minutos, se tira el sobrenadante y al sedimento se le agrega una gota de azul de metileno,
- Tomar una gota de este a un portaobjeto y se coloca un cubreobjeto y finalmente se observa en el microscopio compuesto con el objetivo 100x, para detectar las microfilarias.

Colecta, conservación, envío y de muestras fecales para el diagnóstico de coproparasitoscópico

El análisis del material fecal de las diversas especies de animales domésticos para la detección de diferentes estadios de los parásitos del tracto gastrointestinal y respiratorio comúnmente lo realiza el médico veterinario, debido a que un gran número de parásitos eliminan quistes, ooquistes, trofozoítos, huevos, larvas, fases adultas o fragmentos de estos en las heces que los diagnóstica mediante el uso de diferentes técnicas coproparasitoscópicas.



La colecta de las muestras de material fecal se obtiene directamente del recto o se pueden recoger del suelo cuando han sido defecadas recientemente, evitando que estén contaminadas con paja, aserrín, tierra u otros materiales extraños. Se utilizan guantes, envases de plástico con tapa o bolsas herméticas de polietileno.

La cantidad de la muestra depende de cuantas técnicas de diagnóstico se realicen. En grandes especies (bovinos y equinos) se recomiendan 100 gramos; para ovicaprinos y cerdos 50 gramos; caninos y felinos 15 gramos, y para aves conejos y ratones se toma una muestra por lote.

El estudio coproparasitoscópico de las muestras deberá procesarse lo más rápido posible, debido a que algunos estadios de protozoarios mueren o puede alterarse el resultado a temperatura ambiente y los huevos de algunos nematodos gastrointestinales pueden eclosionar en cuestión de horas, si no se conservan en refrigeración a 4 °C, protegidas de la luz. En el caso de que las muestras fecales tarden más de 24 horas en transportarlas, se recomienda agregar formol al 5 % o 10 % (una proporción de formol por cada 10 gramos de heces), se mezcla para que quede homogénea la muestra fecal, con este medio de conservación no se recomienda cuando se realice la técnica de migración larvaria para vermes pulmonares (Baermann) y cultivo de larvas de nematodos gastrointestinales principalmente en rumiantes y equinos, la obtención de larvas L3, para la identificación del género y en algunos casos la especie del nematodo gastrointestinal.



Para el envío de las muestras fecales se utilizarán guantes, bolsas de polietileno, recipientes de plástico con tapaderas de cierre hermético. Las muestras se transportan en un contenedor que mantenga la temperatura de refrigeración (4 °C). Se debe evitar el contacto directo de las muestras con el hielo o con las bolsas de refrigerantes.

Cuando se remitan las muestras al laboratorio, es necesario incluir la historia clínica que contenga la siguiente información: nombre del propietario o responsable, dirección, teléfono o celular, correo electrónico.

Datos de la especie animal: raza, edad, nombre, número del animal, marcas con calor o frío y sistemas de identificación electrónica, técnicas de diagnóstico solicitadas y medio de conservación utilizado y una breve historia clínica.

Técnicas coproparasitoscópicas

El análisis de las muestras fecales por medio de las diferentes técnicas de diagnóstico coproparasitoscópicas, constituye una herramienta para detectar las parasitosis gastrointestinales y respiratorias patentes causadas por protozoarios, helmintos y artrópodos mediante la identificación de ooquiste, quistes, trofozoitos de protozoarios. En los helmintos se pueden detectar fases adultas, fragmentos (proglótidos), huevos y larvas, en algunos artrópodos se identifican huevos y larvas. Sin embargo para tener un diagnóstico preciso de infección parasitaria se toman en cuenta factores que influyen en la interpretación de los resultados, como son: edad, especie, estado inmunológico y fisiológico del hospedador;



la localización geográfica, el sistema de producción, desparasitaciones previas y otros factores, que contribuyen para realizar un diagnóstico correcto.

Las técnicas del diagnóstico parasitológico se dividen en cualitativas y cuantitativas, las primeras son aquellas que demuestran la presencia de los parásitos, se dividen en macroscópicas y microscópicas. Las cuantitativas son aquellas que determinan la intensidad de la parasitosis.

Técnicas cualitativas macroscópicas

Técnica directa

La finalidad de esta técnica es detectar la presencia de fases adultas de nematodos, fragmentos de cestodos (proglotidos), larvas de moscas, mediante el uso de una charola de fondo oscuro, que facilita la observación de los parásitos.

Consiste en analizar la muestra fecal, se coloca aproximadamente 10 gramos de heces en la charola de fondo oscuro y se agrega agua para dispersar la muestra mediante una cuchara, para distinguir las estructuras parasitarias, se colectan mediante agujas de disección, pinceles o pinzas de disección, se colocan en una caja de petri con solución salina fisiológica o agua destilada, para lavarlos los especímenes y se observan en el microscopio estereoscópico, los especímenes se fijan y se conservan en alcohol etanol al 70 %.



Técnica de Tamizado

Esta técnica se utiliza para detectar la presencia de nematodos adultos, proglotis de cestodos y larvas de mosca.

Consiste en utilizar tamices de diferentes tamaños de diámetro de malla, se depositan aproximadamente 10 gramos de materia fecal, con una cuchara se dispersa la muestra y se lava con agua de la llave hasta tener un filtrado limpio que permita detectar la presencia de estructuras parasitarias, se colectan con pinceles, aguja de disección o pinzas de disección, colocándolos en una caja de petri con solución salina fisiológica y se observan al microscopio estereoscópico, los especímenes se fijan y se conservan en alcohol etílico al 70 %.

Técnicas cualitativas microscópicas

Técnica directa simple

La finalidad de esta técnica es detectar quistes, ooquistes o trofozoitos de protozoarios, huevos y larvas de helmintos, se recomienda realizarla principalmente en pequeñas especies el inconveniente es que se utiliza una pequeña cantidad de muestra fecal y no es confiable cuando la parasitosis es leve, no se recomienda para grandes especies por la gran cantidad de heces que eliminan.

Se deposita una pequeña muestra fecal sobre el portaobjetos, o aproximadamente del tamaño de un grano de trigo y se adiciona una o dos gotas de solución fisiológica o agua destilada, se mezcla con una varilla de vidrio o una aguja de disección y se separan las



partículas gruesas hacia un extremo del porta objeto, en el área limpia se pone un cubreobjetos y se procede a observar en el microscopio compuesto con el objetivo 10x y 40x.

Técnica de Graham

El fundamento de esta técnica se basa en demostrar la presencia de huevos de nematodos de la familia oxyuridae debido a que las hembras ovopositan en la región perianal, también se puede detectar huevos y/o bolsas ovígeras de cestodos.

Se realiza mediante el uso de un abatelenguas, en uno de sus extremos se coloca alrededor de este una cinta adhesiva transparente con la del pegamento hacia afuera, se procede hacer presión alrededor de la zona perianal, se despega la cinta y se adhiere sobre un portaobjetos, para su observación con el microscopio compuesto con el objetivo 10x y 40x.

Técnica de flotación simple

Es una técnica de concentración o enriquecimiento debido a que se utiliza una solución salina saturada de cloruro de sodio (S.S.S. NaCl) con una densidad 1.200, esto permite que los ooquistes y quistes de protozoarios y los huevos cestodos y de la mayoría de los nematodos, floten.

Método:

- Colocar con una cuchara en un vaso de plástico de 3 a 5 gramos de muestra fecal.



- Agregar aproximadamente de 2 a 3 mL de SSS, de NaCl y se mezcla para obtener una pasta homogénea.
- Agregar 45 a 100 mL de SSS, de NaCl y se mezcla con una cuchara.
- Tamizar o colar al segundo vaso de plástico la mezcla, mediante un tamiz o coladera de maya fina.
- Dejar reposar durante 15 a 20 minutos, flamear el asa de muestreo y se deja que se enfríe antes usarla.
- Tomar con el asa de muestreo tres gotas de la superficie de diferente lugar y cada gota se coloca individualmente en un portaobjetos, se procede observar en el microscopio compuesto con el objetivo 10x, en caso que se requiera observarlo con el objetivo 40x, previamente se coloca un cubreobjetos sobre la gota que se va observar, para evitar que se raye el objetivo.

Técnica de Faust modificada

Es una técnica de concentración por centrifugación que se utiliza para detectar con mayor facilidad los quistes y ooquistes de protozoarios y huevos de nematodos, no se recomienda para el diagnóstico de huevos pesados de trematodos y acantocéfalos. Se utiliza una solución de sulfato de zinc al 33 % con una densidad de 1.180.

Método:

- Mezclar en un vaso precipitado de 2 a 3 gramos de materia fecal y se agrega co 10 mL de agua destilada para obtener una suspensión y se filtra con ayuda de un tamiz o coladera de malla fina a un segundo vaso.



- El contenido del segundo vaso se vierte en tubos de centrífuga de 15 mL, y se centrifuga a 2000 rpm, durante 2 minutos.
- Decantar el sobrenadante y se resuspende el sedimento con agua destilada y centrifugar a 2000 rpm, durante 2 minutos. Se puede hacer varios lavados con agua destilada hasta que el líquido del sobrenadante quede claro.
- Decantar el sobrenadante y agregar la solución de sulfato de zinc hasta 1 cm del borde del tubo y resuspende el sedimento mezclando con una varilla de vidrio y centrifugar nuevamente.
- Sacar el tubo de la centrifuga y se coloca en una gradilla.
- Tomar una muestra de la superficie del menisco con una asa de muestreo y se coloca la gota en un portaobjetos para su observación en el microscopio compuesto con el objetivo 10x y 40x previamente se coloca un cubreobjetos.
- Si se sospecha de quistes de *Giardia* spp y *Entamoeba histolytica* previamente se agrega 2 gotas de lugol a la muestra y se le coloca un cubreobjetos para su análisis en el microscopio compuesto observando con el objetivo 10x y 40x.

Técnica de sedimentación

La utilidad de esta técnica, es detectar e identificar huevos pesados por ejemplo de *Fasciola hepatica*, parafistomidos y otros trematodos, así como también huevos de acantocéfalos y quistes de *Balantidium coli*.



Método:

- Colocar de 3 a 5 gramos de heces en un vaso precipitado de 250 mL.
- Agregar agua tibia y mezclar hasta obtener una pasta uniforme y se afora a 250 mL, y con una cuchara se agita constantemente la suspensión.
- Filtrar a un segundo vaso precipitado da través de una coladera de malla fina.
- Dejar reposar durante 5 minutos y posteriormente se procede a decantar aproximadamente $\frac{2}{3}$ del contenido del vaso y nuevamente se afora a 250 mL con agua tibia, este paso se realiza varias veces hasta que el sobrenadante quede claro, se decanta.
- Depositar el sedimento en una caja de petri cuadrículada y se agrega 2 a 3 gotas de colorante de azul de metileno o violeta de genciana para hacer resaltar los huevos.
- Colocar la caja de petri en el microscopio estereoscópico en el microscopio compuesto y se observa con el objetivo 10x, para detectar los huevos de trematodos e identificarlos de acuerdo a sus características morfológicas. Tomar como referencia las cuadrículas para revisar toda la muestra de la caja.

Técnica de migración larvaria (Baermann)

La técnica se utiliza para el diagnóstico de larvas de nematodos pulmonares de los géneros *Dictyocaulus*, *Muellerius* y *Protostrongylus* en rumiantes y *Dictyocalus arnfieldi* en equinos, también se emplea para la detección de larvas de *Oslerus osleri*, cuya fase adulta se localizan en nódulos, y en la bifurcación de la tráquea en los caninos.



Se fundamenta porque el agua tibia y la gravedad permiten la migración de las larvas 1 (L1) y se alojan en el extremo posterior de la manguera de hule látex, que posteriormente son recuperadas para su identificación.

Además ésta técnica se utiliza para la recuperación de las larvas 3 (L3) cultivadas de estrogilidos gastrointestinales, principalmente de rumiantes y equinos para identificar el género de éstos nematodos.

Método:

- En el aparato de Baermann (constituido por el soporte universal, un embudo unido a una manguera de hule látex, pinza morh y una coladera de malla fina,
- Colocar de 3 a 5 gramos de heces en una gasa doble de 10x 10 cm y para hacer un bulto y colocarlo en la coladera puesta sobre el embudo.
- Agregar agua tibia por las paredes del embudo, hasta cubrir aproximadamente a la mitad del bulto fecal.
- Dejar reposar la muestra durante 8 a 12 horas, para que las larvas migren y se concentren en el fondo de la manguera.
- Abrir la pinza morh para obtener aproximadamente 1 a 2 mL del líquido posteriormente depositarlo en un vidrio de reloj, observar en el microscopio estereoscópico, para colectar las larvas y se extraen con una pipeta Pasteur y se depositan en un portaobjetos, se agrega una gota de lugol, para su fijación.
- Observar con el objetivo 10x y 40x del microscopio compuesto para su identificación.



Técnica para obtención de larvas L3 de nematodos gastrointestinales por cultivo (Coproactivo)

Esta técnica consiste en proporcionar condiciones adecuadas de humedad, temperatura y oxigenación necesarias para cultivar heces positivas a huevos con la finalidad de obtener las larvas 3 (L3, fase infectante) de los nematodos gastrointestinales que pertenecen al Orden strongylida, que parasitan a los rumiantes, equinos y cerdos principalmente, debido a que los huevos de los distintos géneros de este Orden son similares en sus características morfológicas. Mediante claves de clasificación se identifican los diversos géneros de larvas (L3), de estos nematodos.

Método:

- En un vaso de plástico se deposita 5 gramos de heces positivas a huevos tipo estrostrongilido, agregar 4 cucharadas de aserrín limpio.
- Adicionar agua y se procede a mezclar con una cuchara hasta obtener una plasta homogénea que tenga su suficiente humedad (evitar que la muestra tenga encharcamiento).
- Etiquetar el vaso con la siguiente información: Nombre del responsable, número o nombre del animal, especie, fecha de entrada y salida del cultivo.
- Meter el vaso a la estufa de cultivo a una temperatura óptima de 27 °C, durante de 12 a 15 días, para que los huevos eclosionen la Larva 1 y mude hasta que se desarrolle al tercer estadio larvario (L3), durante este tiempo se debe revisar diariamente para



verificar las condiciones óptimas de temperatura, humedad y oxigenación este proceso se realiza moviendo el cultivo con una cuchara.

- Después del tiempo de cultivo se saca de la estufa y se realiza los procedimientos de la técnica de Baermann.
- Dejar reposar la muestra durante 8 a 12 horas, para que las larvas migren y se concentren en el fondo de la manguera.
- Abrir la pinza morh para obtener aproximadamente 1 a 2 mL del líquido posteriormente depositarlo en un vidrio de reloj, observar en el microscopio estereoscópico, para coleccionar las larvas (L3) y se extraen con una pipeta Pasteur y se depositan en un portaobjetos, se agrega una gota de lugol, para su fijación.
- Observar con el objetivo 10x y 40x del microscopio compuesto para su identificación mediante el uso de las tablas de clasificación.

Técnica de Kinyoun modificada (Ziehl Neelsen modificado)

Esta técnica consiste en teñir extensiones de muestra fecal para detectar coccidios intestinales que se caracterizan por ser parcialmente ácido alcohol resistentes, que presentan algunos ooquistes de protozoarios, por ejemplo *Cryptosporidium* spp.

Método:

- En un portaobjetos se realiza, mediante movimientos circulares con un aplicador de madera una extensión delgada de materia fecal.



- Fijar la extensión fecal con calor y después se agrega metanol absoluto.
- Cubrir con la solución colorante de Fucsina básica por dos minutos.
- Lavar con agua corriente para eliminar los residuos del colorante.
- Decolorar agregando gota a gota la solución de ácido sulfúrico al 10 %, el extendido tomará un color amarillento o bien con una solución de alcohol etílico de 90 % al 2 % de ácido clorhídrico.
- Enjuagar con agua corriente hasta que el extendido se torne una coloración rosada.
- Repetir los pasos 5 y 6 hasta que el color sea pálido.
- Cubrir el extendido con verde brillante o con azul de metileno como colorante de contraste durante 30 segundos.
- Enjuagar con agua corriente.
- Dejar secar en posición vertical.
- Observar la preparación en el microscopio compuesto con el objetivo 40x.

Técnica cuantitativa microscópica

Las técnicas cuantitativas tienen la finalidad de determinar la abundancia de huevos, quistes y ooquiste eliminados en las heces, los resultados obtenidos de estas técnicas dan una estimación indirecta de las cargas parasitas de las enfermedades gastrointestinales causadas por protozoarios y helmintos en los animales domésticos principalmente en los rumiantes, equinos, porcinos y aves. Estas técnicas no son completamente exactas, debido a que intervienen diversos factores tanto del hospedador



como del parásito, el tipo de sistema de producción y factores ambientales. Existen varias técnicas cuantitativas para determinar la carga parasitaria como de Stoll, Wisconsin modificada, McMaster de campo entre otras.

Técnica de McMaster de campo

Esta técnica determina la cantidad de ooquistes, quistes de protozoarios y huevos de helmintos por gramo de heces. El material y equipo que se utiliza está integrado por 2 gramos de materia fecal, 28mL de solución salina saturada de cloruro de sodio, un tubo con tapa rosca de una capacidad de 30mL (presenta tres marcas), un gotero, una cámara de McMaster consiste de dos compartimentos cada uno tiene marcado un cuadrado de 1cm^2 con seis divisiones, su capacidad de volumen es de 15mL, su mando los dos compartimientos dan un volumen de 30mL, que corresponde a la centésima parte del volumen inicial, para obtener la carga parasitaria se realiza sumando el número de huevos, ooquistes o quistes por separado de ambos compartimentos se multiplica por 100 y se divide entre dos por que se utiliza 2 gramos de materia fecal, el resultado se expresa numero de oquistes, quistes o huevos por gramo de heces, que representa la intensidad de la parasitosis.

Método:

- Depositar en el tubo solución salina saturada de cloruro de sodio hasta primera marca.
- Pesar 2 gramos de heces y se colocan el tubo que abarcan hasta la segunda del tubo, se tapa y se mezcla el contenido.



- Se destapa para agregar solución salina saturada de cloruro de sodio hasta la tercera marca del tubo y se mezcla el contenido hasta obtener una suspensión homogénea.
- Agitar el tubo y se pone una gasa en la boca del tubo y con el gotero se toma la suspensión para llenar ambos compartimentos de la cámara rápidamente.
- Colocar la cámara en la platina del microscopio compuesto y se deja reposar 2 minutos para su lectura.
- Observar con el objetivo 10x y contar los ooquistes, quistes o huevos de cada uno de los compartimentos de la cámara.
- Sumar el número de estructuras parasitarias de los dos compartimentos se multiplican por 100 y se divide entre 2 para obtener el número de ooquistes, quistes o huevos por gramo de heces.

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Besne MA, Figueroa CJA, Quiroz RH, Ramírez GA, Ramos ME. Manual de prácticas de laboratorio de Parasitología. 1ra. Edición. Cd. de México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2006. 211 p.
- Bowman, DD. Georgis' Parasitology for Veterinarians E-Book. (11e Edition). Elsevier Health Sciences. 2020. 170 p.
- Melo-Franco B, Alho AM, Calero-Bernal R, Madeira de Carvalho LM. Principales parasitosis intestinales. Métodos simples y prácticos de diagnóstico laboratorial de las principales parasitosis intestinales en équidos. Argos: Informativo Veterinario [Internet]. 2015 Abr (167): 64- 69p. Disponible en: <https://www.portalveterinaria.com/pdfjs/web/viewer.php?file=%2Fupload%2Fviste%2Fargos167.pdf>
- Rodriguez VRI. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. 1ra. Edición. Cd. de México: Policromía Impresora S.A. México; 2015.
- Taylor MA, Coop RL, Wall R. Veterinary parasitology. 4th ed. Chichester, England: Wiley Blackwell; 2016. 1006 p.



CAPÍTULO 3

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales y pulmonares en rumiantes domésticos



CAPÍTULO 3

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales y pulmonares en rumiantes domésticos

Alberto Ramírez Guadarrama

1. Introducción

Las enfermedades parasitarias gastrointestinales y pulmonares en los rumiantes domésticos en las regiones tropicales, subtropicales y templadas del mundo representan uno de los problemas de la salud animal causadas por protozoarios y helmintos. La importancia de estos problemas parasitarios radica principalmente por su efecto de decremento en la productividad, su impacto económico varía mucho, depende principalmente de la especie animal afectada, las condiciones geográficas, los sistemas de producción, la edad, raza, sexo entre otros.

El parasitismo gastrointestinal de los rumiantes se produce por diferentes especies de protozoos, platelmintos y nematelmintos.

La coccidiosis es una enfermedad infecciosa parasitaria causada por la presencia de protozoarios del género *Eimeria* spp que afecta al ganado ovino, bovino y caprino, es una de las principales enfermedades limitantes de la producción en sistemas con estabulación permanente, con pastoreo diurno y encierro nocturno,



que se agrava cuando los corrales están mal ventilados, húmedos y con elevado hacinamiento, lo que favorece la acumulación de heces y facilitan la transmisión y el desarrollo de gran cantidad de ooquistes esporulados.

El diagnóstico de la eimeriosis se realiza mediante flotación para detectar ooquistes no esporulados en heces y posteriormente se cuantifican mediante la técnica de McMaster de campo para determinar el número de ooquistes por gramo de heces. La identificación de las diferentes especies de eimerias, se realiza cultivando las heces para obtener los ooquistes esporulados, de determina la especie por su tamaño, forma, color y sus características morfológicas.

La clase trematoda corresponde a los gusanos planos en forma de hoja, dentro de estos los más importantes que parasitan a los rumiantes son *Fasciola hepatica* y los paranfistomidos.

La fasciolosis es una enfermedad parasitaria que afecta a gran cantidad de animales herbívoros, omnívoros y ocasionalmente al hombre, ésta es ocasionada por la presencia del trematodo *Fasciola hepatica* la fase adulta se localiza en conductos biliares el estado inmaduro en el parénquima hepático, su importancia radica por el impacto económico que provoca debido al proceso inflamatorio generalmente crónico del hígado, ocasionando trastornos digestivos, de la nutrición provocando retraso de crecimiento, reducción del peso, disminución de la carne y leche, aumento del consumo de alimento, así como la muerte.



Para el diagnóstico de laboratorio de la fasciolosis crónica, es mediante la detección de huevos en las heces a través de la técnica de sedimentación.

La paranfistomosis es una enfermedad ocasionada por trematodos pertenecientes a la familia Paramphistomidae, son parásitos del rumen, retículo y duodeno de los rumiantes su importancia radica en la enteritis aguda que cursa con alta morbilidad y baja mortalidad, es debida a larvas migratorias inmaduras del parásito en el intestino delgado de los animales jóvenes o adultos sin inmunidad previa. Para la observación de huevos en heces de los paranfistomidos, se diagnostican por sedimentación.

La cestodosis en rumiantes es causada por el género *Moniezia* que se localiza en intestino delgado y el género *Thysanosoma* afecta los conductos biliares de ovinos y caprinos principalmente y en ocasiones en los bovinos. Los cestodos de los rumiantes, producen poco efecto sobre la salud del ganado, pero infecciones importantes pueden ocasionar trastornos clínicos en animales jóvenes bajo determinadas condiciones.

La forma de diagnóstico de la moniezosis es mediante la observación de la presencia de proglotidos en las heces, los huevos se detectan por flotación, se identifican fácilmente por su forma triangular o cuadrangular que contienen en su interior un aparato piriforme, en el caso de *Thysanosoma* se detecta por la presencia de bolsas ovígeras.

Los nematodos que infectan el tracto gastrointestinal y pulmonares de los rumiantes pertenecen a los órdenes Trichurida (familias Trichuridae y Capillaridae), Strongylida



(familias Trichostrongylidae, Ancylostomidae, Strongylidae y Dictyocaulidae), Ascaridida (familia Ascarididae) y Rhabditidae (familia Strongyloididae).

Se estudian principalmente las especies de la familia Trichostrongylidae por el impacto económico que tienen en la producción ganadera, entre ellas están los siguientes géneros: *Haemonchus*, las especies de este género son hematófagas, por lo tanto pueden producir anemia y en ello radica su patogenicidad y son prevalentes en zonas templadas y cálidas. Otros trichostrongílidos son *Ostertagia*, *Teladorsagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Mecistocirrus* y *Nematodirus*. También son frecuentes en los rumiantes otros estromgilidos que se localizan en intestino delgado y grueso como son los géneros *Bunostomum*, *Oesophajostomum* y *Chabertia*.

La verminosis gastrointestinal en rumiantes se diagnóstica mediante la identificación los huevos en heces por flotación. El caso de los nematodos del orden Strongylida se recomienda determinar el número de huevos por gramo de heces por medio de la técnica de McMaster de campo. Los huevos tipo estromgilidos son muy similares no se puede identificar el género, para ello se utiliza la técnica de cultivo de heces para obtener las larvas infectantes (L3), se distinguen por su tamaño, forma y características morfológicas.

Las parasitosis respiratorias más comunes en los rumiantes son causadas por diferentes especies del género *Dictyocaulus* su fase adulta se localiza en bronquios y bronquiolos, en los pequeños rumiantes presentan otros vermes pulmonares como son *Muellerius* y *Protostrongylus*.



El diagnóstico de la verminosis pulmonar en rumiantes, detección de la Larva 1 en heces mediante la técnica de la migración larvaria o Baermann.

2. Objetivos específicos

- 2.1 Al término de la práctica el alumno(a) identificará morfológicamente los protozoarios, helmintos gastrointestinales y pulmonares más comunes, mediante técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que esté presente en los bovinos, caprinos y ovinos.
- 2.2 El alumno(a) deberá sugerir el control y tratamiento, de acuerdo con los resultados y dé su propia su interpretación, relacionándolos con las características de la producción animal.

3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo para el reporte del estudio de caso del sistema de producción o del lugar de muestreo donde lo realizó.

(REVISAR EL APÉNDICE I)



- 3.1.2 Revisará las referencias o materiales de consulta que cada equipo utilizará para identificar las estructuras parasitarias diagnósticas por las diferentes técnicas realizadas por el alumno (Manuales de diagnóstico, libros, artículos, claves de identificación, etc.)
- 3.1.3 Indicará la realización de técnicas especiales por ejemplo (Kinyoun) y dará una breve explicación del método para el diagnóstico de *Cryptosporidium* spp.
- 3.1.4 Apoyará y supervisará a los alumnos que tengan dificultad para realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.

3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Colectarán muestras de heces de animales sospechosos a parasitosis gastrointestinales y pulmonares en ruminantes domésticos de una explotación. Se permite el muestreo de los diferentes Centros de enseñanza de la facultad y unidades de producción particulares.
- 3.2.2 Cada equipo con base en la información obtenida de su caso de estudio (datos epidemiológicos y clínicos) determinará sus diagnósticos parasitológicos presuntivos. **(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)**



- 3.2.3** Cada equipo realizará las técnicas parasitológicas necesarias para llegar a un diagnóstico morfológico preciso de las estructuras parasitarias, auxiliándose con manuales, libros, atlas, apuntes, artículos, etc.
- 3.2.4** Con los resultados obtenidos elaborará un informe escrito y una presentación electrónica, ver los lineamientos del laboratorio.
- 3.2.5** Cada equipo presentará una exposición de las prácticas realizadas en las fechas programadas.

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a), tendrá la capacidad de:

- 4.1** Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos adecuados para unidades productivas o pacientes basándose en datos epidemiológicos, situacionales e historias clínicas.
- 4.2** Colectar, conservar y transportar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas que consideran relevantes para realizar diagnósticos parasitológico en el laboratorio.
- 4.3** Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, con el uso adecuado del equipo y buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.4** Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).



- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre el tratamiento, prevención y control de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido y cuestionado por el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Los alumnos(as) realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Bowman DD. Georgis Parasitología para veterinarios. 9a ed. Elsevier: Amsterdam, Holand. 2011. 464p.
- Cordero del Campillo M & Rojo VFA. Parasitología Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill Interamericana, España.1999. 968p.
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. Veterinary Parasitology, 4th Ed. Standards Information Network, USA. 2015. 874p.
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW. Veterinary Parasitology 2ª ed. Blackwell Science. 1996. 307p.
- University of Rhode Island. Northeast small ruminant parasite control: [https://web.un.edu /sheepngoat/](https://web.un.edu/sheepngoat/)



CAPÍTULO 4

Diagnóstico de parasitosis hemáticas y ectoparásitos en rumiantes



CAPÍTULO 4

Diagnóstico de parasitosis hemáticas y ectoparásitos en rumiantes

Héctor Quiroz Romero

Nelyda Saldaña Hernández

1. Introducción

La enfermedad hemática parasitaria más común que afecta a los bovinos es la Babesiosis o Piroplasmosis, la cual es una infección causada por un protozooario intracelular que se localiza en los eritrocitos, pertenece al género *Babesia*, orden Piroplasmida. Es transmitida por garrapatas del género *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* y *R. (Boophilus) annulatus*. Las dos especies que se encuentran en México con mayor frecuencia en el ganado bovino son: *B. bovis* y *B. bigemina* que se presentan en las regiones con clima cálido.

Clínicamente cursan de forma crónica y aguda, esta última se caracteriza por un síndrome febril, anemia, ictericia y hemoglobinuria. La importancia que la Babesiosis tiene en nuestro país radica en las pérdidas que ocasiona, entre las cuales destacan: la disminución de la producción de leche, la pérdida de peso en animales enfermos, los abortos, los gastos por uso de fármacos, atención médica y las pérdidas directas por la muerte de los animales.



Las infestaciones externas causadas por la presencia y acción de insectos del orden Mallophaga (piojos masticadores) y Anoplura (piojos chupadores), clínicamente se caracterizan por causar mal estado general de piel, pelo, lana y baja de la producción en los rumiantes. La transmisión se realiza por contacto directo, los géneros más frecuentes en los rumiantes domésticos son: *Damalinia*, *Haematopinus*, *Linognathus* y *Solenopotes*.

Dipterosis o infestación por moscas hematófagas están representados por *Stomoxys calcitrans*, *Haematobia irritans* y *Tabanus* spp. Otras moscas son parásitas en estadio de larva, es decir, producen miasis subcutánea como *Hypoderma* y *Dermatobia*. La miasis de las heridas es causada por *Cochliomyia hominivorax* (gusano barrenador del ganado erradicada de México). *Oestrus ovis* produce miasis cavitaria o nasofrontal en ovinos y caprinos.

Las garrapatas son ectoparásitos artrópodos, hematófagos que pueden pertenecer a las Familias Ixodidae (garrapatas duras) y Argasidae (garrapatas blandas). Dentro de la familia Ixodidae se tiene a *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, *R. (Boophilus) annulatus*, que además de transmitir *Babesia bovis* y *B. bigemina*, en algunos casos transmite Rickettsias como *Anaplasma marginale*; en el caso de *Amblyomma* spp puede transmitir Anaplasmosis. Con distribución geográfica en zonas tropicales y subtropicales; las lesiones se localizan en el cuello, pecho, base de la cola, abdomen, entrepierna, testículos y base de la ubre.



Las garrapatas y las enfermedades que transmiten son causantes de grandes pérdidas económicas en México, debido a la disminución de peso, baja de la fertilidad, daños de la piel debido a las picaduras de las garrapatas, lo cual reduce el valor de las pieles, además es una limitante para el traslado nacional, la exportación de ganado en pie hacia otros países y para la introducción de ganado en zonas de control.

Por lo que se refiere a la familia Argasidae, la especie más conocida es *Otobius megnini*, cuyas larvas y ninfas se localizan en el canal auditivo del ganado.

Las Acariosis o sarnas son infestaciones causadas por ácaros de diferentes géneros, son parasitosis de la piel, de carácter contagioso, que afectan a los hospedadores causándoles dermatitis descamativa con alopecia y prurito intenso, el cual es causado por la actividad excavadora de los ácaros, provocando un rápido detrimento de los animales, causando pérdidas económicas por disminución de la ingestión de alimentos, menor ganancia de peso, descenso de la producción y lesiones cutáneas. Esta patología favorece las infecciones secundarias y en casos severos, en animales no tratados puede causar la muerte. Los géneros más comunes son *Psoroptes*, *Sarcoptes*, con menor frecuencia se puede encontrar a *Demodex* y *Chorioptes*.



2. Objetivos específicos

- 2.1 El alumno(a) identificará morfológicamente los parásitos helmáticos, insectos y ácaros más comunes, mediante las técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que esté presente en los bovinos, ovinos y caprinos.
- 2.2 El alumno(a) sugerirá el control, prevención y tratamiento, con base en la interpretación de sus resultados, relacionándolos con las características de la producción animal.

3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo para el reporte del estudio de caso de la unidad de producción animal o del lugar de muestreo. **(REVISAR APÉNDICE I)**
Supervisaré las técnicas de frotis sanguíneo y las diferentes tinciones.
Apoyaré y supervisaré a los alumnos al realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.
Revisaré que cada equipo utilice referencias bibliográficas o materiales de consulta durante la identificación de las estructuras parasitarias.



3.1 Alumnos(as)

- 3.2.1 Colectarán muestras de sangre y ectoparásitos en bovinos, ovinos y caprinos.
- 3.2.2 Cada equipo sugerirá sus diagnósticos parasitológicos presuntivos.
- 3.2.3 Cada equipo realizará las técnicas parasitológicas necesarias para llegar a un diagnóstico morfológico.
- 3.2.4 Con los resultados obtenidos realizará una interpretación, elaborará un informe escrito y hará una presentación (ver los lineamientos generales). (**REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA**)
- 3.2.5 Cada equipo expondrá los resultados del caso parasitológico según la fecha programada.

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.1 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos para pacientes o unidades productivas (basándose en factores ambientales y del manejo zootécnico).
- 4.2 Colectar, conservar, transportar y enviar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas para realizar diagnósticos parasitológicos en el laboratorio
- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, haciendo uso adecuado del equipo y mediante buenas prácticas de bioseguridad.



- 4.4 Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).
- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de las técnicas parasitológicas realizadas para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre la prevención, control y tratamiento de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido y discutido con el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Se realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Quiroz RH, Figueroa CJ, Ibarra VF, López AM. Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos. 1ª ed. México: Compact disc CD-Rom; 2011. 577-635p.
- García VZ. Garrapatas que afectan al ganado bovino y enfermedades que transmiten en México. Aguascalientes México; CENID-PAVET-INIFAP; 2010. 1-8p.
- Besné MA, Figueroa CJ, Quiroz RH, Ramírez GA, Ramos ME. Manual de prácticas de laboratorio de parasitología, 1ra. ed. México DF: Comité editorial de la FMVZ; 2006. 59-75, 155-92p



CAPÍTULO 5

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, pulmonares y ectoparásitos en cerdos



CAPÍTULO 5

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, pulmonares y ectoparásitos en cerdos

Froylán Ibarra Velarde

Agustín Pérez Fonseca

1. Introducción

Las enfermedades parasitarias en los suinos pueden ser causadas por diversos agentes etiológicos de diversa índole. En el **CUADRO 5.1** se enlistan las enfermedades parasitarias que afectan a esta especie animal y el agente causal para cada una, además de su localización.

La producción porcina en México es muy variable, puede ser de tipo extensiva, intensiva o de traspatio; y con grandes variaciones, en lo que respecta a las condiciones de alojamiento de los cerdos, a la alimentación que reciben y a las medidas de higiene dentro de las instalaciones. Esto último repercutirá en las enfermedades parasitarias que se pueden presentar en cada uno de los tipos de producción.



CUADRO 5.1. Enfermedades más comunes en cerdos.

Enfermedad	Agente causal	Localización
Verminosis gástrica	<i>Hyostrongylus rubidus</i> <i>Ascarops strongylina</i> <i>Physocephalus sexalatus</i>	Estómago
Coccidiosis	<i>Eimeria</i> spp <i>Isohora suis</i>	Intestino
Verminosis intestinal	<i>Ascaris suum</i>	Intestino delgado
	<i>Oesophagostomum dentatum</i>	Intestino grueso
	<i>Trichuris suis</i>	Intestino grueso
Macracantorrincosis	<i>Macracanthorhynchus</i> <i>hirudinaceus</i>	Intestino delgado
Balantidiosis	<i>Balantidium coli</i>	Intestino grueso
Metastrongilosis	<i>Metastrongylus apri</i> <i>Metastrongylus pudendotectus</i>	Pulmones
Cisticercosis	<i>Metacestodo de Taenia solium</i>	Músculo
Triquinelosis	<i>Trichinella spiralis</i>	Intestino delgado Músculo
Estefanurosis	<i>Stephanurus dentatus</i>	Riñón
Hematopinosis	<i>Haematopinus suis</i>	Piel
Sarna sarcóptica	<i>Sarcoptes scabiei</i> var. <i>suis</i>	Dermis
Sarna demodéica	<i>Demodex phylloides</i>	Folículos pilosos Glándulas sebáceas

En sistema de producción *tipo intensivo*, donde los cerdos permanecen alojados en una corraleta la mayor parte de su vida productiva, se diagnosticarán con mayor frecuencia casos de coccidiosis y balantidiosis, ya que las fases infectantes de estos pro-



tozoarios suelen ser resistentes a muchos de los desinfectantes utilizados en la industria. Raros serán los casos de otras enfermedades parasitarias, ya que las medidas de higiene practicadas en este tipo de producción contemplan estándares altos, lo que evita la persistencia de las fases infectantes de estas enfermedades en el suelo y las instalaciones.

En producciones de *tipo extensivo* donde los cerdos realizan la práctica del “pastoreo”, alimentándose de diversas plantas, desperdicios y residuos de alimentos, se podrán diagnosticar la gran mayoría de las enfermedades señaladas en el **CUADRO 5.1**, ya que en estas condiciones de alimentación será más factible que el cerdo consuma fases infectantes de la mayoría de los parásitos directamente del suelo o al momento de ingerir alimentos contaminados con heces de otros cerdos o de otros animales. Esto último provocará que los huevos de parásitos de otros animales como aves, roedores y rumiantes salgan en las heces de los cerdos, lo cual puede confundir el diagnóstico.

La *producción de traspatio* sufre de los mismos problemas que las producciones extensivas, con la diferencia de que la alimentación es más controlada. Con esto, la mayoría de las enfermedades parasitarias pueden ser diagnosticadas.

La verminosis gástrica es una enfermedad parasitaria multifactorial, que tiene como principales agentes causales a nematodos pertenecientes a diversos órdenes y géneros. La presencia de estos helmintos en el estómago provoca gastritis, nodulación de la mucosa gástrica, úlceras y engrosamiento de la mucosa; lo que



provoca un mal funcionamiento del órgano parasitado, causando mala digestión. El diagnóstico de esta enfermedad se realiza aplicando la técnica de flotación, de esta manera se podrán observar los huevos de los helmintos implicados en esta enfermedad.

La coccidiosis conocida también como eimeriosis o isosporosis es una enfermedad específica de hospedador y completan su desarrollo y reproducción en el intestino. La diarrea provocada por estas enfermedades, principalmente por la isosporosis, es responsable de la mala absorción de los nutrientes y deshidratación en lechones, lo que puede causarles la muerte. El diagnóstico se realiza mediante la técnica de flotación en la que podremos observar los ooquistes de los protozoarios implicados. El diagnóstico puede ser aún más preciso al realizar la técnica de esporulación en dicromato de potasio con ello identificar las especies implicadas, siendo crucial la identificación de *Isospora suis*, que es la coccidia más patógena en cerdos. De igual forma, se podrá determinar la carga parasitaria aproximada realizando la técnica de McMaster.

La ascariosis es la enfermedad más frecuente e importante en la producción porcina. Produce pérdidas económicas por disminución en la ganancia diaria de peso. Los adultos parasitan el intestino y las larvas, al tener migración hepato-cardio-pulmonar, provocan fibrosis “manchas de leche” en el hígado. Debido a su gran tamaño (20-40 cm) estos nematodos son fácilmente observables cuando en ocasiones son eliminados en las heces. También puede realizarse el diagnóstico mediante la técnica de flotación, en la que observaremos huevos de ascarido.



La esofagostomosis se caracteriza por causar daños en el ciego y colon de cerdos que tengan acceso al pastoreo o que estén alojados en pisos de tierra. Provoca nodulaciones en ciego y colon, lo que debe ser considerado de importancia si se emplea esta víscera para la fabricación de embutidos, además de que se le asocia como factor predisponente para el desarrollo de enfermedades del intestino grueso. El diagnóstico antemortem se realiza mediante la técnica de flotación en la que observaremos huevos típicos de estrogilido. Si se requiriera un diagnóstico más específico, se recomienda realizar una identificación larvaria posterior a un coprocultivo y técnica de migración larvaria (Baermann).

La tricurosis involucra nematodos conocidos como vermes látigo o tricocéfalos, los cuales se localizan en el ciego y porciones adyacentes del intestino grueso. Los huevos de este parásito son característicos ya que son ovales, de color café-amarillo y de pared gruesa, con dos tapones polares. Esta es una enfermedad de importancia baja, semiología nula o inaparente, por lo que se deberá identificar a los animales positivos mediante una técnica de flotación en la que se observan los huevos típicos.

La macracantorrincosis es una enfermedad ocasionada por un acantocéfalo que parasita el intestino delgado. Produce una lesión traumática e inflamación en la mucosa del órgano blanco. Los animales afectados cursan con anorexia, anemia, periodos de estreñimiento alternados con periodos diarreicos en los cuales se aprecian vestigios sanguinolentos en las heces, además de un marcado dolor abdominal. Para el diagnóstico se recomienda la



técnica de flotación y el uso de soluciones con alta densidad específica. En caso de tener acceso a soluciones saturadas de sal convencionales, que poseen baja densidad específica, se recomienda el uso de la técnica de sedimentación. Cualquiera que sea el caso, se deben observar los huevos típicos de *Macracanthorhynchus hirudinaceus*.

La balantidiosis es una enfermedad que afecta al ciego y colon. El agente causal (*Balantidium coli*) es un invasor secundario, que aprovecha cuando existen otros agentes patógenos o factores de trimentales. Se produce una colitis transitoria que puede provocar diarrea y pérdida de peso. La verdadera importancia de esta enfermedad radica en que es una zoonosis común en el personal que se encarga de limpiar las vísceras de los cerdos después del sacrificio o en personal que se encuentra en contacto estrecho con cerdos. En los cerdos, el diagnóstico se realizará mediante la técnica de sedimentación, buscando encontrar los quistes de este protozoario.

La metastrongilosis es una enfermedad parasitaria que afecta los pulmones de los cerdos. En este órgano se producen petequias, obstrucción e inflamación en bronquios. Lo anterior provoca disminución en el consumo de alimento y retraso del crecimiento. El cuadro puede complicarse debido a infecciones secundarias provocadas por bacterias o virus. El diagnóstico de esta enfermedad se realizará mediante la técnica de flotación con soluciones de alta densidad específica, ya que los huevos de *Metastrongylus* spp presentan una densidad elevada.



Una de las enfermedades más importantes en la producción porcina es la cisticercosis, la cual es adquirida por el cerdo debido a su hábito coprófago. Es una enfermedad que puede afectar a la mayoría de los músculos del animal. En los cerdos es de curso asintomático, pudiéndose presentar alguna signología en función de la zona afectada (dificultad respiratoria, marcha rígida, parálisis lingual, etcetera.). La importancia de esta enfermedad se debe a que es una de las zoonosis más importantes a nivel mundial, donde el humano adquiere la enfermedad al consumir carne con cisticercos (metacestodos) de *Taenia solium*. Debido a esto, el humano desarrollará en el intestino la fase adulta del parásito, provocando una alta eliminación de huevos y una amplia diseminación de la enfermedad tanto para cerdos como para otros humanos, en los cuales, al ingerir los huevos del cestodo, se provocará la cisticercosis en tejido muscular, ojo o en sistema nervioso central. Las repercusiones en salud pública son grandes, ya que la neurocisticercosis es una enfermedad difícil de tratar y que puede causar la muerte del paciente. Para prevenir la diseminación de esta enfermedad, se debe realizar una inspección sanitaria en los cerdos, ya sea en pie o al momento del sacrificio, donde se buscarán cisticercos en diversos tejidos como pueden ser el ocular o muscular (particularmente lengua y pierna).

Otra enfermedad muscular en los cerdos es la triquinelosis. Esta presenta dos fases en su ciclo biológico: una intestinal y una muscular. Ambas son de curso asintomático y causan pocos daños al cerdo. Al igual que la cisticercosis, la triquinelosis es una enfer-



medad zoonótica, adquirida por el ser humano al consumir carne de cerdo cruda o mal cocida. En los humanos afectados se manifiesta con fiebre, dolores musculares, diarrea y vómitos y puede provocar la muerte. De igual forma, el diagnóstico se realizará mediante una inspección sanitaria, en este caso *post mortem*, del tejido muscular de los cerdos a través de la técnica de triquinoscopia.

La estefanurosis es una enfermedad renal, que provoca alteraciones significativas a nivel hepático, donde las larvas causan lesiones. En los riñones y vías urinarias hay proliferación de tejido alrededor de las lesiones ocasionadas por la migración de las larvas. Los animales parasitados presentarán trastornos en las funciones hepáticas, retraso en el desarrollo y manifestaciones de pielonefritis. El diagnóstico de esta enfermedad se realiza a través de la identificación de huevos en orina mediante una técnica de sedimentación.

La hematopinosis es una enfermedad cutánea que se caracteriza por producir prurito, alopecia y estrés en los animales afectados. La alimentación constante de los piojos puede provocar anemia, principalmente en animales jóvenes y mal alimentados. La inquietud provocada por la presencia y acción de los parásitos causa una disminución en la ganancia de peso y el índice de conversión alimenticia. Las lesiones causadas por la alimentación de los parásitos en la piel disminuye la calidad de esta para el curtido. El diagnóstico de esta enfermedad se realiza evidenciando a los ectoparásitos sobre el animal o capturando algunos e identificándolos mediante observación al microscopio.



Las sarnas son enfermedades cutáneas que, dependiendo de su agente causal, son clasificadas como sarcóptica (*Sarcoptes scabiei* var. *suis*) o demodécicas (*Demodex* sp). Se considera que la sarna sarcóptica es de mayor importancia que la sarna demodéctica, por el tipo de presentación clínica. Ambas afectarán zonas específicas de la piel y provocarán una disminución en la tasa de crecimiento y baja conversión alimenticia debida al estrés y prurito constantes. El diagnóstico de las sarnas se realiza mediante la toma de raspados cutáneos profundos en las zonas afectadas por los ácaros para posterior observación al microscopio.

2. Objetivos específicos

- 2.1 El alumno(a) identificará morfológicamente los parásitos gastrointestinales, pulmonares, musculares, artrópodos más comunes, mediante las técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que presenten los cerdos.
- 2.2 El alumno(a) deberá sugerir el control, prevención y tratamiento, de acuerdo con la interpretación de sus resultados, relacionándolos con las características de la producción animal.



3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso de la unidad de producción animal o del lugar de muestreo. **(REVISAR APÉNDICE I)**
- 3.1.2 Supervisará las técnicas de flotación, sedimentación, Mc-Master y observación directa.
- 3.1.3 Apoyará y supervisará a los alumnos durante la realización de las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.
- 3.1.4 Revisará que cada equipo utilice referencias bibliográficas o materiales de consulta para identificar las estructuras parasitarias.

3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Colectarán muestras de heces y ectoparásitos en cerdos.
- 3.2.2 Cada equipo sugerirá sus diagnósticos parasitológicos presuntivos.
- 3.2.3 Cada equipo realizará las técnicas parasitológicas necesarias para llegar a un diagnóstico morfológico.
- 3.2.4 Con los resultados obtenidos realizará una interpretación, elaborará un informe escrito y una presentación (ver los lineamientos generales). **(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)**
- 3.2.5 Cada equipo expondrá los resultados del caso parasitológico en la fecha programada.



4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos para pacientes o unidades productivas (basándose en factores ambientales y del manejo zootécnico).
- Colectar, conservar y transportar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas que consideren relevantes para realizar diagnóstico parasitológico en el laboratorio.
- Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, con el uso adecuado del equipo y buenas prácticas de bioseguridad.
- Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).
- Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre la prevención, control y tratamiento de las enfermedades diagnosticadas.
- Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido y cuestionado por el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Los alumnos(as) realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.



6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- I Besne MA, Figueroa CJA, Quiroz RH, Ramírez GA, Ramos ME. Manual de prácticas de laboratorio de Parasitología. 1ra. Edición. Cd. de México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2006.
- I Cordero Del Campillo M, Rojo VFA, Martínez FAR, Sanchez AMC, Hernández RS, Navarrete LCI, Diez Baños P, Quiroz Romero H, Carvalho VM. Parasitosis del Cerdo. En: Parasitología Veterinaria. 1ra. Edición. Madrid, España: McGraw-Hill-Interamericana de España; 1999. 451-529 p.
- I Bowman, DD. Georgis' Parasitology for Veterinarians E-Book. (11th Edition). Elsevier Health Sciences. 2020. 170 p.
- I Frontera CEM, Bravo BD, Blanco CJ, Herrador MP, Calero BR, Serrano AFJ, Pérez MJE, Reina ED. Las parasitosis porcinas y sus repercusiones económicas. SUIS. 2012. 87: 18-27p. Consultado en: <http://www.ivis.org/journals/suis/87/1.pdf>
- I Taylor MA, Coop RL, Wall R. Veterinary parasitology. 4th ed. Chichester, England: Wiley Blackwell; 2016. 1006 p.



CAPÍTULO 6

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, pulmonares y ectoparasitosis en equinos



CAPÍTULO 6

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, pulmonares y ectoparasitosis en equinos

Juan Antonio Figueroa Castillo

Evangelina Romero Callejas

1. Introducción

La variedad de parásitos que pueden afectar a los équidos es grande, sin embargo, el número de especies o cantidad de parásitos presentes están directamente relacionados con la edad de los animales, fin zootécnico, factores climáticos (precipitación y temperatura) y las condiciones de crianza. Aunque los caballos y los asnos comparten las mismas especies de parásitos, frecuentemente los asnos tienen cargas más elevadas, debidas básicamente a que en su gran mayoría son ocupados para el trabajo de campo y suelen tener menos cuidados que los que se le proporcionan a un caballo (**CUADRO 6.1**).

En general, la acción patógena de los parásitos consiste en alterar en mayor o menor grado la homeostasis del hospedero, que se refleja en pérdida de peso, disminución del rendimiento físico y predisposición a otros padecimientos, como el cólico espasmódico. La importancia médica y económica de las parasitosis en los



équidos depende del parásito en cuestión, mientras que las infecciones por coccidias son poco frecuentes y se discute si tienen algún impacto económico, la piroplasmosis equina o la durina, son parasitosis de vigilancia mundial, que restringen la movilidad internacional de los caballos.

Entre las parasitosis de los équidos, destacan:

Coccidiosis. Poco frecuente. Puede ocasionar diarrea, pérdida de peso y la muerte de potros. Solo se considera patógena a *Eimeria leukarti*.

Criptosporidiosis. Es frecuente encontrar ooquistes en las heces de los équidos de cualquier edad, sin embargo, solo ocasiona signos (diarrea) en los animales recién nacidos inmunodeprimidos.

Anoplocefalosis. De las cestodosis de los équidos, la ocasionada por *Anoplocephala perfoliata* se considera la más importante, debido a que puede obstruir la válvula ileocecal y causar cólico, intususcepción, perforación cecal y otras complicaciones. Se presenta en animales de cualquier edad con acceso al pastoreo.

Estrongiloidosis. Es frecuente en regiones tropicales y subtropicales. Ocasiona diarrea, pérdida de peso y signos respiratorios (por el paso de las larvas por los pulmones). En potros menores de 4 meses de edad, puede causar la muerte si no se atiende. Los animales mayores generalmente no presentan signos.



Parascariosis. Es una parasitosis muy frecuente. En los potros, los parásitos adultos pueden ocasionar obstrucción y ruptura intestinal, mientras que las larvas rompen los alveolos durante su migración por los pulmones provocando alteraciones respiratorias (taquipnea, disnea, tos y secreción nasal). Los animales mayores de dos años, no manifiestan signos tan llamativos, debido a que han desarrollado inmunidad y albergan pocos parásitos adultos, sin embargo, son fuente de contaminación para las pasturas.

Oxiuros. No compromete la vida de los animales, sin embargo, cuando las hembras de *Oxyuris* salen por el esfínter anal para depositar sus huevos en la región perianal, causan prurito anal intenso y los animales se restriegan contra objetos al grado de perder pelo y lesionarse la piel. Es frecuente encontrar a las hembras adultas en las heces u observar alrededor del ano del équido, masas gelatinosas de aspecto céreo que contienen huevos.

Estrongilidosis. Los nematodos de la familia Strongylidae se dividen en dos subfamilias: Strongilinae (grandes estróngilos) y Cyathostominae (pequeños estróngilos o ciatostómidos), son considerados el grupo de parásitos predominante y de mayor impacto médico y económico en los équidos a nivel mundial.

Los grandes estróngilos (géneros *Strongylus*, *Triodontophorus*, *Craterostomum* y *Oesophagodontum*), causan anorexia, emaciación, diarrea, cólicos y la muerte.



Los pequeños estróngilos (más de 50 especies descritas), causan diarrea, bajo rendimiento atlético, pérdida rápida de peso y la muerte. Además de estar involucrados en el desarrollo de resistencia a los antihelmínticos.

En el campo, los animales suelen encontrarse infectados simultáneamente por varias especies de parásitos (infecciones mixtas), por lo que no hay un cuadro clínico definido. Los signos ocasionados por los estadios larvarios pueden involucrar dolor a la palpación de la zona del ijar derecho, malestar, cólico espasmódico agudo, entre otros.

Dictiocaulosis o verminosis pulmonar. Se presenta con mayor frecuencia en los asnos, pero los caballos son más sensibles a los efectos del parásito. Las alteraciones respiratorias son leves, generalmente hay tos y disnea ligeras que tienden a la cronicidad.

Habronemosis. Grandes cantidades de *Habronema* spp pueden ocasionar gastritis o ulceración de la mucosa gástrica, en contraste, los adultos de *Draschia megastoma* forman masas granulomatosas en la mucosa gástrica, estas masas pueden retardar el flujo de la ingesta o perforarse hacia la cavidad abdominal, causando peritonitis. Aunque, el órgano blanco de *Habronema* spp es el estómago, algunas larvas pueden ser depositadas en heridas de la piel o en la conjuntiva ocular, ocasionando habronemosis cutánea u ocular respectivamente. Su incidencia está influenciada por la presencia de las moscas (hospederos intermediarios).



Filariosis. Es ocasionada por diferentes especies de *Onchocerca*, la más frecuente y de mayor distribución geográfica es *O. cervicalis* que causa dermatitis.

Gastrofilosis. Es una parasitosis frecuente que no causa signos clínicos sugerentes, sin embargo, por la erosión y úlceras que provoca en el estómago es muy probable que cause dolor a los animales.

ECTOPARÁSITOS

Ixodidosis. Los caballos y asnos son susceptibles de infestarse de garrapatas propias de los équidos, del ganado o de animales silvestres. Las garrapatas tienen importancia por ser hematófagas, transmisoras de enfermedades y una limitante para la movilización internacional de los équidos. Son más abundantes en climas tropicales y subtropicales que en climas templados o fríos.

Pueden ocasionar pápulas, nódulos y en ocasiones pústulas en los sitios donde se alimentan las garrapatas, acompañado o no de prurito. Infestaciones masivas pueden causar anemia.

Otobiosis. Es más frecuente en caballos de trabajo que en caballos de deportes o alta estima. También afecta al ganado bovino, ovino, caprino, perros, gatos y ocasionalmente el humano. Debido a que las larvas y ninfas se alojan profundamente en el oído externo, la infestación se hace evidente cuando hay gran cantidad de garrapatas y provocan otitis externa.



Sarna. Puede ser ocasionada por *Chorioptes*, *Sarcoptes*, *Psoroptes* o *Demodex*, cada uno ocasiona manifestaciones clínicas particulares. Aunque tienen distribución mundial, son poco frecuentes. Pueden afectar todo el cuerpo provocando pápulas, engrosamiento de la piel, descamación y alopecia. Particularmente *Sarcoptes* ocasiona prurito intenso y que los animales se rasquen o muerdan la zona afectada.

Pediculosis. Técnicamente la pediculosis es una infestación por piojos, sin embargo, se puede dividir en anopluridosis y malofagosis. Los piojos chupan sangre o muerden la piel de los animales, como consecuencia los équidos pueden mostrarse nerviosos, irritables, se muerden a sí mismos y se rascan al grado de perder pelo.

CUADRO 6.1. Enfermedades parasitarias en los équidos.

Enfermedad	Etiología	Localización
Coccidiosis	<i>Eimeria leukarti</i> , <i>E. solipedum</i> , <i>E. uniungulati</i>	Intestino delgado Desconocido
Criptosporidiosis	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Intestino delgado
Giardiosis	<i>Giardia intestinalis</i>	Intestino delgado
Piroplasmosis	<i>Babesia caballi</i> <i>Theileria equi</i>	Intraeritrocítica
Fasciolosis	<i>Fasciola hepatica</i>	Conductos biliares
Cestodosis	<i>Anoplocephala magna</i> <i>Anoplocephala</i> <i>perfoliata</i> <i>Paranoplocephala</i> <i>mamillana</i>	Intestino delgado Válvula ileocecal, ciego Intestino delgado

continúa...



Enfermedad	Etiología	Localización
Parascariosis	<i>Parascaris equorum</i>	Intestino delgado
Oxyurosis	<i>Oxyuris equi</i>	Colon
Estrongiloidosis	<i>Strongyloides westeri</i>	Intestino delgado
Estrongilosis	Sub familia <i>Strongilinae</i> : <i>Strongylus</i> Sub familia <i>Cyathostominae</i> : cerca de 50 especies descritas	Ciego y colon
Tricostrongilosis	<i>Trichostrongylus axei</i>	Estómago
Dictyocaulosis o Verminosis pulmonar	<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>	Tráquea y bronquios
Habronemosis	<i>Habronema muscae</i> <i>Habronema microstoma</i> <i>Draschia megastoma</i>	Estómago. Héridas y conjuntiva ocular
Setariosis	<i>Setaria equina</i>	Cavidad peritoneal y de manera errática en escroto, ojos, espacio aracnoideo
Oncocercosis	<i>Onchocerca cervicalis</i> <i>O. gutturosa</i>	Ligamento de la nuca Dermis de la cara, cuello, espalda y línea media
Anopluridosis	<i>Haematopinus asini</i>	Alrededor de la base de la cola, cuello cabeza. Los huevos (liendres) en los pelos de la cabeza, parte interna de las orejas, hombros, espalda, e ijares.
Malofagosis	<i>Werneckiella equi</i> (sin <i>Damalinia equi</i>)	
Gasterofilosis o Miasis visceral	<i>Gasterophilus nasalis</i> <i>G. intestinalis</i>	Estómago

continúa...



ECTOPARÁSITOS		
Enfermedad	Etiología	Localización
Sarna psoróptica	<i>Psoroptes equi</i>	Conducto auditivo externo, base de las orejas, cara interna de los muslos
Sarna sarcóptica	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Generalmente comienza en la cabeza y cruz y se extiende por todo el cuerpo
Demodicosis	<i>Demodex equi</i>	Alrededor de los ojos y cara
Ixodidosis	<i>Anocentor nitens</i> <i>Amblyomma</i> spp <i>Rhipicephalus</i> spp	Orejas, maslo de la cola, alrededor del ano, vientre
Otobiosis	<i>Otobius megnini</i>	Conducto auditivo
Otros ectoparásitos	<i>Culicoides</i> <i>Simulium</i> <i>Stomoxys calcitrans</i> <i>Tabanus</i> Pulgas	Se encuentran sobre el hospedero solo cuando se están alimentando. Las pulgas permanecen más tiempo

2. Objetivos específicos:

- 2.1 Al término de la práctica el alumno(a), identificará morfológicamente los helmintos gastrointestinales, pulmonares y ectoparásitos más comunes, mediante técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria en equinos
- 2.2 El alumno(a) deberá sugerir tratamiento y control, de acuerdo a los resultados y de su interpretación, relacionándolos con las características de la unidad productiva.



3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso de la unidad productiva donde realizó la colecta de muestras. **(REVISAR APÉNDICE I)**
- 3.1.2 Revisará a cada equipo las referencias o materiales de consulta que utilizará para identificar las estructuras parasitarias (Manuales de diagnóstico, libros, artículos, claves de identificación, etc.)
- 3.1.3 Apoyará y supervisará a los alumnos que tengan dificultad para realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.

3.2 Alumnos(as). En equipo:

- 3.2.1 Colectarán muestras de heces de équidos sospechosos a parasitosis gastrointestinales, pulmonares o ectoparasitosis
- 3.2.2 Enlistarán diagnósticos parasitológicos presuntivos.
- 3.2.3 Realizarán las técnicas parasitológicas necesarias para llegar a un diagnóstico morfológico preciso, auxiliándose con manuales, libros, atlas, apuntes, artículos, etc.
- 3.2.4 Con los resultados obtenidos elaborarán un informe escrito y una presentación electrónica, ver los lineamientos del laboratorio. **(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)**
- 3.2.5 Realizará una exposición de sus resultados



4. Habilidades y destrezas

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.2 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos adecuados para unidades productivas o pacientes basándose en datos epidemiológicos, situacionales e historias clínicas.
- 4.2 Colectar, conservar y transportar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas que consideran relevantes para realizar diagnósticos parasitológicos en el laboratorio.
- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, con el uso adecuado del equipo y buenas prácticas de laboratorio.
- 4.4 Identificar parásitos hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con las técnicas seleccionadas.
- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre el tratamiento, prevención y control de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido y cuestionado por el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Los alumnos, realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso



6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)

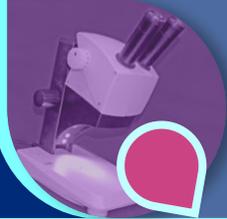


Bibliografía de consulta

- Proudman CJ, French NP, Trees AJ. Tapeworm infection is a significant risk factor for spasmodic colic and ileal impaction colic in the horse. *Equine Vet J.* 1998. May;30(3):194-9p. doi: 10.1111/j.2042-3306.1998.tb04487.x. PMID: 9622319.
- Melo-Franco B, Alho AM, Calero-Bernal R, Madeira de Carvalho LM. Principales parasitosis intestinales. Métodos simples y prácticos de diagnóstico laboratorial de las principales parasitosis intestinales en équidos. *Argos: Informativo Veterinario [Internet].* 2015 Abr (167): 64- 69p. Disponible en: <https://www.portalveterinaria.com/pdfjs/web/viewer.php?file=%2Fupload%2Ffriviste%2Fargos167.pdf>
- Tarazona VJM, Meana A y Rojo-Vázquez FA. Parasitosis de los équidos. En Cordero del Campillo y Rojo-Vázquez editores. *Parasitología Veterinaria.* España: McGraw Hill-Interamericana; 1999. 533-577p.
- Meana A y Rojo-Vázquez FA. Sarnas. En Cordero del Campillo y Rojo-Vázquez editores. *Parasitología Veterinaria.* España: McGraw Hill-Interamericana; 1999. 604-605p.
- Kuzmina TA, Dzeverin I, Kharchenko VA. Strongylids in domestic horses: Influence of horse age, breed and deworming programs on the strongyle parasite community. *Vet Parasitol.* 2016 Aug 30;227:56-63. doi: 10.1016/j.vetpar.2016.07.024. Epub 2016 Jul 21. PMID: 27523938.



- Barbet JL. Ectoparasites of horses. In. Sellon CD and Long TM, editors. Equine infectious diseases. 2th ed. St. Louis: WB Saunders; 2014. p 495-504. Chapter 59. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-0891-8.00073-7>
- Greiner CE. Laboratory diagnosis of parasitic diseases. Equine infectious diseases. 2th ed. St. Louis: WB Saunders; 2014. P. 449-456. Chapter 54. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-0891-8.00073-7>
- Nielsen KM, Reinemeyer CR, Sellon DC. Nematodes. Equine infectious diseases. 2th ed. St. Louis: WB Saunders; 2014. p. 475-489. Chapter 57. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-0891-8.00073-7>



CAPÍTULO 7

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, respiratorias, hemáticas y ectoparásitos en perros y gatos



CAPÍTULO 7

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales, respiratorias, hemáticas y ectoparásitos en perros y gatos

Yolanda Vera Montenegro

Irene Cruz Mendoza

1. Introducción

Las enfermedades parasitarias gastrointestinales en perros y gatos del mundo representan uno de los problemas de la salud animal causadas por protozoarios y helmintos.

Las coccidiosis del perro y del gato son enfermedades parasitarias propias de animales jóvenes producidas por protozoarios pertenecientes al género *Cystoisospora*.

Cistoisosporiasis: es una enfermedad que afecta a perros y gatos, Se producen especialmente en lugares donde hay una alta concentración de animales como criaderos, perreras, animalarios, etc. La edad es un factor importante en su presentación que es más grave en cachorros, que cursan con diarrea como signo más aparente.



Toxoplasmosis: es una enfermedad parasitaria entérica y sistémica, que afecta a la mayoría de los animales de sangre caliente incluyendo al hombre. La infección en gatos es de particular importancia dado que los félidos domésticos y silvestres son los únicos hospedadores definitivos de este parásito y por tanto principales reservorios de la infección.

Neosporosis: es una enfermedad entérica y sistémica en el perro y gato, de distribución cosmopolita que produce cuadros de paresia y parálisis en perros de pocas semanas de edad. Con alteraciones neuromusculares que producen parálisis y muerte en perros, y causa mortalidad neonatal y aborto en vacas, ovejas, cabras, ciervos y caballos.

Giardiosis: es un proceso parasitario que afecta a los animales jóvenes en el duodeno, yeyuno y ocasionalmente en intestino grueso, caracterizado por un síndrome de mala absorción y diarrea. La transmisión es orofecal, por contacto directo o por ingestión de agua o alimentos contaminados.

Cestodosis: son un grupo de enfermedades parasitarias originadas por diversas especies de cestodos. Las especies de mayor interés pertenecen a las Familias Taeniidae y Dipylidiidae. Tienen uno o varios hospedadores intermediarios mamíferos, herbívoros, omnívoros y ocasionalmente en el hombre transcurre el desarrollo de la fase de metacestodo. Las teniosis y equinocosis están ligadas al consumo de la carne o vísceras de animales



herbívoros, asociadas al contacto con el ganado o a los hábitos de predadores y, por lo tanto son distribuidas predominantemente en zonas rurales. Por el contrario, la Dipilidiosis es una enfermedad más común del perro donde abundan las pulgas y los piojos que intervienen como hospedadores intermediarios, por lo que es frecuente en zonas urbanas y rurales.

Nematodosis: parasitosis que infectan el tracto gastrointestinal de perros y gatos pertenecen a los géneros *Trichuris* spp, *Strongyloides* sp, *Toxocara* spp, *Toxascaris* sp y *Ancylostoma* sp.

Tricuriosis: es una enfermedad del orden Enoplida, los factores que favorecen la transmisión de la tricuriosis es ocasionada por el confinamiento de los animales, condiciones higiénicas precarias o una elevada humedad ambiental. La mayoría de las infecciones caninas son asintomáticas, aunque en infecciones masivas se pueden alternar brotes de diarrea con periodo de heces normales con un incremento en la producción de moco y hemorragia ocasional. Una de las principales lesiones es la tiflitis y colitis. Los huevos son muy resistentes a las condiciones mediambientales.

Estrongiloidosis: son enfermedades comunes y frecuentes en zonas tropicales, subtropicales y templadas, que ocasionan prurito, tos y diarrea. Afectan a los animales recién nacidos y lactantes, el hacinamiento y la falta de higiene provoca infecciones epidémicas. Su importancia económica radica en el síndrome de mala digestión.



Ascarididosis: de los géneros *Toxocara* y *Toxascaris* del perro y del gato son enfermedades parasitarias propias de animales jóvenes, que cursan con retraso en el crecimiento y mal estado general y alteraciones digestivas y respiratorias. *T. canis* se puede transmitir de un hospedador a otro por diversas vías: vía oral; vía transplacentaria o materno-fetal; vía lactogénica ó por ingestión de hospedadores paraténicos. Su importancia radica que es el helminto más común de los perros en México. La Toxocariosis en los cachorros producen manifestaciones clínicas, digestivas o nerviosas y ocasionalmente la muerte. Un aspecto importante de la toxocariosis es su carácter zoonótico, en el humano la larva del segundo estadio produce los síndromes conocidos como; Larva migrans visceral (LMV), Larva migrans ocular (LMO) y Toxocariosis encubierta, los cuales han sido reportados en personas de todo el mundo.

Ancylostomatidos: se encuentran dos géneros de importancia en la clínica de los pequeños animales: *Ancylostoma* y *Uncinaria*, son parásitos hematófagos ocasionando severas anemias especialmente en cachorros. Las especies más importantes son: *Ancylostoma caninum* y *A. tubaeforme*. *A. caninum* es la especie más ampliamente distribuida y posiblemente la más patógena. Las diferentes vías de transmisión que pueden presentar las especies de este género son: oral, percutánea, lactogénica y transplacentaria; en caso de *A. tubaeforme* esta vía no ha sido demostrada.

Las enfermedades parasitarias respiratorias en perros y gatos del mundo representan uno de los problemas de la salud animal causadas por nematodos y pentastómidos



Filaroidosis: en los canidos es una enfermedad en donde los animales jóvenes son los más propensos a padecer la enfermedad y se contagian en las primeras semanas de vida, cuando son lamidos por la madre. Los parásitos viven en la mucosa de la tráquea y bronquios, dando lugar a la formación de granulomas de color blancogrisáceo de 1 cm de diámetro, que son de aspecto polipoide (semejante a verrugas). Los animales enfermos presentan una tos persistente, dolor respiratorio, pérdida de apetito y emaciación, correspondiente a un proceso bronconeumónico granulomatoso y exudativo.

Dirofilariosis: es una nematodosis parasitaria que no es comúnmente diagnosticada en perros de México. Sin embargo, su frecuencia aumenta día con día, particularmente en perros localizados en los estados del norte y en la frontera con Estados Unidos. La transmisión ocurre cuando son picados por los mosquitos del género *Anopheles*, *Culex* y *Aedes*. La presencia en masa de parásitos activos, pueden causar una endocarditis en las válvulas del corazón y en una endoarteritis proliferativa pulmonar.

Espirocercosis: es una enfermedad caracterizada por la presencia de lesiones nodulares en el esófago y aorta y más raramente en el estómago, con manifestaciones digestivas, respiratorias y nerviosas. El agente etiológico se distribuye principalmente en el golfo de México y las costas del pacífico, tanto en perros urbanos como rurales. Siendo la prevalencia mayor en perros utilizados en la cacería.



Linguatulosis: es una enfermedad producida por pentastómidos en donde la única especie importante es *Linguatula serrata*. Los perros adquieren la parasitosis al olfatear o ingerir vísceras contaminadas de ovinos y caprinos, desarrollándose los adultos en el tabique nasal del perro. Sus síntomas acusan obstrucción de los cornetes nasales produciendo irritación intensa, la cual a su vez provoca disnea, inquietud y ruidos respiratorios (ronquidos).

Las enfermedades parasitarias hemáticas en perros y gatos del mundo representan uno de los problemas de la salud animal causadas por protozoarios.

Babesiosis: enfermedad producida por *Babesia canis*, que parasita los glóbulos rojos de los carnívoros. Transmitida por garrapatas, producen en el perro un cuadro clínico caracterizado por un síndrome febril y hemolítico, lo que origina cuadros importantes de anemia y hemoglobinuria. Es de distribución cosmopolita, más frecuentes en zonas tropicales y subtropicales.

Tripanosomosis: en general es el perro la especie más sensible (a comparación del gato), a la infección natural o experimental con *Trypanosoma cruzi*, la cual se presenta de forma aguda y crónica según los casos. La sintomatología incluye fiebre irregular, postración, inapetencia inconstante, adelgazamiento, albuminemia y a veces hemoglobinuria, y edema difuso en la región genital, en los párpados, en la cara y la papada. Es de distribución cosmopolita, desde Estados Unidos hasta América del Sur.



Las enfermedades causadas por ectoparásitos en perros y gatos del mundo representan uno de los problemas de la salud animal causadas por piojos, pulgas y ácaros.

Los perros y gatos pueden estar infestados por dos especies de Mallophaga (*Trichodectes canis*) y (*Felicola subrostratus*) de gatos, y una especie de Anoplura (*Lignognathus setosus*). Se encuentran especialmente en las aéreas de climas templados y húmedos. La picadura de los piojos es muy irritante para los animales.

Tirapterosis: es una enfermedad ocasionada por los piojos masticadores, *T. canis* y *F. subrostratus* que pueden servir como hospedador intermediario de *Dypilidium caninum*. Son de distribución cosmopolita.

Anoplurosis: es una enfermedad frecuente en los perros. Puede ocasionar anemia e irritación en la piel y más patógeno para los animales jóvenes. Puede albergar larvas de *Acanthocheilonema reconditum* (*Dipetalonema reconditum*) que parasita perros. Son de distribución cosmopolita.

Sifonapterosis: enfermedad ocasionada por *Ctenocephalides canis*, *C. felis* y *Pulex irritans*, son las tres especies de pulgas que viven sobre perros y gatos, parasitando cada una de ellas indistintamente a ambos hospedadores. La infestación por estos ectoparásitos dan lugar a una dermatitis y transmiten *Dypilidium caninum* y en gatos



es portador de *Pasteurella bovisepctica* y *Brucella mellitensis*. En el caso de aves también se reporta a *Echidnophaga gallinacea*, la cual puede ser común en perros.

Ixodidosis: es una parasitosis que se encuentra ampliamente distribuida y se presenta con mayor frecuencia en las regiones de clima cálido. La principal garrapata hematófaga presente en México es *Rhipicephalus sanguineus*. El efecto directo de la infestación por estas garrapatas es la hemosucción, un animal parasitado pierde una cantidad importante de sangre diariamente, teniendo una repercusión en su estado de salud pudiendo presentar anemia. Adicionalmente las garrapatas inyectan sustancias tóxicas y otros microorganismos como *Babesia canis*. Generalmente en estas garrapatas los estadios adultos prefieren parasitar perros, mientras que ninfas y larvas pueden usar a otros huéspedes; en ambientes urbanos el perro puede ser el único huésped.

Otra garrapata de gran importancia *Ixodes scapularis* es vector de la enfermedad de Lyme (*Borrelia burgdorferi*) y *Ehrlichia canis* a personas y perros.

Otobiosis: es una enfermedad causada por *Otobius megnini* que infesta comúnmente a los animales domésticos y silvestres, incluyendo ovino, vacuno, perros y caballos. Las larvas y las ninfas se alimentan profundamente en el conducto auditivo externo del hospedador, produciendo una otitis externa severa. Los animales infectados presentan inflamación alrededor de las orejas e incluso



pueden tener convulsiones. Aparecen exudados seruminosos en el oído que impiden la audición correcta, ocasionándole una infección del conducto auditivo externo (incluyendo miasis), ulceración y en algunos casos la muerte por meningitis.

Demodicosis: es la enfermedad que produce la sarna demodéfica o folicular del perro es un proceso cutáneo, producido por *Demodex canis*. Afecta principalmente a perros de menos de 2-3 años. La demodicosis es uno de los procesos cutáneos más graves y rebeldes a todo tratamiento de cuantos puede padecer el perro. En los animales jóvenes la enfermedad está determinada genéticamente. La transmisión tiene lugar por contacto directo de la madre a la camada durante los 2-3 primeros días de vida de los cachorros, de ahí que las lesiones iniciales en los cachorros se observan en la cara. La demodicosis es mucho más frecuente en perros de pura raza y se presenta generalmente en animales de la misma camada o en perros con algún grado de consanguinidad.

La infestación por *Demodex cati* no es muy frecuente, pero si se ha observado en algunas ocasiones. La afección se localiza en las zonas periorbitales, hocico y orejas, con un cuadro semejante al del perro, pero mucho más benigno y pasajero. Las lesiones causadas por *D.canis* se han asociado con pioderma secundaria, con caída de pelo, despigmentación cutánea y ulceración.



Sarcoptosis: es la enfermedad conocida como sarna sarcoptica producida por el ácaro, *Sarcoptes scabiei canis*, frecuente en perreras, tiendas de animales o criaderos. Se caracteriza por qué excavan galerías o túneles, de ahí que reciban el nombre de ácaros aradores, y se alimentan de linfa y células epidérmicas. Las larvas, ninfas y hembras inmaduras son los estadios responsables de la diseminación y contagio, aunque tienen muy poca resistencia fuera del hospedador. Es la enfermedad cutánea más pruriginosa del perro, afectando animales de cualquier raza, sexo y edad, así como al hombre.

Notoedrosis: también conocida como **sarna notoedrica** del gato. Es producida por *Notoedres cati* es una enfermedad altamente contagiosa y muy frecuente en grupos numerosos de gatos, los hábitos felinos favorecen estos procesos. Las lesiones se localizan generalmente en la cabeza, al borde marginal de las orejas y se extiende a todo el pabellón auditivo, cara, parpados, cuello, extremidades anteriores y periné. Las lesiones primarias son zonas eritematosas puntiformes. Nódulos y vesículas sobre la piel, que se cubre después de pequeñas costras. Se produce abundante descamación y alopecias de las regiones afectadas. El prurito es intenso por lo que los animales se autolesionan.



CUADRO 7.1 Enfermedades parasitarias
en los perros y gatos.

Enfermedad	Etiología	Localización
Cistoisporosis	<i>Cystoisospora canis</i> , <i>C. felis</i> , <i>C. bigemina</i> , <i>C. rivolta</i> <i>C. ohioensis</i> <i>Hammondia sp.</i> <i>Sarcocystis sp.</i>	Intestino delgado
Criptosporidiosis	<i>Cryptosporidium spp.</i>	Intestino delgado
Toxoplasmosis	<i>Toxoplasma gondii</i>	Intestino delgado
Giardiosis	<i>Giardia intestinalis</i>	Intestino delgado
Babesiosis	<i>Babesia canis</i> , <i>B. gibsoni</i>	Intraeritrocítica
Neosporosis	<i>Neospora caninum</i>	Intestino delgado
Leishmaniosis	<i>Leishmania donovani</i>	Células del sistema retículo-endotelial, incluyendo células endoteliales y leucocitos
Tripanosomiasis	<i>Trypanosoma cruzi</i>	En células de la musculatura lisa y cardíaca
Cestodosis	<i>Taenia hydatigena</i> , <i>T. pisiformis</i> , <i>T. ovis</i> , <i>T. multiceps</i> , <i>T. serialis</i> , <i>T. multiceps</i> , <i>T. taeniaeformis</i> , <i>Echinococcus granulosus</i> , <i>Dipylidium caninum</i>	Intestino delgado
Toxocarlosis	<i>Toxocara canis</i> , <i>T. cati</i> , <i>Toxascaris leonina</i>	Intestino delgado
Tricuriosis	<i>Trichuris vulpis</i> , <i>T. campanula</i>	Ciego y colon
Estrongiloidosis	<i>Strongyloides stercoralis</i>	Intestino delgado, duodeno y yeyuno

continúa...



Enfermedad	Etiología	Localización
Ancylostomatidosis	<i>Ancylostoma caninum</i> , <i>A. tubaeforme</i> , <i>A. brasiliense</i> , <i>Uncinaria stenocephala</i>	Intestino Delgado
Espirocercosis	<i>Spirocerca lupi</i>	Esófago y aorta
Filaroidosis	<i>Filaroides osleri</i>	Traquea y bronquios
Dirofilariosis	<i>Dirofilaria immitis</i>	Aurícula y ventrículo derecho del corazón, vena cava posterior y arteria pulmonar
Dipetalonemosis	<i>Acanthocheilonema</i> (<i>Dipetalonema reconditum</i>)	Tejido subcutáneo y perirenal
Linguatulosis	<i>Linguatula serrata</i>	Parásito adulto vive en pasajes aéreos altos del perro y el humano, la larva y ninfas se encuentra en el intestino, hígado, pulmón y otras vísceras de los ovinos, bovinos, equinos, cerdos, caprinos y lagomorfos
Tirapterosis	<i>Heterodoxus spiniger</i> <i>Felicola subrostratus</i> <i>Trichodectes canis</i>	Todo el cuerpo del perro y gato
Anoplurososis	<i>Linognathus setosus</i>	Cabeza, cuello y cola de perros y zorros
Sifonapteridosis.	<i>Ctenocephalides canis</i> <i>Ctenocephalides felis</i> <i>Pulex irritans</i>	Sobre la piel de los perros, gatos y humano

continúa...



Enfermedad	Etiología	Localización
Otobiosis	<i>Otobius megnini</i>	Adulto en el suelo, las larvas y ninfas en el oído del perro
Ixodidosis	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> <i>Ixodes scapularis</i>	Pabellón de las orejas, cuello, dorso y los párpados, espacios interdigitales y bajo el hombro
Demodicosis	<i>Demodex canis</i> , <i>Demodex cati</i>	Folículos pilosos y glándulas sebáceas, principalmente en las zonas periorbitales, hocico y orejas, En gatos se localiza en cabeza y canales auditivos
Notoedrosis	<i>Notoedres cati</i>	cabeza y cuello, ojos al borde marginal de las orejas y se extiende a todo el pabellón auditivo, y periné de los gatos.
Sarcoptosis	<i>Sarcoptes scabiei</i>	epidermis formando túneles en zonas de poco pelo
Otodectosis	<i>Otodectes cynotis</i>	Conducto auditivo externo, oído externo y oído medio



2. Objetivos específicos

- 2.1 Al término de la práctica el alumno (a), identificará morfológicamente los parásitos gastrointestinales, respiratorios, hemáticos y los ectoparásitos más comunes, mediante técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que se esté presentando en los perros y gatos.
- 2.2 El alumno(a) deberá sugerir el control y tratamiento, de acuerdo con los resultados y de su interpretación, relacionándolos con las características de la producción animal.

3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso de la unidad de producción animal o del lugar de muestreo. **(REVISAR EL APÉNDICE I)**
- 3.1.2 Revisará que cada equipo utilice referencias bibliográficas o materiales de consulta para la identificación de las estructuras parasitarias (manuales de diagnóstico, libros, artículos, claves de identificación, etc.).



3.1.3 Indicará la realización de técnicas especiales, por ejemplo (Kinyoun) y dará una breve explicación del método para el diagnóstico de *Cryptosporidium* spp.

3.1.4 Apoyará y supervisará a los alumnos que tengan dificultad para realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.

3.2 Alumnos(as)

3.2.1 Colectarán muestras de heces, sangre, pulmón, corazón y para ectoparasitos raspados de tejido subcutáneo profundo con glicerina, de animales sospechosos a parasitosis gastrointestinales, respiratorias, hemáticas y ectoparásitos de perros y gatos. Se permite realización de muestreo en los diferentes Centros de Enseñanza de la FMVZ y en unidades de producción particulares.

3.2.2 Con base en la información obtenida de su caso de estudio (datos epidemiológicos y clínicos), cada equipo determinará los diagnósticos parasitológicos presuntivos.

(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)

3.2.3 Cada equipo realizará las técnicas parasitológicas necesarias, para llegar a un diagnóstico morfológico preciso de las estructuras parasitarias, auxiliándose de manuales, libros, atlas, apuntes, artículos, etc.



- 3.2.4 Con base en sus resultados, el equipo elaborará un informe escrito y una presentación (ver los lineamientos generales).
- 3.2.5 Cada equipo expondrá los resultados de las prácticas realizadas según las fechas programadas.

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.1 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos para pacientes o unidades productivas, basándose en datos epidemiológicos, situacionales e historias clínicas.
- 4.2 Colectar, conservar, transportar y enviar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas para realizar diagnósticos parasitológicos en el laboratorio.
- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, haciendo uso adecuado del equipo y mediante buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.4 Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).
- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de las técnicas parasitológicas realizadas para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre la prevención, control y tratamiento de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido con el grupo.



5. Desarrollo de la práctica

Se realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Bowman DD. Parasitología para Veterinarios de Georgis. 9a. ed. Barcelona, España: Elsevier España., 2011. 453 p.
- Cordero del Campillo M. Parasitosis del perro y del gato. En: Cordero del Campillo M, Rojo VFA. editores. Parasitología Veterinaria. 1ra. ed. Madrid, España: McGraw-Hill Interamericana., 1999. 615-725 p.
- Galindo, G.J.F., Romero, O.A., Espuny, C.J., de Merced, A.S. Parasitología clínica. Parasitosis digestivas del perro y del gato. Barcelona, España: Multimedica Ediciones Veterinarias., 2008. 144 p.
- Hendrix MC, Robinson VTE. Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians. 4a. United States of America: Elsevier., 2012. 392 p.
- Dolores C, Caballero OH, Hernández IJL, Becerra TE, Olmedo HM, Casatañedo SI, Rico TCP, Ortiz ALB, Medina EEM, Calderón SE, Luna PH. Toxoplasmosis. En: Ibarra VF, Vera MY, Alcalá CY. Editores. Parasitología Veterinaria Vol. I Protozoarios. 1ra. ed. D.F., México: Castdel., 2009. 123-130 p.
- Cruz MI, Vera MY. Cestodocis en perros. En: Ibarra VF, Figueroa CJA, Quiroz RH. Editores. Parasitología Veterinaria Vol. II Helminthos. 1ra. ed. D.F., México: Color., 2011. 37-49 p.



- Tinocco GL. Infestación por *Rhipicephalus sanguineus*. EN: Ibarra VF, Figueroa CJA, Quintero MMT. Editores. Parasitología Veterinaria Vol. III. Artropodos. 1ra. ed. D.F., México: Color., 2012. 151-158 p.
- Quiroz RH, Ibarra VOF. Enfermedades parasitarias en perros. D.F., México: Castdel., 2006. 446 p.
- Wall R, Shearer D. Ectoparasitología Veterinaria. Biología, Patología y Control. Zaragoza, España: Acribia., 2001. 251 p.



CAPÍTULO 8

Diagnóstico de enfermedades sanguíneas, gastrointestinales y de la piel de las aves



CAPÍTULO 8

Diagnóstico de enfermedades sanguíneas, gastrointestinales y de la piel de las aves

Yazmín Alcalá Canto

1. Introducción

La producción avícola es una de las actividades de mayor importancia en México, ya que aporta el 63 % de la producción pecuaria en el país. México actualmente ocupa el quinto lugar como país productor de carne de pollo y huevo a nivel mundial. Es importante señalar que en nuestro país 95 % de la carne de pollo y de huevo, comercializables se produce en unidades de producción tecnificadas y semitecnificadas, mientras que 5 % proviene de granjas de traspatio. En este tipo de producciones, las enfermedades parasitarias derivan de una deficiencia en la instrumentación de medidas de bioseguridad y del estrés al que se someten los animales.

La preocupación de los consumidores por contar con productos de origen animal libres de residuos químicos y la tendencia social que promueve el bienestar animal, han estimulado el desarrollo de unidades de producción orgánicas y de aves “libres de jaulas” que se crían en el piso, camas de arena, paja o inclusive en pastoreo. Sin embargo, estas unidades de producción sustenta-



bles exponen a las aves a una mayor prevalencia de enfermedades parasitarias por la presencia de hospedadores intermediarios y vectores.

Los agentes etiológicos que causan estas enfermedades pueden localizarse en los órganos internos (**CUADRO 8.1**) o en la piel (**CUADRO 8.2**) de las aves domésticas.

CUADRO 8.1 Endoparásitos de las aves domésticas.

Parásito	Hospedero(s) definitivo	Hospedero intermediario	Localización
PROTOZOARIOS			
<i>Leucocytozoon</i> spp.	Pollo, guajolote, pato, ganso	Moscas simúlidos y culícidos	Leucocitos, eritrocitos
<i>Haemoproteus columbae</i>	Moscas hipobóscidas	Paloma	Eritrocitos
<i>Toxoplasma gondii</i>	Gato	Ave	Tejido muscular
<i>Sarcocystis</i> spp.	Cánido o félido	Ave	Tejido muscular
<i>Plasmodium</i> spp.	Aves	Mosquitos	Eritrocitos
<i>Histomonas meleagridis</i>	Guajolote, pollo, codorniz	No tiene, pero el nematodo <i>Heterakis gallinarum</i> y la lombriz de tierra intervienen en su transmisión	Ciego e hígado
<i>Eimeria</i> spp.	Pollo, guajolote, paloma, faisán, codorniz, pato, ganso	No tiene	Intestino delgado, intestino grueso o uréteres en gansos (<i>E. truncata</i>)

continúa...



Parásito	Hospedero(s) definitivo	Hospedero intermediario	Localización
<i>Isospora</i> spp.	Paseriformes, psitaciformes y pisciformes	No tiene	Tubo gastrointestinal
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Pollo, guajolote	No tiene	Intestino delgado
<i>Trichomonas gallinae</i>	Pollo	No tiene	Aparato digestivo superior
TREMATODOS			
<i>Echinostoma revolutum</i>	Pato, ganso, pollo	Moluscos	Ciego, recto
CESTODOS			
<i>Raillietina</i> spp.	Pollo, guajolote, gallina de Guinea, paloma	Hormigas, moscas y escarabajos	Intestino delgado
<i>Davainea proglottina</i>	Pollo, paloma	Moluscos	Intestino delgado
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Pollo, guajolote	Moscas, escarabajos, termitas y saltamontes	Intestino delgado
NEMATODOS			
<i>Capillaria</i> spp.	Pollo, guajolote, ganso, perdiz, codorniz, faisán, gallina de Guinea, paloma	No tiene	Tubo gastrointestinal
<i>Ascaridia</i> spp.	Pollo, guajolote, paloma, pato, ganso	No tiene	Intestino delgado
<i>Heterakis gallinarum</i>	Pollo, guajolote, pato, ganso, gallina de Guinea, perdiz, faisán, codorniz	No tiene, pero la lombriz de tierra es un hospedero paraténico	Ciego

continúa...



Parásito	Hospedero(s) definitivo	Hospedero intermediario	Localización
<i>Syngamus trachea</i>	Pollo, guajolote, ganso, faisán, codorniz, gallina de Guinea, Pavo Real	No tiene	Tráquea, pulmones
<i>Gongylonema ingluvicola</i>	Pollo, guajolote, perdiz, faisán, codorniz	Escarabajos y cucarachas	Esófago, buche
<i>Tetrameres</i> spp.	Pollo, guajolote, pato, paloma, codorniz, ganso, gallina de Guinea	Artrópodos acuáticos	Proventrículo
<i>Synhimantus (Dispharynx) nasuta</i>	Pollo, guajolote, gallina de Guinea, paloma, perdiz, faisán, codorniz	Isópodos terrestres	Proventrículo y ocasionalmente esófago
<i>Amidostomum</i> spp.	Pato, ganso, paloma	No tiene	Molleja
<i>Trichostrongylus tenuis</i>	Pato, ganso	No tiene	Ciego, ocasionalmente intestino delgado
<i>Subulura</i> spp.	Pollo, guajolote, ganso	Escarabajos y cucarachas	Ciego
<i>Acuaria (Dispharynx) spiralis</i>	Pollo, guajolote, paloma, gallina de Guinea	Isópodos terrestres	Proventrículo
<i>Acuaria (Dispharynx) hamulosa</i>	Pollo, guajolote, faisán	Saltamontes y escarabajos	Molleja

continúa...



Parásito	Hospedero(s) definitivo	Hospedero intermediario	Localización
ACANTOCÉFALOS			
<i>Polymorphus</i> spp.	Aves silvestres	Crustáceos	Aparato digestivo
<i>Filicollis</i> spp.	Aves silvestres	Crustáceos	Aparato digestivo

CUADRO 8.2 Ectoparásitos de las aves domésticas.

Clasificación	Parásito	Localización
Mosca	<i>Pseudolynchia</i> spp.	Piel
Piojos Mallophaga (Masticadores)	<i>Goniocotes gallinae</i>	Piel
	<i>Goniodes dissimilis</i>	Piel
	<i>Goniodes gigas</i>	Piel
	<i>Menacanthus stramineus</i>	Áreas con pocas plumas
	<i>Menopon gallinae</i>	Cañón de las plumas
	<i>Cuclotogaster heterographus</i>	Piel
	<i>Lipeurus caponis</i>	Piel
Pulgas	<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Cabeza
	<i>Ceratophylus niger</i>	Piel
Ácaros	<i>Dermanyssus gallinae</i>	Entorno del hospedero
	<i>Knemidocoptes mutans</i>	Debajo de la piel de las extremidades.
	<i>Knemidocoptes pilae</i>	Narinas de psitácidos y passeriformes
	<i>Knemidocoptes gallinae</i>	Plumas
	<i>Ornithonyssus sylviarum</i>	Piel
	<i>Argas (Persicargas) persicus</i>	Piel



Las parasitosis más comunes en las aves domésticas son:

Coccidiosis: es una enfermedad provocada por el género *Eimeria*. Se han descrito siete especies que afectan a las gallináceas (**CUADRO 8.3**). La coccidiosis se presenta principalmente en animales jóvenes, así como bajo condiciones de confinamiento y estrés. Los ooquistes pueden mantener su infectividad y viabilidad en el ambiente durante varios meses. La transmisión se favorece por el movimiento de personal y equipo entre granjas, así como por la introducción de pollos a las unidades de producción. Esta enfermedad provoca una destrucción del epitelio, atrofia y fusión de las vellosidades intestinales, pérdida de tejido y ruptura de vasos sanguíneos que puede causar una hemorragia y pérdida de proteínas plasmáticas; así como deterioro de las funciones digestivas y absorción de nutrientes. Los animales infectados pueden presentar diarrea con o sin presencia de sangre o moco. Asimismo, se puede observar anorexia, pérdida de peso, deshidratación, postración y en casos severos la muerte. Una característica de este parásito intracelular es su elevada capacidad reproductiva, ya que cada ooquiste infectante que es ingerido por el hospedero puede producir desde cientos hasta miles de ooquistes que se eliminan con las excretas en un periodo de 7 a 12 días.



CUADRO 8.3 Características de las especies de *Eimeria*.

Especie	Localización	Forma y tamaño promedio del ooquiste (µm)	Patogenicidad	Esporulación (hr)
<i>E. acervulina</i>	Duodeno	Ovoide 18.3 x 14.6	Enfermedad crónica. En infecciones graves, la pared intestinal se observa hiperémica y engrosada.	17
<i>E. brunetti</i>	Porción posterior del intestino delgado, ciego, recto	Ovoide 24.6 x 18.8	Hemorragias con exudado sanguinolento.	18
<i>E. maxima</i>	Parte media del intestino delgado, o totalidad del mismo en casos severos	Ovoide Color amarillento 30.5 x 20.7	Morbilidad elevada y mortalidad promedio de 25 %. Intestino engrosado con exudado mucoide de color rosado.	30
<i>E. mitis</i>	Intestino delgado, ciego, recto	Subesférico 15.6 x 14.2	No produce lesiones severas. Causa disminución en la ganancia de peso.	15

continúa...



Especie	Localización	Forma y tamaño promedio del ooquiste (µm)	Patogenicidad	Esporulación (hr)
<i>E. necatrix</i>	Intestino delgado y ciego	Ovoide-oblonga 20.4 x 17.2	Altamente patógena. Se observa hemorragia con nidos de esquizontes en la pared intestinal. Sin lesiones macroscópicas en el ciego.	18
<i>E. praecox</i>	Intestino delgado	Ovoide 21.3 x 17.1	Disminuye la ganancia de peso. Exudado blancuzco. Sin lesiones macroscópicas.	12
<i>E. tenella</i>	Ciego	Ovoide 22.0 x 19.0	Infección aguda en aves jóvenes. Presencia de sangre en las heces y elevada morbilidad y mortalidad. Ciegos dilatados.	18

Histomonosis: es una enfermedad parasitaria causada por la presencia y acción del protozoario *Histomonas meleagridis* en ciego e hígado de guajolotes y pollos. Provoca tiflohepatitis necrótica que



alcanza mortalidades superiores al 90 % en pavos y 20 % en pollos. Su transmisión está directamente relacionada con la presencia del nematodo *Heterakis gallinarum*.

Cestodosis: enfermedad causada por la presencia y acción de géneros de platelmintos de la clase Cestoda (**CUADRO 8.1**). La presencia puede ocasionar lesiones mecánicas por la fijación del escólex en la mucosa intestinal y una acción irritativa por los productos de excreción y secreción parasitaria. Las cestodosis pueden provocar enteritis catarral, destrucción o fusión de las vellosidades y destrucción de criptas intestinales. En casos severos puede presentarse obstrucción intestinal. Su distribución es cosmopolita y tiene mayor prevalencia en sistemas de producción en piso, pastoreo o traspatio en los que las condiciones ambientales favorecen la presencia de hospederos intermediarios como moscas, escarabajos y saltamontes.

Ascaridiosis. Enfermedad causada por las diferentes especies del género *Ascaridia* en el intestino de las aves. Clínicamente se caracteriza porque produce debilidad, apatía, caída de las alas, plumas erizadas, emaciación, diarrea y disminución en la ganancia de peso o tasa de postura.

Heterakidosis. Enfermedad provocada por las distintas especies del género *Heterakis* en el ciego de las aves. La larva (L2) ejerce una acción expoliadora al alimentarse de tejidos y exudados



tisulares. Se caracteriza por ocasionar tiflitis hemorrágica. Su relevancia también radica en que interviene en la transmisión del protozoario *Histomonas meleagridis*.

Capilariosis. Enfermedad causada por las especies del género *Capillaria* en el esófago, buche, intestino delgado y ciego de las aves. Ocasiona un síndrome de mala digestión, emaciación y diarrea. Las larvas y adultos ejercen una acción traumática al penetrar las capas superficiales y profundas de la mucosa, respectivamente. Durante las primeras semanas ejerce una acción antigénica a causa de los productos de excreción y secreción parasitaria.

ECTOPARÁSITOS

Ptirapterosis. Enfermedad causada por diferentes especies de piojos que infestan a las aves, los cuales son del tipo masticador (**CUADRO 8.2**). Provocan irritación, plumas erizadas, así como disminución en la ganancia de peso y producción de huevo.

Acariosis. Se denomina así a la infestación provocada tanto por ácaros de los órdenes Metastigmata, principalmente la garrapata blanda *Argas (Persicargas) spp.*, Mesostigmata, particularmente *Dermanyssus gallinae* y *Ornithonyssus sylviarum*, y Astigmata como *Knemidocoptes spp.*, entre otros.

Argas (Persicargas) persicus es una garrapata blanda que afecta a gallinas, guajolotes y aves silvestres. Son parásitos periódicos que se refugian en grietas durante el día y se alimentan por la noche de manera intermitente. Pueden provocar irritación y una conse-



cuenta pérdida en la ganancia de peso o producción de huevo. *D. gallinae* son ácaros hematófagos que infestan gallináceas y otras especies. Provocan irritación, anemia y reducen la producción de huevo. La presencia de este ácaro puede resultar en manchas de sangre en los huevos, lo que disminuye la calidad del producto. Debido a que son parásitos que se refugian en espacios pequeños y oscuros durante el día y se alimentan durante la noche, el tratamiento es difícil de llevar a cabo. Se ha observado renuencia de las gallinas a postrarse en sus nidos. *O. sylviarum* es un ácaro alargado u oval que puede encontrarse en nidos o gallineros. Se alimenta intermitentemente y produce irritación, pérdida de peso y disminución de la producción. *Knemidocoptes* es un ácaro de forma ovoide que produce túneles en las capas superficiales de la epidermis, lo cual ocasiona inflamación y un exudado purulento o caseoso que se solidifica y origina un desprendimiento de las escamas y una queratinización exacerbada. En psitácidos y passeriformes también puede afectar las narinas en casos graves, o bien, las plumas de las gallináceas de acuerdo con la especie.

2. Objetivos específicos

2.1 Al término de la práctica el alumno(a) identificará morfológicamente los protozoarios, helmintos y ectoparásitos más comunes, mediante técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que esté presente en las aves.



2.2 El alumno(a) deberá sugerir el control y tratamiento, de acuerdo con los resultados y de su interpretación, relacionándolos con las características de la producción animal.

3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1** Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso de la explotación o del lugar de muestreo donde lo realizó. **(REVISAR APÉNDICE I)**
- 3.1.2** Revisará que cada equipo utilice referencias bibliográficas o materiales de consulta (manuales, libros, artículos, claves de identificación, etc), para la identificación de las estructuras parasitarias diagnosticadas por las diferentes técnicas realizadas.
- 3.1.3** Indicará la realización de técnicas especiales por ejemplo (Kinyoun) y dará una breve explicación del método para el diagnóstico de *Cryptosporidium* spp.
- 3.1.4** Apoyará y supervisará a los alumnos que tengan dificultad para realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.



3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Colectarán muestras de heces de animales sospechosos a parasitosis gastrointestinales y de la piel en aves. Se permite realización de muestreo en los diferentes Centros de Enseñanza de la FMVZ y en unidades de producción particulares.
- 3.2.2 Con base en la información obtenida de su caso de estudio (datos epidemiológicos y clínicos), cada equipo determinará los diagnósticos parasitológicos presuntivos. **(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)**
- 3.2.3 Cada equipo realizará las técnicas parasitológicas necesarias, para llegar a un diagnóstico morfológico preciso de las estructuras parasitarias, auxiliándose de manuales, libros, atlas, apuntes, artículos, etc.
- 3.2.4 Con base en sus resultados, el equipo elaborará un informe escrito y una presentación (ver los lineamientos generales).
- 3.2.5 Cada equipo expondrá los resultados de las prácticas realizadas según las fechas programadas.

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.1 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos para pacientes o unidades productivas, basándose en datos epidemiológicos, situacionales e historias clínicas.
- 4.2 Colectar, conservar, transportar y enviar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas para realizar diagnósticos parasitológicos en el laboratorio.



- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, haciendo uso adecuado del equipo y mediante buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.4 Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).
- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de las técnicas parasitológicas realizadas para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre la prevención, control y tratamiento de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido con el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Se realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Bowman DD. Georgis' Parasitology for Veterinarians. Saint Louis: Elsevier; 2013. 498 p.
- Chapman HD, Barta JR, Blake D, Gruber A, Jenkins M, Smith NC, et al. A Selective Review of Advances in Coccidiosis Research. *Adv Parasitol.* 2013; 83: 93–171p.
- Conway DP, McKenzie ME. Poultry Coccidiosis: diagnostic and testing procedures. 3rd ed. Ames, Iowa: Blackwell Pub.; 2007. 164 p.
- Elsheikha H, Khan NA. Essentials of Veterinary Parasitology. Norfolk, UK: Caister Academic Press; 2011. 232 p.
- Samour J. Avian Medicine. 2nd ed. Edinburgh; New York: Mosby/Elsevier; 2008. 436 p.
- Taylor MA, Coop RL, Wall R. Veterinary parasitology. 4th ed. Chichester, England: Wiley Blackwell; 2016. 1006 p.



CAPÍTULO 9

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales y ectoparasitosis en conejos



CAPÍTULO 9

Diagnóstico de parasitosis gastrointestinales y ectoparasitosis en conejos

Cintli Martínez Ortiz de Montellano

Guadalupe Galicia Velázquez

1. Introducción

La cunicultura en México está en auge, supone además una fácil inversión por su bajo costo que resulta ser atractivo a cualquier clase social de consumidores. La importancia del control adecuado y prevención de las enfermedades parasitarias en los lepóridos es que, en estados como Tlaxcala, Morelos, Michoacán, Guanajuato, Querétaro, y Jalisco, se produce la mayor cantidad de carne de conejo. Las principales enfermedades parasitarias se muestran en el **CUADRO 9.1** además de los agentes etiológicos que las causan y su localización en el hospedero.



CUADRO 9.1 Principales enfermedades parasitarias que afectan a los conejos, los agentes etiológicos y su localización.

Nombre de la enfermedad	Agente causal	Localización
Coccidiosis	<i>Eimeria spp</i> <i>E. stiedae</i>	Intestino Hígado
Nematodosis	<i>Passalurus sp</i>	Ciego y Colon
Psoroptosis	<i>Psoroptes communis</i> <i>var. cuniculi</i>	Piel

Coccidiosis

Las coccidiosis entérica o hepática son de las enfermedades más comunes y de mayor importancia en la cunicultura ya que representa una gran pérdida económica debido a una alta morbilidad y mortalidad bajo condiciones de un sistema intensivo.

Este protozoario es de un ciclo directo complejo con una duración de 7 a 8 días, y la infección se da por vía oro-fecal, por lo que una higiene deficiente es un factor determinante para su desarrollo en una unidad productiva. Existen por lo menos 14 especies de *Eimeria* spp que parasitan el epitelio intestinal de los conejos y pueden causar diarrea y emaciación, con excepción de *E. stiedae* que se localiza en los conductos biliares, provocando principalmente una disminución en el estado nutricional del animal, así como ascitis, ictericia, pérdida de peso, diarrea y hepatomegalia. Es importante mencionar, que los animales que sobrevivan a la infección por *E. stiedae*, serán inmunes a infecciones posteriores.



El diagnóstico de la enfermedad depende del cultivo de las coccidias, sobre todo para identificar a las especies más patógenas. Una vez detectada la especie se expresa el diagnóstico como Coccidiosis en las eimerias entéricas y Coccidiosis Hepática en el caso de *E. stiedae*.

Nematodosis intestinal

La nematodosis intestinal más importante en la cunicultura es la Oxiuridosis o Passalurosis, causada por el nematodo *Passalurus sp.* Esta enfermedad es muy frecuente en la granjas de cría, el nematodo presenta un ciclo directo en donde el huevo larvado es la fase infectante. El huevo que sale en las heces está protegido del ambiente, por lo que la infección se da por alimentos contaminados con los huevos o la autoinfección por cecotrofia. La larva eclosiona del huevo en el lumen intestinal y penetra a la mucosa del ciego y colon, causando colitis y tiflitis que van de moderadas a graves. El cuadro inflamatorio se complica por infecciones concomitantes por protozoarios como *Cryptosporidium sp*, *Eimeria sp* o bacterias como *Escherichia coli*. Es una enfermedad que por sí sola no causa la muerte, pero un animal deshidratado por la diarrea profusa, sí puede morir.

Para integrar el diagnóstico es suficiente con encontrar un huevo larvado que nos indique que el parásito está presente y se expresa como Oxiuridosis o Passalurosis. La interpretación de esta enfermedad depende de los signos clínicos presentes en los conejos, ya que es muy frecuente y puede pasar desapercibida, medidas preventivas se recomiendan en estos casos.



Psoroptosis

Los conejos, al igual que otras especies animales y el humano, son propensos a sufrir problemas cutáneos cuya etiología se encuentra asociada con diversas especies de ácaros parásitos. *Psoroptes communis var. cuniculi* se ha reportado como la causa más común de sarna en conejos de diversas partes del mundo. Es un parásito cosmopolita del conducto auditivo externo que se encuentra con frecuencia en conejos clínicamente sanos. Cuando los conejos se someten a estrés, la población de ácaros tiende a multiplicarse de manera activa, este permanece en la base del pelo y penetra la piel con sus quelíceros a modo de estilete. Esta forma de alimentación provoca un exudado seroso, que se endurece hasta formar severas lesiones costrosas y pruriginosas en el conducto auditivo. El agente puede aislarse solo, o en conjunto con bacterias secundarias oportunistas que generalmente producen exudado purulento y caseoso. Es importante diferenciar en los casos clínicos de afectaciones en los oídos y canal auditivo de los conejos, sobre todo cuando se habla de agentes importantes como los ácaros (*Sarcoptes scabiei var. cuniculi*, *Cheyletiella parasitivorax*, *Otodectes cynotis*). La otitis no debe ser únicamente referida a la inflamación de una o más estructuras del oído, si no que debe diferenciarse entre una otitis externa (canal auditivo), otitis media (membrana timpánica, ducto acústico y cavidad timpánica) y otitis interna.

Para el diagnóstico de la enfermedad es necesario identificar al ácaro, el cuál posee un cuerpo oval sin estigmas, con espinas dorsales. Presentan patas largas con ventosas carúnculas en los pedicelos de los tarsos de los pares I, II y IV y los más distintivo



es que en los pretarsos tienen sedas largas. Basta con obtener un ácaro para que se recomiende dar tratamiento, debido a lo rápido que se propaga la enfermedad. El diagnóstico definitivo en conejos se expresa como infestación por ácaros de la especie *Pso-roptes cuniculi*.

2. Objetivos específicos

- 2.1 Al término de la práctica el alumno(a) identificará morfológicamente los parásitos intestinales y los artrópodos más comunes, mediante las técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que esté presente en los conejos.
- 2.2 El alumno(a) deberá sugerir el control, prevención y tratamiento, de acuerdo con la interpretación de sus resultados, relacionándolos con las características de la producción animal.

3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso de la unidad de producción animal o del lugar de muestreo. **(REVISAR APÉNDICE I)**
- 3.1.2 Supervisará las técnicas de flotación, McMaster y observación directa.



- 3.1.3 Apoyará y supervisará a los alumnos al realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.
- 3.1.4 Revisará que cada equipo utilice referencias bibliográficas o materiales de consulta para la identificación de las estructuras parasitarias.

3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Colectarán muestras de heces y ectoparásitos en conejos.
- 3.2.2 Cada equipo sugerirá sus diagnósticos parasitológicos presuntivos.
- 3.2.3 Se realizarán las técnicas parasitológicas necesarias para llegar a un diagnóstico morfológico.
- 3.2.4 Con base en sus resultados, el equipo elaborará un informe escrito y una presentación (ver los lineamientos generales). **(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)**
- 3.2.5 Cada equipo expondrá los resultados del caso parasitológico según la fecha programada.

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.1 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos para pacientes o unidades productivas (basándose en factores ambientales y del manejo zootécnico).
- 4.2 Colectar, conservar, transportar y enviar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas para realizar diagnósticos parasitológicos en el laboratorio.



- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, con el uso adecuado del equipo y buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.4 Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).
- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre la prevención, control y tratamiento de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido con el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Se realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- Bowman, DD. Georgis' Parasitology for Veterinarians E-Book. (11e Edition). Elsevier Health Sciences. 2020. 170 p.
- Hallal-Calleros C, Morales-Montor J, Vazquez-Montiel JA, Hoffman KL, Nieto-Rodríguez A, Flores-Pérez FI. Hormonal and behavioral changes induced by acute and chronic experimental infestation with *Psoroptes cuniculi* in the domestic rabbit *Oryctolagus cuniculis*. Parasit Vectors. 2013, 6:1-10p. <https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/1756-3305-6-361>
- Mancinelli E, Lennox AM. Management of otitis in rabbits. J Exotic Pet Med. 2017, 26:63-67p.
- Marcondes, CB, Dantas-Torres, F. Diseases Caused by Acari (Ticks and Mites). In: Marcondes, CB. Arthropod Borne Diseases. Springer. 2017. 537p. doi:10.1007/978-3-319-13884-8 p.
- Pérez Martínez, M, Betancourt Alonso, MA. Coccidiosis hepática en el conejo: aspectos ambientales y clínico-patológicos. Ciencia ergo-sum. 2010, 17:269-276 p. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=10415212005>
- Richardson, VCG. The Digestive system. In: Rabbit: Health, Husbandry and Diseases. John Wiley & Sons, 2008, 81p.



- Taylor MA, Coop RL, Wall, RL. Chapter 15: Parasites of laboratory animals. In: Veterinary Parasitology. 4d. ed. UK Wiley Blackwell. 2016, 816-892 p.
- Smith, MV. Textbook of rabbit medicine. Elsevier Health Sciences. 2014.
- Zachary, JF, McGavin, MD. Pathologic Basis of Veterinary Disease. 6th. USA ed. Elsevier. 2016. 1009-1085 p.



CAPÍTULO 10

Diagnóstico de enfermedades respiratorias y ectoparasitarias de las abejas



CAPÍTULO 10

Diagnóstico de enfermedades respiratorias y ectoparasitarias de las abejas

Cristina Guerrero Molina

1. Introducción

La apicultura es una actividad importante del sector pecuario en México, en el país existen cuarenta mil apicultores con un millón novecientas mil colmenas. La producción promedio de miel durante los últimos 5 años fue de 57 564 toneladas anuales, de estas se han exportado 25 000 toneladas en promedio por año. Con los datos antes mencionados México se ubica en el 3er lugar como exportador y en el sexto lugar como productor de miel a nivel mundial. Existen en México cinco regiones apícolas: Norte, Altiplano, Golfo, Costa del Pacífico y Península de Yucatán.

En la actualidad, la apicultura se enfrenta a un mundo globalizado y gracias a la tecnificación se ha realizado la movilización de material biológico para el seguimiento de la floración y la polinización de cultivos. Estas actividades han contribuido a la dispersión



de enfermedades, así como a plagas que afectan a la abeja (*Apis mellifera*), que al igual que otros organismos vivos es susceptible a parásitos y plagas que pueden tener un efecto perjudicial en el desarrollo y productividad de la colmena.

Varroa destructor se ha propagado por casi todo el mundo, este ácaro es considerado la más importante amenaza para la apicultura de la abeja europea (*Apis mellifera*) y es una de las causas principales de la "Pérdida de las Colonias". En México la presencia del ácaro fue reportada oficialmente en mayo de 1992 en el estado de Veracruz. En la actualidad todo el territorio nacional se encuentra infestado por el ácaro.

La varroosis es una parasitosis externa de las abejas, causada por *Varroa destructor*, parásito obligado que afecta tanto la cría como a la abeja adulta. La varroa es particularmente un problema en países con climas cálidos donde el ácaro no deja de reproducirse. El ciclo biológico de *Varroa destructor* se sincroniza con el ciclo de vida de la abeja. El ácaro solo se reproduce en la celda de cría operculada y daña a la abeja de forma directa como indirecta. Se alimenta de la hemolinfa de la abeja, afecta el desarrollo de las crías, estas tendrán menor peso corporal, en ocasiones aparecen deformaciones en las alas, patas, tórax, o abdomen y/o pérdida de apéndices (alas o patas). En la abeja adulta se ha reportado daño neurológico, este reduce la capacidad de vuelo y aprendizaje no asociativo. El sistema inmune se debilita y aumenta la sensibilidad hacia los patógenos. El ácaro es vector de virus entre los que se encuentra el del ala deforme y el israelí de la parálisis aguda. Todo esto reduce el promedio de vida de la abeja.



En la actualidad, el control de *Varroa destructor* es una tarea principal en la prevención de la pérdida de la colmena. La capacidad de *Apis mellifera* para hacer frente al ácaro varía mucho. Las colonias no tratadas eventualmente morirán. El tratamiento químico intensivo es muy problemático. Los principales retos del manejo de la varroa son: sostenibilidad y efectividad sin efectos negativos en la colonia de abejas melíferas y sin residuos en los productos de la colmena. Un manejo integral de plagas es la estrategia que se debe utilizar para proporcionar una solución sostenible y ambientalmente racional. La estrategia como estructura de pirámide está compuesta de una serie de herramientas: resistencia natural, control biológico y de manejo, pesticidas bioracionales y la mínima intervención de productos químicos para minimizar el desarrollo de la resistencia. Se ha reportado resistencia de varroa a cumafos, fluvalinato y amitraz.

El diagnóstico del ácaro se puede realizar en las abejas adultas y en la cría.

Abejas adultas: se colectan del nido de cría de 100 a 300 abejas que se depositan en un envase de plástico de boca ancha con una tapa de rosca que contenga alcohol al 70 %. En el interior del frasco se introduce una tarjeta escrita a lápiz con los datos de la colonia. (Identificación de la colmena, ubicación del apíario, fecha del muestreo, nombre y dirección del apicultor, método de preservación de las abejas, colecta de la piquera, nido de cría, etc.)



Cría: se recorta una sección del panal que contenga de 100 a 200 celdas con cría operculada, las muestras se cubren con papel de estraza o bond y se introducen en una caja de cartón junto con los datos de la colonia.

La observación directa del ácaro sobre la abeja adulta, así como sobre los panales con cría operculada para determinar el grado de infestación se realiza por el método de David de Jong.

Acariosis traqueal

Es una enfermedad parasitaria provocada por el ácaro *Acarapis woodii*, este afecta las tráqueas o tubos respiratorios de las abejas. El ácaro penetra por el primer par de espiráculos torácicos de las abejas adultas (de 4 a 5 días de edad), se alimenta de su hemo-linfa y provoca debilidad y muerte prematura. Los ácaros causan lesiones en las paredes de las tráqueas al perforarlas con sus ganchos mandibulares.

Diagnóstico

Se realiza por la observación de las lesiones patognomónicas en las paredes de las tráqueas (melanización, manchas de color café oscuro) y por observación directa de los ácaros en estados juveniles y adultos dentro de las tráqueas.

Se toman 10 a 12 abejas y se ponen sobre un papel absorbente, se colocan en una caja de Petri y con ayuda de dos pinzas de disección y un bisturí, se desprende la cabeza y el primer segmento torácico punto con el primer par de patas, por medio de



un movimiento de arrastre firme y se observa a través del microscopio estereoscópico. Después se corta con una hoja el bisturí el segundo anillo torácico que es donde se localiza el primer par de tráqueas. Estos anillos se colocan en dos columnas en un portaobjetos dentro de una caja de Petri, después se le agrega una gota de ácido láctico al 85 % por cada dos anillos y se deja reposar durante 24 horas en una campana de extracción. El ácido láctico clarifica la musculatura al degradarla y facilita con más claridad la observación de las tráqueas.

Si las tráqueas se presentan de color transparente y con burbujas la muestra será negativa. Ante la presencia de manchas oscuras, café ocre o negras la muestra será positiva y se procederá a realizar el montaje de las tráqueas con ayuda de las pinzas entomológicas en un portaobjetos al que previamente se le puso una gota de bálsamo de Canadá o de glicerina, después se coloca un cubreobjetos sobre la preparación y se observa a 100 X con un microscopio óptico para confirmar el diagnóstico. Para conocer el grado de infestación se toma como referencia el siguiente parámetro.

INTERPRETACIÓN

Niveles de infestación	Porcentaje de infestación %
Nula	0
Baja	Menor 30
Alta	Mayor 30



2. Objetivos específicos

- 2.1 Al término de la práctica el alumno(a) identificará morfológicamente los ectoparásitos más comunes, mediante técnicas de diagnóstico parasitológico con el fin de determinar la posible enfermedad parasitaria que esté presente en las abejas.
- 2.2 El alumno(a) deberá sugerir el control y tratamiento, de acuerdo con los resultados que obtenga y de su interpretación, relacionándolos con las características de la producción animal.

3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Al inicio de la práctica el profesor solicitará el formato que fue entregado previamente a cada equipo, para el reporte del estudio de caso de la unidad de producción animal o del lugar de muestreo. **(REVISAR APÉNDICE I)**
- 3.1.2 Revisará que cada equipo utilice referencias bibliográficas o materiales de consulta para la identificación de las estructuras parasitarias diagnosticadas por las diferentes técnicas realizadas (manuales de diagnóstico, libros, artículos, claves de identificación, etc.). Indicará la realización de técnicas especiales como por ejemplo la del Método de David de Jong para abejas adultas y cría operculada para el diagnóstico de *Varroa destructor*.
- 3.1.3 Apoyará y supervisará a los alumnos que tengan dificultad para realizar las diversas técnicas de diagnóstico parasitológico.



3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Colectarán muestras de abejas de diferentes colmenas. Con base en la información obtenida de su caso de estudio (datos epidemiológicos y clínicos), cada equipo determinará sus diagnósticos parasitológicos presuntivos.
- 3.2.2 Se realizarán las técnicas parasitológicas necesarias para llegar a un diagnóstico morfológico preciso de las estructuras parasitarias.
- 3.2.3 Con base en los resultados obtenidos, el equipo elaborará un informe escrito y una presentación (ver los lineamientos generales). **(REVISAR EJEMPLOS: APÉNDICES II Y IIA)**
- 3.2.4 Cada equipo expondrá los resultados del caso parasitológico según la fecha programada.

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.1 Proponer diagnósticos parasitológicos presuntivos adecuados para los apíarios basándose en datos epidemiológicos.
- 4.2 Colectar, conservar, transportar y enviar de manera adecuada, y en tiempo las muestras biológicas para realizar diagnósticos parasitológicos en el laboratorio.
- 4.3 Seleccionar y realizar técnicas parasitológicas pertinentes para cada diagnóstico presuntivo, con el uso adecuado del equipo y buenas prácticas de bioseguridad.
- 4.4 Identificar agente(s) etiológico(s) hasta el nivel taxonómico posible de acuerdo con la(s) técnica(s) seleccionada(s).



- 4.5 Analizar e interpretar los resultados de cada técnica parasitológica realizada para corroborar o descartar los diagnósticos presuntivos, así como para tomar decisiones sobre el tratamiento, prevención y control de las enfermedades diagnosticadas.
- 4.6 Presentar el informe del caso parasitológico de forma oral y escrita para ser discutido con el grupo.

5. Desarrollo de la práctica

Se realizarán las técnicas de diagnóstico parasitológico correspondientes al estudio de caso.

■ Material

Muestras de abejas de 100 a 300, colectadas del nido de cría en un frasco con tapa hermética y alcohol al 70 %, pinzas de disección, pinzas entomológicas, caja de Petri, toallas de papel (sanitas) o papel absorbente, malla criba de 8 cuadros por pulgada, botella plástica con capacidad de un litro con tapa de rosca, tijeras, tela banca, recipiente con alcohol al 70 %, soporte universal y contador.

■ Procedimiento

El frasco con tapa hermética conteniendo las abejas se agita vigorosamente por un lapso de 1 minuto, lo que provoca la caída o desprendimiento de los ácaros del cuerpo de las abejas adultas, después las abejas se vacían en un botella de plástico cortada a la mitad con capacidad de un litro la cual será invertida y cerrada



con su tapa de rosca. A esta previamente se le adapta una malla criba en dirección hacia la boca de la botella, para que retenga las abejas o las partes de estas que se hayan desprendido, se deja pasar únicamente el alcohol y los ácaros. Esta botella se sostiene con un soporte universal y se llena con alcohol hasta cubrir la superficie de las abejas que contiene. Se agita el alcohol con todo y abejas con ayuda de una varilla de vidrio o con un agitador por un minuto. Luego se coloca debajo del soporte universal un recipiente que se cubre con una tela blanca y se fija con una liga, para que dicha tela funcione como un colador que retenga los ácaros. Se abre poco a poco la tapa de la botella que contiene las abejas que se lavaron mediante agitación. Al terminar de drenar el alcohol podrán observarse los ácaros dentro del tapón del envase de lavado o sobre la tela blanca que sirvió como colador.

■ Resultados

Se realiza el conteo de los ácaros y se calcula el porcentaje de infestación con la siguiente fórmula:

$$\text{Número de ácaros} / \text{Número de abejas de la muestra} \times 100 = \% \text{ de infestación de abejas adultas} *$$

* SAGARPA-FMVZ, 2015.

Para conocer el grado de infestación y tomar decisiones sobre el uso de tratamiento se toman en cuenta los siguientes parámetros:



GRADOS DE INFESTACIÓN

Tipo de infestación	Porcentaje de infestación %
Baja	>5 %
Media	5 a 10
Alta	<10 %

I Diagnóstico para la celda de cría

Para estimar el nivel de infestación de la cría, se desoperculan 100 celdas de la muestra del panal, se examinan con la ayuda de una lupa o de un microscopio estereoscópico que contenga una fuente de luz fría. El procedimiento consiste en observar el interior de las celdas y las pupas extraídas. En busca de ácaros adultos o estados inmaduros. Se cuenta el número de celdas positivas a la presencia del ácaro. Para calcular el porcentaje de infestación de la cría, se aplica la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Infestación en Cría} = (\text{No. de celdas positivas} / \text{No. de celdas analizadas}) \times 100$$

6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, su función radica en valorar, con base en diversas categorías, el desempeño de los(las) alumnos(as) durante la práctica y en el estudio de caso correspondiente.

La presentación, reporte y exposición de la práctica, se realizará según las fechas programadas de cada sesión práctica.

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III)



Bibliografía de consulta

- ANMVEA. Compendio científico-técnico apícola 2018. Primera edición, Ciudad de México, 2018. P. 61-67, 87-91, 117-122, 123-128, 134-140, 145-150, 161-166 p..
- Espinoza MLG. Capítulo 21 Infestación por *Varroa destructor*. En: Editores Ibarra VF, Castillo FJA, Quintero MMT. Parasitología Veterinaria, Vol. III Artrópodos. Primera edición, Ciudad de México, 2012. 128-136p.
- Leclereq G, Pannebakker B, Gengler N, Nguyen BK, Francis F. Drawbacks and benefits of hygienic behavior in honey bees (*Apis mellifera* L): a review. J. Apic. Res. 2017. 56. 366-375 p.
- Morse RA, Flottum K. (2013) Honeybee pests, predators and diseases. Ed. Morse and Flottum. USA, 2013, P 255-277, 281-327p.
- Plettener EE, Singh NK, Pinnerli GR, Soroker V. The chemicoecology of host-parasite interactions as a target of *Varroa destructor* control agents. Apidologie 2016. 1-15 p.
- SAGARPA, (Coordinación de Ganadería. Sistema Producto Apícola. Comité Nacional), Segunda edición, Ciudad de México, 2015. Patología, Diagnóstico y control de las principales enfermedades y plagas de las abejas melíferas. P. 53-72.
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. Veterinary Parasitology: Editor Wiley Blackwell. Wichester, West Sussex UK, 2016. P. 217-237.
- Vidal NN. (2015) Honeybee Veterinary Medicine. Edición OEI *Apis mellifera* L. 2015. P.ág 109-149.

**Diagnóstico de Laboratorio
de las Enfermedades
Parasitarias
en Medicina Veterinaria**



CAPÍTULO 11

Diagnóstico de parásitos en peces



PRÁCTICA 11

Diagnóstico de parásitos en peces

Patricia Padilla Aguilar

Alberto Ramírez Guadarrama

1. Introducción

Dentro de la sanidad acuícola las enfermedades parasitarias son las más comunes. Cuando aparecen estas patologías nos preguntamos acerca de las características morfológicas, hábitat, ciclo biológico, recolección, identificación, grado de infección, el tipo de lesión que causa, tratamiento, medidas de control y prevención.

Los parásitos son un problema común en la acuicultura y pueden tener un efecto negativo en la apariencia y salud de los peces, lo que repercute en las ganancias económicas. De la gran variedad de parásitos que infectan a peces, algunos de ellos pueden afectar al ser humano, de las casi 100 ictiozoonosis (parásitos de los peces que afectan al hombre) conocidas mundialmente, en México se han registrado 12 que potencialmente podrían afectar al ser humano.

Algunos parásitos pueden ser patógenos para organismos acuáticos (vida silvestre y aquellos cultivados en estanques), lo que puede afectar la producción de organismos acuáticos cultivados y provocar la pérdida parcial o total de la producción. Por lo que,



su identificación resulta de interés para establecer estrategias de prevención y control en una granja acuícola. La técnica de elección para la obtención de helmintos de cualquier grupo es la revisión en fresco de los hospederos recién sacrificados y observados bajo microscopio estereoscópico. Es muy importante remarcar que la calidad del material helmintológico obtenido de esta forma siempre será mejor en comparación con material fijado por cualquier otra técnica.

Los peces son el grupo de vertebrados más accesibles en cuanto su colecta, pueden obtenerse mediante la captura comercial (a pie de playa, mercados locales, tiendas de autoservicio, entre otros) o mediante técnicas de captura (agalladeras, atarraya, chinchorro, anzuelos, nasas y electropesca) pero esto depende del objetivo del estudio y de las especies de peces involucradas. Si los huéspedes aún están vivos se recomienda que sean sacrificados aplicando diversas técnicas como: decapitación, asfixia manual, descerebrado mediante golpe, entre otras, pero por cuestiones humanitarias se recomiendan únicamente las siguientes:

- **SOBREDOSIS:** se utilizan fármacos como el pentobarbital sódico, este es el más utilizado. Actualmente también se recomienda el uso acepromacina y propofol, pero por los costos casi no se utilizan. Estas sustancias se aplican intraperitonealmente.
- **DESCEREBRACIÓN:** se realiza con ayuda de agujas de disección, esta se introduce diagonalmente en la región dorsal del cráneo, a la altura de la unión cráneo-columna vertebral, con movimientos circulares con el fin de deshacer el tejido nervioso.



Principales parásitos que afectan a los peces

Los parásitos son organismos que viven sobre o dentro de otro organismo vivo, del que obtiene parte o todos sus nutrientes, en muchos casos, los parásitos dañan o causan enfermedades al organismo hospedante. Existen en la naturaleza diferentes tipos de parásitos y los podemos distinguir según relación con el huésped (ectoparásitos: los que viven en la superficie del huésped, endoparásitos: los que viven en el interior, temporales: viven en el huésped solo para alimentarse y permanentes: viven siempre en contacto con el pez). Las enfermedades parasitarias más comunes en peces se describen en el **CUADRO 11.1** y la **FIGURA 11.1**.

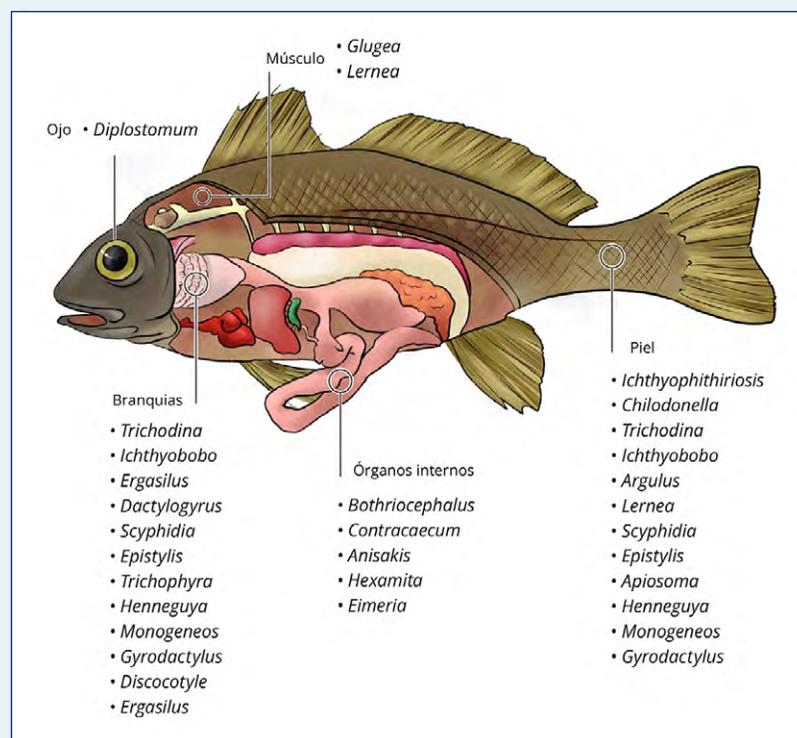


FIGURA 11.1 Parásitos comunes de peces marinos y de agua dulce.



CUADRO 11.1 Parásitos comunes de peces marinos
y de agua dulce.

Agente Causal	Enfermedad	Sitio u órgano	Habitat	Hospedero
Protozoarios				
Flagelados:				
<i>Icthiobodo</i> sp.	Costiasis	Piel y Branquias	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Hexamita</i> sp.	Octomitis	Intestino	Agua dulce	Cosmopólita
<i>Trypanosoma</i> sp.	Tripanosomiasis	Sangre	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
Ciliados:				
<i>Icthyophthirius multifiliis</i>	Punto Blanco/Ich	Piel y Branquias	Agua dulce	Cosmopólita
<i>Chilodonella</i> sp.	Chilodoneliasis	Piel y Branquias	Agua dulce	Cosmopólita
<i>Scyphidia</i> sp.	Scyphidiasis	Piel y Branquias	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Epistylis</i> sp.	Epystiliasis	Piel y Branquias	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Trichodina</i> sp.	Trichodinasis	Piel y Branquias	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Apiosoma</i> sp.		Piel	Agua dulce	Cosmopolita
Suctoria:				
<i>Trichophyra</i> sp.		Branquias	Agua dulce	Cosmopólita
Esporozoarios				
<i>Myxosoma cerebralis</i>	Enfermedad del torneo	Cartílago	Agua dulce	Salmónidos

continúa...



Agente Causal	Enfermedad	Sitio	Habitat	Hospedero
Esporozoarios				
<i>Myxidium</i> sp.		Piel, Branquias y Riñón	Agua dulce Agua marina	Anguilas
<i>Henneyuya</i> sp.	Enfermedad del Tumorcillo	Piel y Branquias	Agua dulce	Cosmopólita
<i>Glugea</i> sp.		Músculo	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Eimeria</i> sp.	Coccidiosis	Intestino, Hígado y Vesícula biliar	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
Metazoarios				
Monogéneos				
<i>Gyrodactylus</i> sp.	Gusano de Piel	Piel y Branquias	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Dactylogyrus</i> sp.	Gusano de Branquias	Branquias	Agua dulce Agua marina	Cosmopólita
<i>Discocotyle</i> sp.		Branquias	Agua dulce	Cosmopólita
<i>Digeneos</i>				
<i>Diplostomun</i> sp.	Gusano de ojo	Ojo	Agua dulce	Cosmopólita
<i>Cryptocotyle lingua</i>	Mancha negra	Músculo de piel	Agua marina	Cosmopólita
<i>Sanguinicola</i> sp.	Gusano de la sangre	Sangre	Agua dulce	Principalmente carpa
Céstodos				
<i>Eubothrium</i> sp		Intestino	Agua dulce	Salmónidos
<i>Botriocephalus acheilognathi</i>	Gusano plano asiático	Intestino	Agua dulce	Carpa
<i>Diphylobothrium</i> sp.		Órganos internos	Agua dulce	Salmónidos

continúa...



Agente Causal	Enfermedad	Sitio	Habitat	Hospedero
Cestodos				
<i>Triaenophorus</i> sp.		Hígado	Agua dulce	Salmónidos
<i>Ligula</i> sp.		Cavidad abdominal	Agua dulce	Ciprínidos
Nematodos				
<i>Eustrongylides</i> sp.		Organos internos	Agua dulce	Salmónidos
<i>Cystidicola</i> sp.		Vejiga natatoria	Agua dulce	Salmónidos
<i>Contracaecum</i> sp.		Órganos internos	Agua dulce Agua salobre	Cosmopolita
<i>Anisakis</i> sp.		Órganos internos	Agua marina	Cosmópolis
Acantocéfalos				
<i>Echinorhynchus</i> sp.		Intestino	Agua dulce	Cosmópolis
<i>Pomphorhynchus</i> sp.		Intestino	Agua dulce	Cosmópolis
Crustáceos				
<i>Argulus</i> sp.	Piojo del pez	Epidermis	Agua dulce	Cosmópolis
<i>Lernea</i> sp.	Gusano anclado	Piel/Músculo	Agua dulce	Cosmópolis
<i>Ergasilus</i> sp.	Larva de la branquia	Branquia	Agua dulce	Cosmópolis
<i>Lepeophthirus salmonis</i>	Piojo marino	Piel	Agua marina	Salmónidos

continúa...



Agente Causal	Enfermedad	Sitio	Habitat	Hospedero
Crustáceos				
<i>Caligus</i> sp.	Piojo marino	Piel	Agua marina	Salmónidos
Moluscos				
Gloquidios		Branquias	Agua dulce	Salmónidos
Anélidos				
<i>Piscicola</i> sp.	Sanguijuela	Epidermis	Agua dulce	Salmónidos

2. Objetivos específicos

- 2.1 Identificar los principales hábitats ó localización (aletas, piel, ojo, branquias, corazón, hígado, intestino, gónadas, músculo, cavidad celómica, riñón y vejiga natatoria) de los parásitos que afectan a los peces.
- 2.2 Conocer la técnica de necropsia (completa, ordenada y sistemática).
- 2.3 Analizar y aplicar las técnicas de colecta, fijación y conservación apropiadas de acuerdo con cada grupo de parásitos; para su posterior procesamiento y estudio morfológico.
- 2.4 Identificación taxonómica de los parásitos colectados durante la práctica mediante el uso de literatura especializada para hacer un diagnóstico parasitológico en peces.
- 2.5 Con base en el diagnóstico parasitológico obtenido en la práctica deberá sugerir el tratamiento, control, prevención y medidas de bioseguridad.



3. Actividades

3.1 Profesor

- 3.1.1 Registrar y revisar el material biológico y la literatura especializada solicitada previamente a los alumnos.
- 3.1.2 Indicar a los alumnos cuales son los principales hábitats de los parásitos que afectan a los peces.
- 3.1.3 Enseñar a los alumnos como se realiza una necropsia en peces.
- 3.1.4 Indicar como se realiza la colecta, fijación, procesamiento y conservación de los parásitos encontrados durante la práctica.
- 3.1.5 Apoyar y supervisar a los alumnos en la realización de la necropsia y a la identificación taxonómica de los parásitos procesados.
- 3.1.6 Evaluar el reporte final y la exposición.

3.2 Alumnos(as)

- 3.2.1 Cada alumno traerá un pescado comercial sin eviscerar (lisa, carpa, trucha, tilapia y otros), además cada equipo deberá traer literatura especializada (libros o claves taxonómicas).
- 3.2.2 El alumno llenará el formulario de necropsia de peces (Anexo I).
- 3.2.3 Cada alumno realizará la necropsia de forma ordenada y detallada e identificará los órganos del pescado.
- 3.2.4 El alumno coleccionará, fijará, procesará y conservará los parásitos encontrados durante la práctica.



- 3.2.5 Por equipo realizarán la identificación taxonómica de los parásitos procesados durante la práctica.
- 3.2.6 Con los resultados obtenidos elaborará un informe escrito y una presentación electrónica para su exposición en la fecha programada

4. Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno(a) tendrá la capacidad de:

- 4.1 Realizar un diagnóstico parasitológico para proponer tratamiento, control, prevención y medidas de bioseguridad.
- 4.2 Toma y envío de muestras biológicas que consideran relevantes para realizar diagnóstico parasitológico en el laboratorio.
- 4.3 Aplicar técnicas específicas para la extracción, fijación, procesamiento y conservación para cada grupo de parásitos que afectan a los peces.
- 4.4 Reconocer la morfología de los grupos de parásitos que afectan a los peces, además de diferenciar sus caracteres diagnósticos.

5. Desarrollo de la práctica

Equipo y Material

- Estuche de disección (escalpelo, estilete, pinzas y tijera de punta roma recta)
- Agujas de disección
- Pinceles del doble o
- Porta objetos y Cubreobjetos



- Cajas de Petri (60 x 15 mm y 100 x 20 mm)
- Guantes de látex o de nitrilo
- Bandeja de disección
- Cinta métrica
- Frascos pequeños de boca ancha
- Placas de vidrio
- Balanza granataria
- Microscopio estereoscópico y Microscopio compuesto
- Platina
- Etanol al 70 %
- Formol 4 %
- Lactofenol
- Solución salina al 0.65 %
- Peces sin eviscerar (de preferencia tilapia o lisa)

Necropsia de los pescados

Antes de iniciar, se deberá completar el formulario de necropsia de peces (**FIGURA 11.5**).

La técnica de necropsia debe realizarse de preferencia de manera inmediata a la muerte del huésped para evitar que sus tejidos y los de los parásitos se lisen. Para la obtención de los organismos parasitarios se debe efectuar una inspección interna y externa ordenada y detallada de un pescado.

Los pasos para la inspección externa son los siguientes:

1. Determina peso, longitud total, parcial, altura y sexo (**FIGURA 11.1 A Y 11.1 B**).



2. Bajo el microscopio estereoscópico se revisan aletas, opérculo, cavidad bucal y orificio anal (**FIGURA 11.2 A-D**), así como la línea lateral; separando cuidadosamente mediante pinces todos los ectoparásitos encontrados, colocándolos en solución salina al 0.65.

Los pasos para la inspección interna son los siguientes:

1. Las branquias se separan y observan lo más pronto posible, debido a que sufren una acelerada descomposición, cortando al nivel del opérculo y en la región dorsal de la cavidad opercular, separando cada uno de los arcos branquiales (**FIGURA 11.2 E**). Una vez separadas se les aplica solución salina al 0.65 %, revisando cuidadosamente las lámelas primarias y secundarias con pinces doble cero.
2. Realizar 3 cortes para exponer los órganos internos: en el primer corte, se debe retirar el opérculo para exponer las branquias, la segunda incisión se corta la línea media en dirección caudo-craneal, iniciando desde el orificio anal dirigido hacia la comisura inferior del opérculo. El tercer corte se inicia desde el orificio anal y se dirige dorso-craneal pasando por la línea lateral hacia la comisura superior del opérculo (**FIGURA 11.3**).
3. Separar el tubo digestivo y glándulas anexas, las cuales se colocan en cajas de Petri y se les agrega solución salina al 0.65 %.
4. El estómago e intestino se observan directamente al microscopio estereoscópico y se abren con pinzas de disección.
5. Las glándulas y órganos anexas se comprimen entre dos placas de vidrio.



6. Los parásitos se separan del órgano o tejido con pinceles de punta fina para colocarlos en solución salina al 0.65 %.
7. El tejido muscular, se obtiene mediante un corte a todo lo largo de la columna vertebral, desde el opérculo hasta el inicio de la aleta caudal, se realizan los filetes y se separan de la piel, estos serán molidos y su revisión se realizará a partir de pequeñas muestras colocadas entre dos placas de vidrios y se observaran en el microscopio estereoscópico, en busca de parásitos (FIGURA 11.4 A-D).
8. Los órganos como los ojos, vejiga urinaria y natatoria, así como el corazón se revisan con agujas de disección con el propósito de recuperar los parásitos.
9. Anotar en el formulario los datos obtenidos (FIGURA 11.5).

Fijación y procesamiento de los parásitos

Una vez recuperados los gusanos, se procederá a sacrificarlos mediante la fijación, ya que esta va a depender del grupo de parásitos que se hayan recolectado posteriormente se procederá a su procesamiento esto dependerá del espécimen que se esté trabajando. A continuación, se explica detalladamente como se fijan y procesan los diferentes grupos de parásitos:

- I **Platelmintos:** se fijan en formol al 4 % caliente (menos de 75 °C) para que mueran extendidos, algunos gusanos se deben de aplanar entre portaobjetos y cubreobjetos o bien entre dos portaobjetos (dependiendo del grosor y tamaño del gusano), posteriormente se colocan en viales con alcohol al 70 % para su conservación. En el caso de los cestodos es indispensable



colectar el escólex y segmentos con diferentes grados de maduración, ya que su cuantificación se realiza con base en el número de órganos de fijación encontrados. Para observar sus características internas y externas, en las cuales se sustenta la clasificación de los diferentes grupos, para lo cual se requiere que se tiñen con diferentes colorantes (Carmín Clorhídrico, Paracamín de Meyer, Tricrómica de Gomori, Hematoxilina Delafield, entre otros) y posteriormente se colocan en preparaciones permanentes (Entellan, Bálsamo de Canadá, entre otros).

- **Acantocéfalos:** Los acantocéfalos vivos que estaban adheridos a la mucosa intestinal se colocan en viales con agua destilada a 8 °C durante 24 horas con el propósito de que eviertan la proboscis. Se fijan y se procesan igual que los platelmintos.
- **Nematodos:** se fijan en formol al 4 % o alcohol al 70 %, con el propósito de que el cuerpo del gusano se distienda lo más posible, conservándolo en viales con alcohol al 70 %, el estudio de este grupo taxonómico se requiere transparentar su cutícula para observar las estructuras internas, en lo anterior se utiliza lactofenol de Amman, glicerina o lactoglicerina (en volúmenes de 1:4).
- **Hirudíneos:** antes de fijarse, se debe distender a las sanguijuelas mediante hipotermia a 5 °C durante una hora, o se puede agregar gotas de alcohol al 70 % o agua mineral, directamente en el agua del medio donde se mantendrán hasta que dejen de moverse. Posteriormente se fijan en formol caliente al 4 % y se conservan en alcohol al 70 %. Algunos se procesan igual que los platelmintos.



- I **Ectoparásitos y crustáceos:** se fijan en formol al 4 % y se conservan en alcohol al 70 %. Para la identificación de este grupo de parásitos generalmente solo se observan las estructuras que son útiles para su determinación taxonómica, lo anterior se logra con técnicas de transparentado, que sirve para disolver los tejidos internos, incrementando la visibilidad, su duración dependerá del tiempo que el ejemplar haya estado preservado, el tamaño y tipo de organismo. En ciertos casos se puede acelerar el proceso de transparentado se puede lograr mediante el calentamiento de las sustancias o líquidos (liquido de Hoyer, KOH, Kono, entre otros). En ciertos casos se puede acelerar el proceso de transparentado mediante el calentamiento de las sustancias.

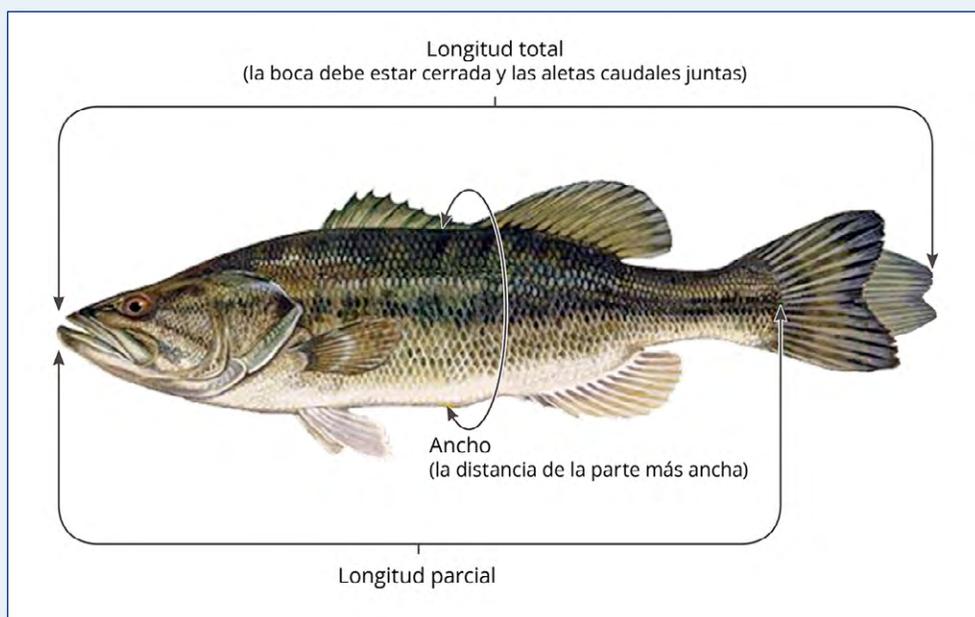


FIGURA 11.1 A. Medición de un pez.
(Imágenes: Lucia Berenice García López).

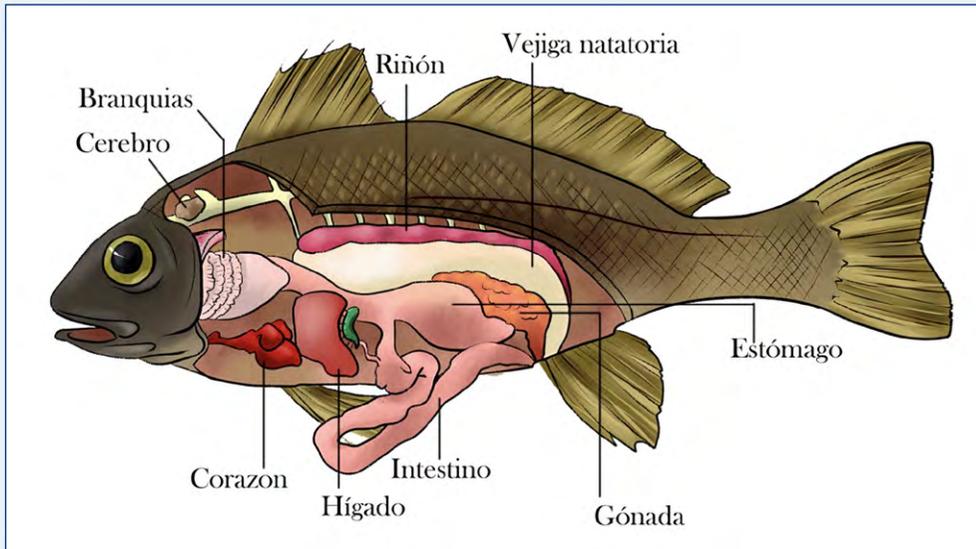
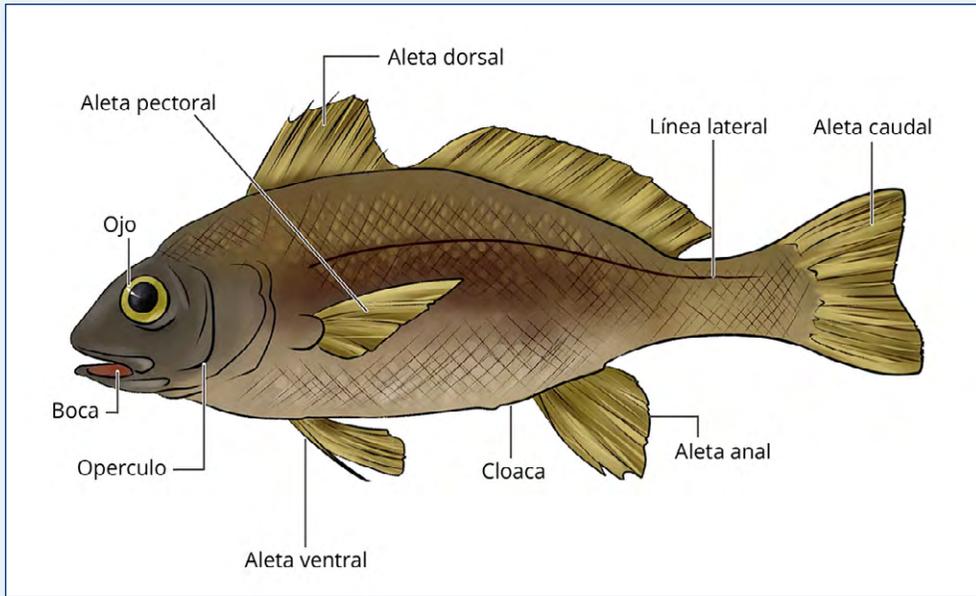


FIGURA 11.1 B. Anatomía de un pez.
(Imágenes: Lucia Berenice García López).

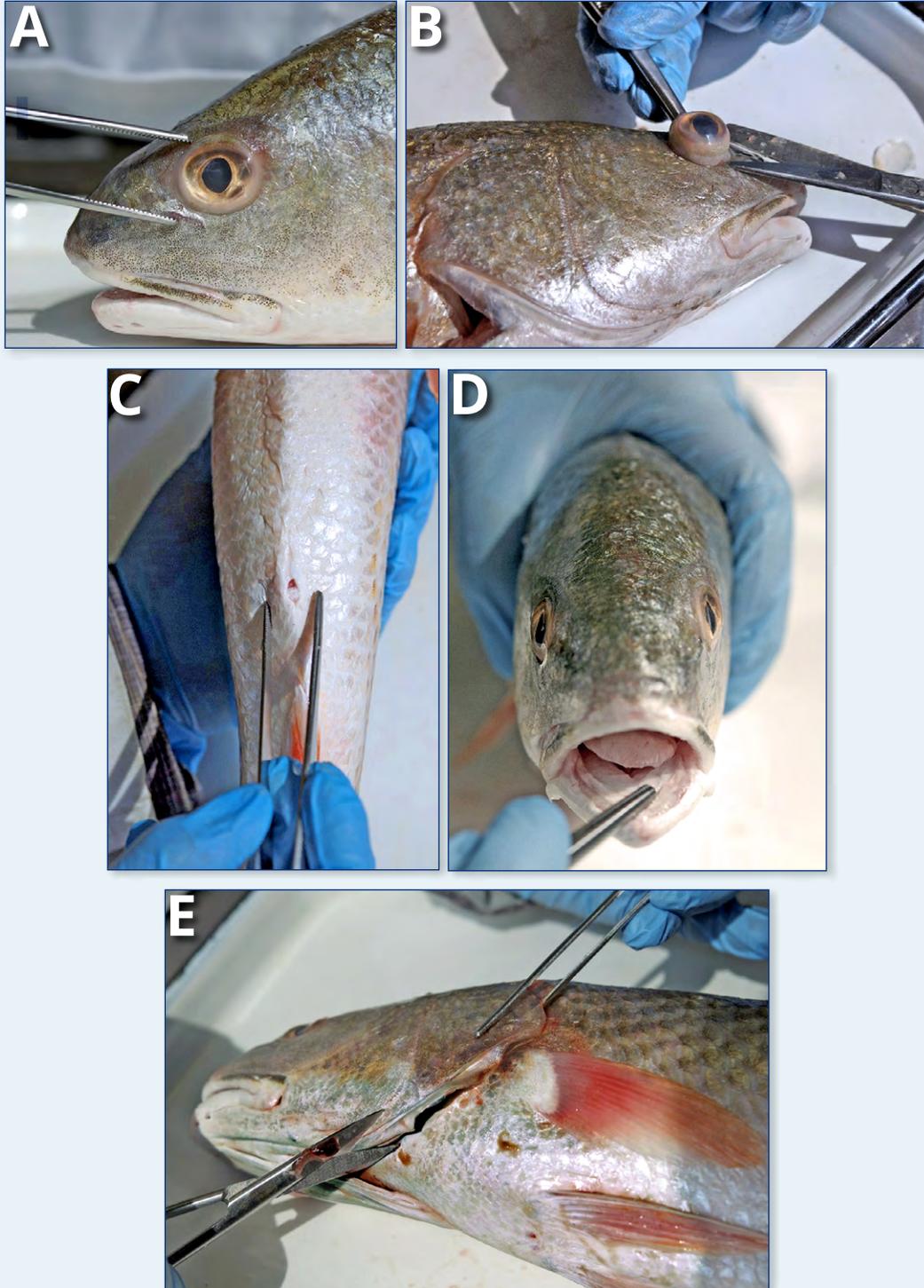


FIGURA 11.2 A-E. Anatomía de un pez.
(Imágenes: Lucia Berenice García López).

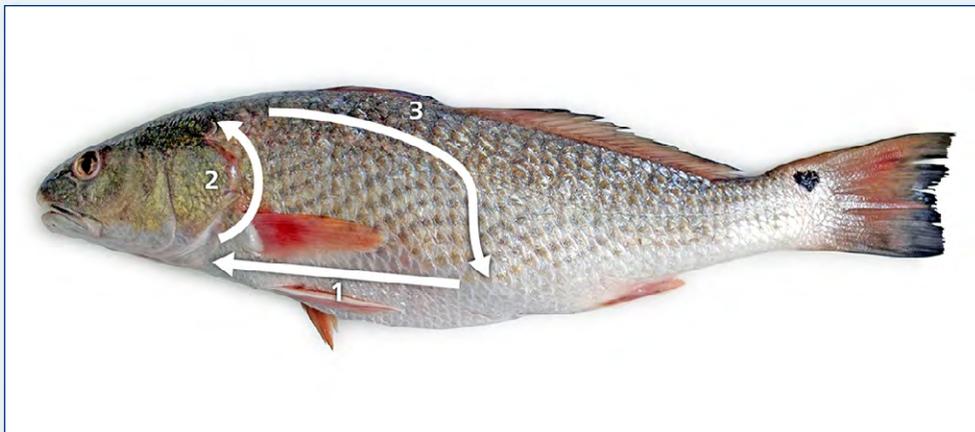


FIGURA 11. 3. En el primer corte, se realiza del ano hasta el opérculo, se introduce la punta de un par de tijeras en ese corte, y se procede a efectuar una segunda incisión en la pared abdominal en línea recta hacia el istmo a la altura de las branquias; el tercer corte se efectúa partiendo desde el punto donde se hizo la incisión inicial hacia arriba, en forma semi-circular, para cortar la pared dorsal de la musculatura que cubre la cavidad abdominal; este corte se continúa hasta la altura del opérculo lo que permitirá exponer los órganos internos
(Foto: Juan Antonio Figueroa Castillo).

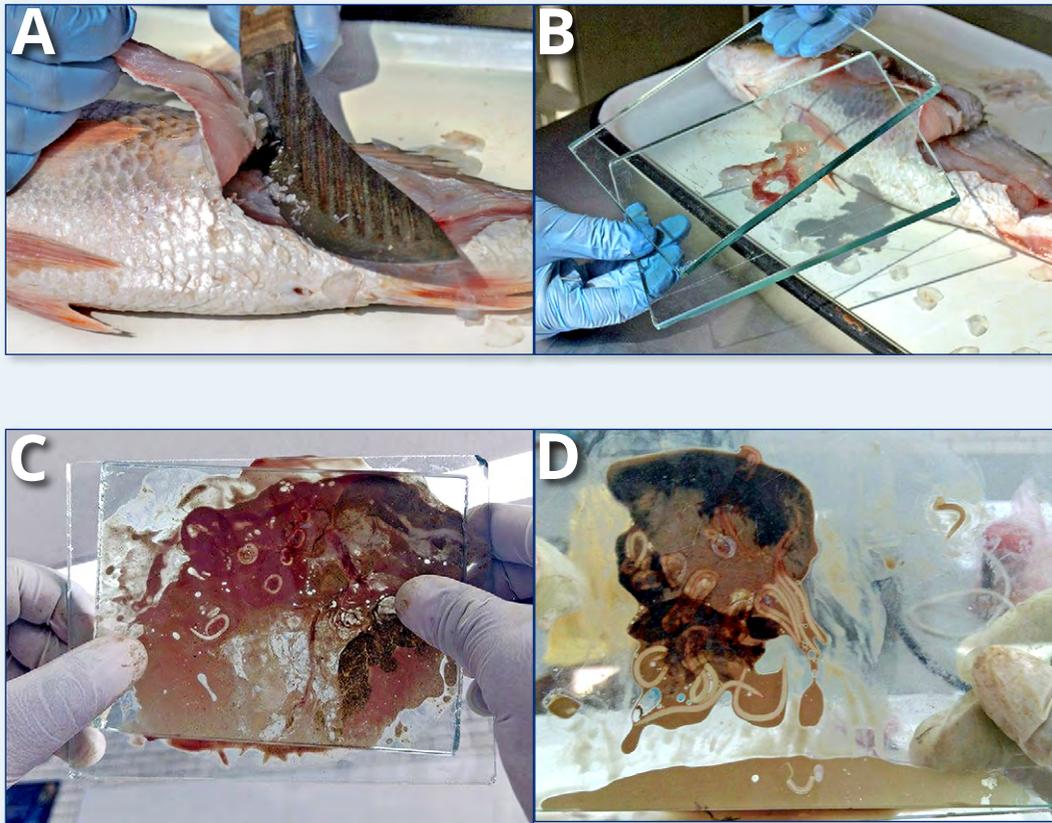


FIGURA 11.4 A-D. La obtención del tejido muscular. **A)** corte a todo lo largo de la columna vertebral, desde el opérculo hasta el inicio de la aleta caudal y se realizan los filetes y se separan de la piel. **B)** se colocan pequeños pedazos de músculo. **C)** y **D)** Órganos positivos a nematodos.
(Fotos: Juan Antonio Figueroa Castillo).



6. Evaluación

Los conocimientos, habilidades y destrezas adquiridas por el alumno se calificarán utilizando para cada práctica rúbricas, cuya función radica en valorar con base en diversas categorías el desempeño de los alumnos(as) durante el desarrollo de la práctica en el laboratorio.

La presentación del reporte y exposición de la práctica, se realizará según la fecha programada de cada práctica, y se utilizará el formato y rúbrica de evaluación

(VER LINEAMIENTOS GENERALES: APÉNDICE III).



REVISIÓN PARA DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO EN PECES

Nombre del revisor: _____
 Tipo de pez: Ornato () Producción () Forrajero ()
 Nombre común: _____ Nombre científico: _____
 Sexo/estadio de maduración: _____ Fecha de colecta: _____
 Lugar de procedencia: Granja () Estanque () Mercado () Pie de playa ()
 Peso: _____ Longitud total: _____ Longitud parcial: _____
 Estado general del ejemplar: _____

Órgano o tejido	Parásito	Número de ejemplares	Fijación
Piel			
Aletas			
Boca			
Ojos			
Cerebro			
Estómago			
Intestino			
Músculo			
Hígado			
Corazón			
Bazo			
Vejiga urinaria			
Vejiga natatoria			
Riñón			
Mesenterios			
Gónada			
Observaciones: _____			

FIGURA 11. 5. Formulario de registro de datos obtenidos.



Bibliografía de consulta

- Bowman DD. Georgis Parasitología para veterinarios. 9 ed. Elsevier: Amsterdam, Holand; 2011. 464 p.
- Brown L. Aquaculture for veterinarians: Fish husbandry and medicine. Inglaterra: Pergamon Press; 1993.
- Cordero del Campillo M & Rojo VFA. Parasitología Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill Interamericana, España; 1999. 968 p.
- Roberts RJ. Patología de los peces. Mundi prensa: Madrid, España; 1981.
- Roberts RJ. Fish Pathology: Roberts/fish pathology. Roberts RJ, editor. Chichester, Inglaterra: Wiley-Blackwell; 2012.
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. Veterinary Parasitology. 4a ed. Standards Information Network; 2015. 874 p.
- Noga EJ. Fish disease: Diagnosis and treatment. 2a ed. Nashville, TN, Estados Unidos de América: John Wiley & Sons; 2011.
- Ferguson HW. Systematic pathology of fish. Ames, IA, Estados Unidos de América: Iowa State University Press; 1989.
- Carvalho E, editor. Health and Environment in Aquaculture. InTech; 2012.
- Anonymous. Fish Diseases. Andesite Press; 2017.
 - American Association of Veterinary Parasitologists (AAVP): <https://www.aavp.org/>
 - American Society of Parasitologists (ASP): <https://www.am-socparasit.org/>

**Diagnóstico de Laboratorio
de las Enfermedades
Parasitarias
en Medicina Veterinaria**



APÉNDICE I



FORMATO PARA REPORTE DE ESTUDIO CASO DE ENFERMEDADES PARASITARIAS				
Grupo:		Ay. de Prof:		Sección:
Profesor Titular:				Equipo:
DATOS DEL LUGAR DE COLECTA				
Fecha de muestreo:				
Especie animal:		Número total de Animales		
Nombre de la unidad productiva:				
Nombre del responsable:				
Localización de la unidad productiva:				
Fin zootécnico:				
Sistema de producción		Extensivo	Intensivo	Mixto
Tipo de clima de la región:				
Última desparasitación:				
Nombre del producto comercial:				
Principio activo:				
Dosis:				
DATOS DE LAS MUESTRAS				
SANGRE	No. de muestras:	Conservador:		Fecha:
HECES	No. de muestras:	Toma de la muestra	Directo: Piso:	Conservador:
ECTOPARÁSITOS:				Conservador:
RASPADOS CUTÁNEOS	No. de muestras:			Conservador:

**Diagnóstico de Laboratorio
de las Enfermedades
Parasitarias
en Medicina Veterinaria**



APÉNDICE II



Don Eleazar dueño de un rebaño de 200 ovinos criollos, que consta de 115 hembras adultas, 5 sementales y 80 corderos que tienen una edad entre 3 a 4 meses, la unidad de producción se localiza en el poblado de cuatro vientos Municipio de Tulancingo, estado de Hidalgo, la región tiene un clima templado frío, con una temperatura anual de 14 °C, precipitación de 500 a 700 mm por año, se caracteriza por tener 2 épocas bien definidas la de secas que corresponde a los meses de noviembre a abril y las de lluvias mayo a octubre, su vegetación natural son pastos nativos, zacatonales, matorrales y árboles predominan los ocotes, oyameles y cedros. También la región posee áreas de agostadero, riachuelos de corrientes lentas y áreas anegadas. El rebaño es sometido a pastoreo extensivo en el día y en la noche los encierran en un corral parcialmente techado, con piso de tierra, en la época de lluvias está muy lodoso. El dueño menciona que no han sido tratados los animales desde hace 8 meses y la última desparasitación fue con albendazol. Manifiesta que los corderos han presentado diarrea verdosa, la mayoría tienen secreción nasal, tos, disnea y retraso de crecimiento, los adultos han bajado de peso y algunos presentan diarrea, mucosas pálidas, secreción nasal y algunos con edema submandibular, otros animales eliminan trozos de gusanos de color blanco amarillento. Don Eleazar envía al laboratorio 20 muestras fecales para su análisis.



**FORMATO PARA REPORTE DE ESTUDIO CASO DE ENFERMEDADES
PARASITARIAS**

Grupo: 2701	Ay. de Prof: Mar Corona Dorantes	Sección: 1
Profesor Titular: Alberto Ramírez Guadarrama		Equipo: 5

DATOS DEL LUGAR DE COLECTA

Fecha de muestreo:	22 de julio del 2022		
Especie animal:	Ovino	Número total de Animales	115 hembras adultas, 5 sementales y 80 corderos. Total 200
Nombre de la unidad productiva:	Sin nombre		
Nombre del responsable:	Sr. Eleazar Rito		
Localización de la unidad productiva:	Poblado Cuatro vientos Municipio de Tulancingo. Edo. Hidalgo		
Fin zootécnico:	Carne		
Sistema de producción	Extensivo x	Intensivo	Mixto
Tipo de clima de la región:	Templado		
Última desparasitación:	Hace 8 meses		
Nombre del producto comercial:	Parzen 2.5 %		
Principio activo:	Albendazol		
Dosis:	Se desconoce		

DATOS DE LAS MUESTRAS

SANGRE	No. de muestras: 3	Conservador: EDTA	Fecha: 22 julio 2017
HECES	No. de muestras: 20	Toma de la muestra	Directo: X Piso:
ECTOPARÁSITOS: Garrapatas y piojos			Conservador: Alcohol etílico 70 %
RASPADOS CUTÁNEOS	No. de muestras: 3	Conservador: glicerina	

**Diagnóstico de Laboratorio
de las Enfermedades
Parasitarias
en Medicina Veterinaria**



APÉNDICE III



RÚBRICA DE EVALUACIÓN DEL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA EN EL LABORATORIO

No.	Criterio	Nulo	Satisfactorio	Excelente	Valor	Puntaje obtenido
1	Puntualidad	No asistió Valor = 0	Llegó más tarde de 10 minutos Valor máx. = 2.5	Llegó a la hora Valor máx. = 5	5	
2	Muestras biológicas	No trajo las muestras indicadas Valor = 0	Trajo algunas muestras Valor máx = 15	Trajo todas las muestras solicitadas Valor máx. = 30	30	
3	Conocimiento previo de la práctica	No revisó en el manual la práctica programada Valor = 0	Revisó superficialmente lo que hay que hacer en la práctica Valor máx.=5	Revisó el manual y está enterado de las actividades que hay que hacer en la práctica Valor máx = 10	10	
4	Participación en el desarrollo de la práctica (Técnicas de diagnóstico)	No realizan las técnicas correspondientes al estudio de caso Valor = 0	Realizan algunas técnicas de acuerdo al estudio de caso Valor máx = 15	Realizan todas las técnicas de acuerdo al estudio de caso Valor máx = 30	30	

continúa...



Apéndice III

No.	Criterio	Nulo	Satisfactorio	Excelente	Valor	Puntaje obtenido
5	Organización del equipo de trabajo	No presentan organización alguna Valor = 0	Pobrementemente Organizados Valor máx = 5	Bien organizados Valor máx = 10	10	
6	Limpieza del material, equipo y área de trabajo durante el desarrollo de la práctica Valor máx = 15	Realizaron la limpieza parcialmente Valor = 0	Realizaron la limpieza superficialmente Valor máx = 5	Realizaron adecuadamente toda la limpieza Valor máx = 10	10	
7	Manejo de las medidas de seguridad del laboratorio y de residuos peligrosos	No realizan las medidas de seguridad Valor=0	Realizan algunas medidas de seguridad Valor máx=5	Realizan todas las medidas de seguridad Valor máx=10	5	
TOTAL					100%	



RÚBRICA DE EVALUACIÓN DE LA EXPOSICIÓN

No. de Práctica	Actividad/Valor	Criterios			Ponderación máxima
		Excelente	Satisfactorio	Nulo	
1	Puntualidad por equipo	Llegó a la hora Valor 10	Llegó más tarde de 10 minutos Valor 0	No asistió Valor 0	10 %
2	Presentación electrónica por equipo	La elaboración de la presentación electrónica se realizó adecuadamente por equipo Valor 5	La elaboración de la presentación electrónica se realizó parcialmente por equipo Valor 3	La elaboración de la presentación electrónica se realizó no se realizó por equipo Valor 0	25 %
		El contenido está organizado en forma lógica y cronológica Valor 5	El contenido está parcialmente organizado en forma lógica y cronológica Valor 3	El contenido no está organizado en forma lógica y cronológica Valor 5	
		Utiliza fuentes de información validada y las cita correctamente Valor 5	Utiliza parcialmente las fuentes de información validada y las cita correctamente Valor 3	No utiliza las fuentes de información validada y las cita correctamente Valor 0	
		Las imágenes son adecuadas al tema correspondiente Valor 5	Las imágenes son parcialmente adecuadas al tema correspondiente Valor 3	Las imágenes no son adecuadas al tema correspondiente Valor 0	
		Cumple con todos los puntos solicitados en la presentación electrónica Valor 5	Cumple parcialmente los puntos solicitados en la presentación electrónica Valor 3	No cumple los puntos solicitados en la presentación electrónica Valor 0	

continúa...



Apéndice III

No. de Práctica	Actividad/Valor	Criterios			Ponderación máxima
		Excelente	Satisfactorio	Nulo	
3	Exposición por alumno	Domina el tema	Parcialmente domina el tema	No domina el tema	20 %
		Valor 5	Valor 3	Valor 0	
		Pronuncia correctamente la nomenclatura	Parcialmente pronuncia correctamente la nomenclatura	No pronuncia correctamente la nomenclatura	
		Valor 5	Valor 3	Valor 0	
		Volumen de voz con claridad y tono adecuado	Volumen de voz con poca claridad y tono	Volumen de voz sin claridad y tono	
		Valor 5	Valor 3	Valor 0	
		Expresa sus ideas con claridad y fluidez	Parcialmente expresa sus ideas con claridad y fluidez	No expresa sus ideas con claridad y fluidez	
		Valor 5	Valor 3	Valor 0	
4	Interrogatorio por alumno	Todas las respuestas emitidas son correctas bien fundamentadas	La mayoría de las respuestas emitidas son correctas, cometiendo pequeños errores de poca relevancia, parcialmente fundamentadas	Todas las respuestas emitidas son erróneas y sin fundamento	20 %
		Valor 20	Valor 10	Valor 0	

continúa...



Apéndice III

No. de Práctica	Actividad/Valor	Criterios			Ponderación máxima
		Excelente	Satisfactorio	Nulo	
5	Reporte escrito por equipo	El reporte cuenta con toda la información solicitada Valor 5	El reporte cuenta parcialmente con toda la información solicitada Valor 3	El reporte no cuenta con toda la información solicitada Valor 0	25 %
		Los datos del contenido están adecuadamente organizados en forma lógica, ordenados, son relevantes y bien presentados Valor 5	La mayoría de los datos del contenido están organizados en forma lógica, ordenados, son relevantes y presentación adecuada Valor 3	Los datos del contenido no están organizados en forma lógica, ordenados, son dudosos, insuficientes y mala presentación Valor 0	
		El reporte muestra un excelente diseño en cuanto al tamaño de las imágenes y el tamaño del tipo de texto es adecuado Valor 5	El reporte muestra parcialmente un diseño en cuanto al tamaño de las imágenes y el tamaño del tipo de texto es adecuado Valor 3	El reporte no muestra un diseño en cuanto al tamaño de las imágenes y el tamaño del tipo de texto es adecuado Valor 0	
		El reporte no muestra errores ortográficos Valor 5	El reporte muestra algunos errores ortográficos Valor 3	El reporte muestra gran cantidad de errores ortográficos Valor 0	
		Utiliza fuentes de información validada y las cita correctamente Valor 5	Utiliza parcialmente fuentes de información validada y las cita parcialmente Valor 3	No utiliza fuentes de información validada y las cita incorrectamente Valor 0	
TOTAL		100	52	0	100 %



Créditos técnicos avalados por autores:

Diseño y formación editorial: LDCV Rosalinda Meza Contreras

Diseño de portada: LSCA Edgar Emmanuel Herrera López

Responsable editorial: MVZ Laura E. Martínez Alvarez.

Webmaster: LCG. Marco A. Domínguez Guadarrama.



Fecha de aparición: 10 de noviembre de 2023.
Se terminó: 31 de octubre 2023.

Editada por la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
Departamento de Diseño Gráfico y Editorial
de la Secretaría de Vinculación y Proyectos Especiales:
Avenida Universidad 3000, Ciudad Universitaria,
Coyoacán, 04510, México, Ciudad de México.
Formación y composición tipográfica
en tipo Montserrat y Merriweather.

Medio electrónico: internet
Tamaño: 7.7 MB
Formato: PDF