



**PROGRAMA DE PRÁCTICAS DE PARASITOLOGÍA**

<b>1. IDENTIFICACIÓN DE LA UNIDAD DE APRENDIZAJE</b>							
ESPACIO ACADÉMICO : Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia							
<b>PROGRAMA EDUCATIVO:</b> Licenciatura de Médico Veterinario Zootecnista				<b>Área de docencia:</b> Salud Pública			
Aprobación por los H.H. Consejos Académico y de Gobierno		Fecha: 17/ 07/2013		<b>Programa elaborado por:</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• M en C. Jorge Estrada Botello</li> <li>• M en C. Trinidad Beltrán León</li> <li>• M. en C. Benjamín Valladares Carranza</li> </ul> <b>Programa revisado y reestructurado por:</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• M en C. Jorge Estrada Botello</li> <li>• M en C. Trinidad Beltrán León</li> <li>• M. en C. Benjamín Valladares Carranza</li> </ul>			
Nombre de la Unidad de Aprendizaje: PARASITOLOGIA						Fecha de elaboración: 15/01/2005 Fecha de revisión: Junio de 2013	
Clave	Horas de teoría	Horas de práctica	Total de horas	Créditos	Tipo de Unidad de Aprendizaje	Carácter de la Unidad de Aprendizaje	Núcleo de formación
L43728	4	2	6	10	Curso	Obligatoria	Sustantivo
<b>Prerrequisitos</b> Conocimientos sobre Biología Celular, Bioquímica y Agroecología.		<b>Unidad de Aprendizaje Antecedente</b>  Ninguna			<b>Unidad de Aprendizaje Consecuente</b>  Ninguna		
<b>Programas académicos en los que se imparte:</b>  Licenciado en Medicina Veterinaria y Zootecnia							



## PRÁCTICAS DE LA UNIDAD DE APRENDIZAJE DE PARASITOLOGIA

### UNIDAD DE COMPETENCIA I

#### PRÁCTICA, 1: TECNICAS DE RECOLECCIÓN, CONSERVACIÓN Y ENVIO DE MUESTRAS AL LABORATORIO DE PARASITOLOGIA

#### INTRODUCCIÓN:

El diagnóstico de enfermedades parasitarias es fundamental para detectar las parasitosis dentro de las explotaciones ya que la mayoría de ellas pasan desapercibidas para el productor e incluso para el MVZ clínico, pero para lograr un buen diagnóstico es indispensable la adecuada recolección y la conservación de las muestras que van a ser analizadas en el laboratorio. La toma de muestra, forma de recolección, transporte y conservación de esta son esenciales para el resultado del estudio.

#### OBJETIVO:

Identificación de las técnicas mas comunes de recolección, conservación y envío de muestras al laboratorio

Reconocer los medios de conservación mas adecuados para la conservación de muestras para diagnóstico de parasitosis

El discente deberá manejar los criterios adecuados para que las muestras reúnan las condiciones y características necesarias para ser utilizadas en el diagnóstico parasitológico.

#### LUGAR DE REALIZACIÓN:

La práctica se llevará a cabo en una unidad de producción, para esta Unidad se tienen contempladas dos horas prácticas, complementándose con las otras unidades de aprendizaje.

#### MATERIAL

Frascos de vidrio limpios,  
Pinzas de disección,  
Guantes de palpación de uso obstétrico,  
Hojas de bisturí,  
Formol al 10%,  
Tijeras,  
Termo,  
Plumón indeleble  
Otros

bolsas de papel y de polietileno,  
abatelenguas,  
portaobjetos, cubreobjetos,  
alcohol de 70°,  
glicerina,  
solución salina fisiológica,  
refrigerantes  
etiquetas



## **METODO**

Recolección de muestras de heces, raspados de piel, tejidos, exudados, trasudados, orina y especímenes varios,  
Recomendación del recipiente ideal así como de conservadores adecuados, de acuerdo al tipo de muestra y examen a realizar,  
Identificación apropiada de la muestra e historia clínica  
Cantidad de muestra (especie animal).  
Ver anexos

## **RESULTADOS**

El discente comparará las diferentes formas de recolección de muestras así como los conservadores que se utilizan en parasitología, realizando un reporte de los resultados obtenidos con cada técnica y método de conservación.

## **EVALUACIÓN**

Cumplir con material y muestras solicitadas  
Guía de desempeño durante la práctica aplicada entre los diferentes equipos  
Reporte de resultados, los cuales se analizarán y discutirán con el docente apoyados en respaldo bibliográfico

## **CUESTIONARIO**

1. Mencionar dos técnicas de recolección de muestras en parasitología
2. Tipos de conservadores utilizados en muestras para diagnóstico parasitológico
3. Que cantidad de muestra se envía para diagnóstico en:
  - a. Grandes especies
  - b. Pequeñas especies



## UNIDAD DE COMPETENCIA I

### PRACTICA, 2: IDENTIFICACIÓN DE MATERIAL Y EQUIPO DE USO EN EL LABORATORIO PARA ESTUDIOS DE PARASITOLOGÍA

#### INTRODUCCIÓN

Existe una amplia variedad de material y equipo para realizar las diversas técnicas de utilidad en el laboratorio para la identificación del agente parasitario que se desea buscar, por lo que se deberá conocer el material y equipo específico, así como el modo de utilizarlo para obtener buenos resultados al realizar las diferentes técnicas.

#### OBJETIVOS

El discente conocerá y utilizará de manera adecuada los materiales, reactivos y equipo de acuerdo a la técnica de diagnóstico a desarrollar.

#### LUGAR DE REALIZACIÓN

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, para esta Unidad se tienen contempladas dos horas prácticas, complementándose con las otras unidades de aprendizaje.

#### MATERIAL:

Asa bacteriológica  
Caja de Petri  
Cámara de Mc Master  
Coladeras de malla fina  
Cubre objetos  
Cucharas  
Charola para tinción  
Embudos  
Gasa  
Gradillas  
Manguera (hule látex)  
Portaobjetos  
Tubos de ensaye  
Vasos  
Vidrio de reloj

#### EQUIPO

Centrífuga  
Cronómetro  
Estufa bacteriológica  
Microscopio estereoscópico  
Microscopio óptico  
Pinza Möhr  
Soporte universal

#### REACTIVOS

Solución saturada de azúcar  
Solución de azul de metileno  
Solución de lugol  
Solución salina fisiológica  
Solución saturada de sal

**MÉTODO:** El discente presentará, llevando a cabo la descripción de cada uno de los materiales, equipo y reactivos para el desarrollo específico de cada práctica.



Formación de equipos distribuidos de forma homogénea de acuerdo a la cantidad de alumnos (6 equipos), tomando en consideración que de esta forma se realizarán las prácticas durante el periodo lectivo.

Ver anexos

### **RESULTADOS**

Los resultados serán reportados y respaldados por literatura, para su análisis y discusión posterior

### **EVALUACIÓN**

Respeto del reglamento interno del laboratorio (al inicio de la práctica se les dará a conocer el Reglamento Interno del Laboratorio)

Identificación y conocimiento del uso del material, equipo y reactivos para el desarrollo de las prácticas posteriormente

Habilidad y destreza del discente durante la práctica (hoja de evaluación del desempeño)

Reporte de la práctica

### **CUESTIONARIO**

1. Menciona el equipo necesario para el desarrollo de las prácticas de parasitología
2. Menciona el material de vidrio a utilizar para la realización de prácticas de parasitología
3. Menciona tres reactivos o soluciones de utilidad en la práctica parasitológica

### **UNIDAD DE COMPETENCIA II**



### **PRACTICA, 3: TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS DIRECTAS.**

#### **INTRODUCCIÓN**

Existe una variedad de técnicas que se utilizan según el agente parasitario que se desea buscar, por lo que se deben conocer las ventajas y desventajas de cada una para solicitarlas e interpretarlas en forma adecuada. Las técnicas directas se basan en el diagnóstico morfológico de los distintos estadios de los parásitos.

#### **OBJETIVOS**

El discente conocerá y aplicará las técnicas coproparasitoscópicas utilizadas en el diagnóstico de las parasitosis (gastrointestinales, pulmonares y sistémicas), identificando distintas formas de protozoos (trofozoitos, quistes, ooquistes), helmintos (proglótidas, huevos, adultos, larvas).

#### **LUGAR DE REALIZACIÓN**

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, para esta Unidad se tienen contempladas dos horas prácticas, por lo que se realizará en una sesión práctica en el Laboratorio de dos horas, complementándose con las otras unidades de aprendizaje.

#### **MATERIAL:**

Heces frescas de diversas especies,  
Tubos para centrífuga,  
Asas calibradas,  
Cubreobjetos,  
Servilletas de papel,  
Cronómetro,  
Solución de lugol,  
Microscopios ópticos y estereoscópicos,  
Centrífuga  
Tamiz diversos calibres

vasos de plástico,  
coladeras de malla fina,  
portaobjetos,  
gradillas,  
tina para tinción,  
hisopos,  
solución de azul de metileno,  
cámaras de Mc. Master,  
estufa de incubación.

**MÉTODO:** El discente desarrollará las técnicas: directo en fresco, concentración por sedimentación y flotación, Tamizaje, Baermann y Mc. Master. (Ver anexos)

Se trabajará con los equipos de acuerdo a como fueron formados en la primera práctica (6 equipos), siendo requisito la presentación del material, equipo, reactivos y muestras que le sean solicitadas por el docente, para la realización de la práctica.  
Ver anexos



## **RESULTADOS**

Los resultados serán reportados y respaldados por literatura, para su análisis y discusión posterior

## **EVALUACIÓN**

Presentación del material, equipo y muestras solicitadas para la práctica

Conocimiento y aplicación del reglamento interno del laboratorio

Habilidad y destreza del discente durante la práctica (hoja de evaluación del desempeño)

Reporte de la práctica

## **CUESTIONARIO**

1. Menciona las principales técnicas copararasitoscópicas utilizadas en el diagnóstico de parásitos
2. Menciona dos técnicas directas
3. Ventajas de las técnicas directas

## **UNIDAD DE COMPETENCIA III**

### **PRÁCTICA, 4 y 5: PARASITOSIS OCASIONADAS POR PROTOZOARIOS**



## **INTRODUCCIÓN**

Los protozoarios constituyen los primeros grupos separados y evolucionados de los eucariotas. Son unicelulares, aunque existen grupos con dos o varios núcleos, su tamaño va desde 1µm como las esporas de *Microsporidium* hasta 50 mm en otros casos. La mayoría de los vertebrados pueden ser infectados por una o mas especies de protozoarios. Son de ciclo biológico directo la mayoría de ellos, aunque existen algunos de ciclo indirecto, teniendo generalmente a un vector como hospedador intermediario. Para su diagnóstico, es importante tomar en cuenta los siguientes factores: distribución geográfica, signos clínicos, presencia de trofozoitos en heces o fluidos, presencia en sangre, tinción de especímenes, pruebas de serodiagnóstico (ELISA)

## **OBJETIVO:**

Desarrollará las diferentes técnicas para llevar a cabo la identificación y diagnóstico de los protozoarios en muestras (heces y sangre) obtenidas de animales. Diferenciará los mecanismos fisiopatológicos de los protozoarios hacia el hospedero  
Realizará el diagnóstico clínico y diferencial, así como establecer medidas de prevención, control y tratamiento

## **LUGAR DE REALIZACIÓN:**

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, para esta Unidad se tienen contempladas seis horas prácticas, por lo que se realizarán dos sesiones prácticas en el Laboratorio de dos horas cada una; y se complementarán dos para la realización de viajes de prácticas a ranchos ganaderos en estados del país.

## **FECHA DE REALIZACIÓN:**

Las prácticas se realizarán en el transcurso del desarrollo de la unidad de aprendizaje correspondiente, en acuerdo con el jefe del Departamento de Prácticas se fijará la hora y fecha de su realización, y la foránea durante el último tercio del curso

## **MATERIAL:**

### **Biológico:**

Sangre

Heces fecales

### **De laboratorio:**

El material y equipo necesario para la realización de las técnicas indicadas \*

## **MÉTODO**

Se realizará de acuerdo al reglamento vigente del Departamento de Prácticas, formación de equipos de forma homogénea de acuerdo con el número total de discentes (6 equipos), siendo obligación de cada grupo presentar el equipo de seguridad personal (bata, guantes y cubrebocas). Además del material, equipo



y reactivos que se le soliciten para el desarrollo de la práctica. Las muestras biológicas deberán ser preservadas adecuadamente (refrigeración, congelación o con conservador químico de acuerdo al estudio a realizar). Se llevará a cabo el preparado de las soluciones concentradas a usar.

Prevía identificación, lectura y desarrollo de las técnicas de flotación y de Mc Master para el estudio de muestras fecales y la de frotis en fresco y obtención de suero para el caso de hemoparásitos, desarrollará paso a paso el análisis con la supervisión y apoyo del docente.

A través de la realización de las prácticas el discente contará con las habilidades y destrezas para llevar a cabo el diagnóstico de las parasitosis ocasionadas por protozoarios en los animales, además de llevar a cabo los tratamientos pertinentes salvaguardando la salud de estos.  
Ver anexos

### RESULTADOS

Los resultados obtenidos serán registrados y se reforzarán con apoyo de literatura, para posteriormente ser interpretados y examinados con el docente

### EVALUACIÓN

El criterio de evaluación será de acuerdo a lo siguiente:

Presentación del material, equipo y muestras para la realización de la práctica

Uso adecuado del equipo de seguridad personal

Habilidades y destrezas del discente en el desarrollo de la práctica

Participación activa y responsable durante la realización de la práctica

Elaboración de un calendario estratégico para llevar a cabo control, diagnóstico y tratamiento en los animales

### CUESTIONARIO

1.- Describa la forma de preparar las soluciones saturadas: de azúcar, sal y de zinc

2.- Anote la densidad de las soluciones enlistadas a continuación

Solución	Densidad
Saturada de azúcar	
Saturada de sal	
Saturada de zinc	

3.- Mencione las especies de *Eimeria* más patógenas en las siguientes especies

Aves	Bovinos	Ovinos
------	---------	--------

### UNIDAD DE COMPETENCIA IV

### PRÁCTICA, 6 y 7: PARASITOSIS OCASIONADAS POR TREMATODOS



## INTRODUCCIÓN

Se encuentran dentro del Phylum: Platyhelminthes, junto con las clases Trematoda y Cestoda,

Se dividen en dos clases

MONOGENEA, estos generalmente son parásitos de la piel, aletas y branquias de peces, anfibios, réptiles y crustáceos; y la clase:

DIGENEA estos últimos forman el grupo más numeroso de platelmintos monozoicos, los adultos sexualmente maduros. Son parásitos que habitan el intestino, vesícula biliar, vejiga urinaria, conductos pancreáticos, oviducto, rumen, sangre, pulmón y prácticamente todos los órganos de los vertebrados. Son de ciclo biológico indirecto, y son de los más complicados ya que para su desarrollo requieren de un HD, uno o dos HI y en ocasiones hasta un hospedero paraténico. Son aplanados dorsoventralmente, aunque algunos son cilindroides alargados. Su tamaño es muy variable, el que depende de la especie.

## OBJETIVO

Desarrollará las técnicas de frotis en fresco y la de sedimentación para llevar a cabo la identificación y diagnóstico de los trematodos en muestras (heces) obtenidas de animales domésticos.

Diferenciará los mecanismos fisiopatológicos de los trematodos hacia el hospedero

Evaluar los daños ocasionados en hígados de decomiso (obtenidos en rastro), así como la identificación de *Fasciola hepática* en sus diferentes fases.

Realizar el diagnóstico clínico y diferencial a nivel campo, así como establecer medidas de prevención, control y tratamiento.

## LUGAR DE REALIZACIÓN

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, para esta Unidad se tienen contempladas seis horas prácticas, por lo que se realizarán dos sesiones prácticas en el Laboratorio de dos horas cada una; y las dos horas restantes se cubrirán con práctica en la Posta Zootécnica de la FMVZ-UAEM,

## FECHA DE REALIZACIÓN:

Las prácticas se realizarán en el transcurso del desarrollo de la unidad de aprendizaje correspondiente, en acuerdo con el jefe del Departamento de Prácticas y con el responsable del Área Ovina, determinándose la hora y fecha de su realización

## MATERIAL

### Biológico:

Heces

Hígados decomisados en rastro

### De laboratorio:

El material y equipo necesario para la realización de las técnicas indicadas

\*Ver anexos



## MÉTODO

Se realizará de acuerdo al reglamento vigente del Departamento de Prácticas

Se llevará a cabo la formación de equipos de forma homogénea de acuerdo al total de discentes (6 equipos), siendo obligación de cada grupo presentar el equipo de seguridad personal (bata, guantes y cubrebocas). Además del material, equipo y reactivos que se le soliciten para el desarrollo de la práctica. Las muestras biológicas deberán ser preservadas adecuadamente (refrigeración, congelación o con conservador químico de acuerdo al estudio a realizar).

Previa identificación, lectura y desarrollo de las técnicas de frotis en fresco y la de sedimentación, para el estudio de muestras fecales, se desarrollará paso a paso el análisis con la supervisión y apoyo del docente.

Se realizará la disección de hígados parasitados con *Fasciola hepática*, observándose las lesiones causadas por las Fasciolas, y la identificación de estas en sus diferentes fases.

A través de la realización de las prácticas el discente contará con las habilidades y destrezas para llevar a cabo el diagnóstico de las parasitosis ocasionadas por los trematodos en los animales, además de llevar a cabo los tratamientos pertinentes salvaguardando la salud de estos.

## RESULTADOS

Los resultados obtenidos serán registrados y se reforzarán con apoyo de literatura, para posteriormente ser interpretados y examinados con el docente

### Evaluación:

El criterio de evaluación será en base a:

Presentación del material, equipo y muestras para la realización de la práctica

Uso adecuado del equipo de seguridad personal

Habilidades y destrezas del discente en el desarrollo de la práctica

Participación activa y responsable durante la realización de la práctica

Elaboración de un calendario estratégico para llevar a cabo control, diagnóstico y tratamiento en los animales

### Cuestionario:

1.- Describa las etapas biológicas de las Fasciolas encontradas en los hígados

2.- Describa la morfología del trematodo *Paramphistomun* en fase adulta

3.- Trematodos de mayor importancia económica que afectan los animales

## UNIDAD DE COMPETENCIA V

### PRÁCTICA, 8: PARASITOSIS OCASIONADAS POR CESTODOS



### **INTRODUCCIÓN:**

Los cestodos son helmintos que en estado adulto tienen cuerpo aplanado dorsoventralmente, en forma de cinta, sin cavidad corporal ni tubo digestivo. Representan un importante grupo de parásitos internos en los animales domésticos. Se localizan en intestino y conductos biliares de sus hospederos definitivos. Su tamaño va de unos pocos milímetros a varios metros de longitud. Al igual que de diámetro. Los estadios larvarios tienen forma esferoide u oblonga y se localizan en diferentes tejidos u órganos de los hospederos intermediarios. Los estadios larvarios de algunos cestodos tienen un importante papel en su carácter de zoonosis, además un fuerte impacto económico por el decomiso de animales infectados.

### **OBJETIVOS**

Desarrollará las técnicas de tamizaje, concentración por flotación para llevar a cabo la identificación y diagnóstico de los cestodos en muestras (heces) obtenidas de animales.

El discente buscará en rastros y/o mataderos fases larvarias de cestodos y procederá al desenquistamiento de estos.

Evaluar los daños ocasionados en órganos (obtenidos en rastro), así como la identificación de los diferentes tipos de metacestodos.

Realizar el diagnóstico clínico y diferencial a nivel campo, así como establecer medidas de prevención, control y tratamiento.

### **LUGAR DE REALIZACIÓN**

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, se realizará una sesión práctica en el Laboratorio de dos horas.

### **FECHA DE REALIZACIÓN**

Las prácticas se realizarán en el transcurso del desarrollo de la unidad de aprendizaje correspondiente, en acuerdo con el jefe del Departamento de Prácticas, determinándose la hora y fecha de su realización

### **MATERIAL**

#### **Biológico:**

Heces

Quistes hidatídicos, cenuros y cisticercos en especímenes de cerebro, corazón, músculo, hígado o mesenterios de diversas especies;

#### **De laboratorio:**

El material y equipo necesario para la realización de las técnicas indicadas \*

Pinzas de disección, cajas de Petri, charolas de cristal, agujas entomológicas, frascos de vidrio;

Reactivos: pepsina, ácido clorhídrico y bilis.

#### **MÉTODO**

Se realizará de acuerdo al reglamento vigente del Departamento de Prácticas



Se llevará a cabo la formación de 6 equipos variando el número de integrantes de acuerdo al total de discentes en el grupo, siendo responsabilidad de cada integrante del equipo presentar bata, guantes y cubrebocas. Además del material, equipo y reactivos que se le soliciten para el desarrollo de la práctica. Las muestras biológicas deberán ser preservadas adecuadamente (refrigeración, congelación o con conservador químico de acuerdo al estudio a realizar).

Se desarrollarán las técnicas de flotación por concentración y la técnica de tamizaje para el estudio de muestras fecales, se realizará paso a paso el análisis con la supervisión y apoyo del docente.

Se llevará a cabo la inspección de órganos decomisados en rastros y por la presencia de metacestodo (cisticercos, quistes hidatídicos entre otros).

Con la técnica de digestión *in vitro* investigada por los alumnos se procederá a intentar evaginar los escólex de las formas larvianas de los cestodos, para identificar las especies correspondientes.

\*Ver anexo

A través de la realización de las prácticas el discente contará con las habilidades y destrezas para llevar a cabo el diagnóstico de las parasitosis ocasionadas por los cestodos en los animales, además de llevar a cabo los tratamientos pertinentes salvaguardando la salud de estos y la del hombre.

### **RESULTADOS:**

Los resultados obtenidos serán registrados y se reforzarán con apoyo de literatura, para posteriormente ser interpretados y examinados con el docente

### **EVALUACIÓN**

El criterio de evaluación será en base a:

Presentación del material, equipo y muestras para la realización de la práctica

Uso adecuado del equipo de seguridad personal

Habilidades y destrezas del discente en el desarrollo de la práctica

Participación activa y responsable durante la realización de la práctica

Elaboración de un calendario estratégico para llevar a cabo control, diagnóstico y tratamiento en los animales

### **CUESTIONARIO**

1. Mencione los principales estadios larvales (metacestodos) de los cestodos

2. El hospedero intermediario de la *Taenia solium* es:

3. Mencione 3 cestodosis de importancia en salud pública

### **UNIDAD DE COMPETENCIAS VI.**

**PRACTICA, 9 y 10: PARASITOSIS OCASIONADAS POR NEMATODOS EN LOS ANIMALES DOMÉSTICOS.**



## **INTRODUCCIÓN.**

El Phylum nematoda incluye el grupo más numeroso de parásitos de los animales domésticos y del hombre. Son gusanos redondos que se encuentran ampliamente distribuidos en una variedad de hábitats. Algunos viven vida libre, otros son parásitos de plantas y de animales vertebrados e invertebrados. En los animales domésticos tienen una gran importancia económica, debido a la frecuencia y elevada morbilidad con que se presentan en las diferentes especies. Generalmente tienen un carácter crónico y la mayoría interfiere con un buen crecimiento. Se localizan en la mayoría de los órganos, sin embargo en el tracto digestivo es en donde se encuentra la mayoría de las especies. Tienen un ciclo evolutivo directo e indirecto y algunos tienen un papel importante como zoonosis. Su cuerpo es cilíndrico, no segmentado con un tracto intestinal y una cavidad general. Están cubiertos por una cutícula más o menos resistente a la digestión intestinal.

## **OBJETIVOS**

El discente identificará las enfermedades causadas por nematodos en los animales domésticos.

El discente tendrá la habilidad para aplicar las técnicas utilizadas en el diagnóstico de nematodos y su interpretación.

El alumno, utilizando las técnicas aprendidas en sesiones anteriores, realizará un diagnóstico de verminosis gastroentéricas en una explotación.

El estudiante contará con la destreza para la realización del diagnóstico clínico, establecer medidas de prevención, control y tratamientos para nematodosis.

## **LUGAR DE REALIZACIÓN**

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, se realizarán dos sesiones prácticas en el Laboratorio de dos horas cada una. Las dos horas restantes se cubrirán en una práctica foránea, complementándose con las otras unidades de aprendizaje. La práctica foránea se llevará a cabo en diversos ranchos ganaderos en estados del País.

## **FECHA DE REALIZACIÓN**

Las prácticas se realizarán en el transcurso del desarrollo de la unidad de aprendizaje correspondiente, en acuerdo con el jefe del Departamento de Prácticas, determinándose la hora y fecha de su realización

## **MATERIAL**

Heces frescas de diversas especies,

Coladeras de malla fina,

Cubreobjetos,

Servilletas de papel,

Microscopio óptico,

vasos de plástico, tubos para centrífuga,

asa de micromel, portaobjetos,

gradillas,

solución de lugol.

centrífuga.

## **MÉTODO**



Colectar las heces directamente del recto (utilizando una cucharilla parasitológica, en pequeñas especies, o un guante de palpación, en grandes especies). En el laboratorio se homogenizan las muestras y se tomará la cantidad necesaria, de acuerdo a la técnica y método que se utilizará. El alumno investigará el método de concentración por flotación (con solución saturada de cloruro de sodio o de glucosa)

\*Ver anexo

**RESULTADOS:**

Los resultados serán registrados y reforzados con apoyo bibliográfico, para posteriormente ser revisados y discutidos con el docente.

**EVALUACIÓN:**

El criterio de evaluación será en base a:

Presentación del material y muestras solicitadas

Uso adecuados del equipo de seguridad (bata, cubrebocas, guantes)

Habilidad y destreza del estudiante para la realización de la práctica

Participación durante la realización de la práctica

Comportamiento mostrado durante su estancia en el laboratorio.

Reporte de las actividades realizadas (resultados obtenidos y literatura revisada)

**CUESTIONARIO:**

1. Menciona los principales nematodos gastroentéricos que afectan a los rumiantes.
2. Menciona los principales nematodos gastroentéricos en equinos, perros, aves y cerdos.
3. Menciona dos nematodosis de tipo pulmonar.
4. Parásito de tipo sistémico que afecta al perro,



## **PRÁCTICA, 11 y 12: PARASITOSIS OCASIONADAS POR ARTRÓPODOS**

### **INTRODUCCIÓN**

Los artrópodos son invertebrados que tienen un exoesqueleto articulado de quitina. Tienen el cuerpo segmentado (metamerizado), con tendencia a la fusión de algunos metámeros para formar diferentes regiones; por ejemplo en los insectos: cabeza, tórax, y abdomen. Algunos artrópodos son terrestres, otros acuáticos, y los hay que son parásitos de otros animales, principalmente de vertebrados. En todos los artrópodos, los músculos que mueven los segmentos se insertan en apófisis internas. El aparato digestivo es tubular, las piezas bucales son muy diferentes; hay en este último aspecto dos grandes grupos: los mandibulados y los quelicerados

### **OBJETIVO**

Identificación de los géneros y especies de los artrópodos que afectan a los animales en sus diversas etapas de vida

Desarrollará las técnicas de raspado para obtener los ectoparásitos presentes en subcutáneo de los animales o bien la colecta de estos ubicados sobre la piel

Diferenciará los mecanismos fisiopatológicos de los artrópodos hacia el hospedero

Evaluar los daños ocasionados en animales parasitados con artrópodos

Realizar el diagnóstico clínico y diferencial a nivel campo, así como establecer medidas de prevención, control y tratamiento

### **LUGAR DE REALIZACIÓN**

La práctica se llevará a cabo en los Laboratorios del Departamento de Prácticas de la FMVZ-UAEM, para esta Unidad se tienen contempladas seis horas prácticas, por lo que se realizarán dos sesiones prácticas en el Laboratorio de dos horas cada una; y las dos horas restantes se cubrirán en una práctica foránea, complementándose con las otras unidades de aprendizaje. La práctica foránea se llevará a cabo en diversos ranchos ganaderos, en estados del país.

### **FECHA DE REALIZACIÓN:**

Las prácticas se realizarán en el transcurso del desarrollo de la unidad de aprendizaje correspondiente, en acuerdo con el jefe del Departamento de Prácticas se fijará la hora y fecha de su realización, y la foránea durante el último tercio del curso

### **MATERIAL**

#### **Biológico:**

Raspado de piel

Especímenes de ectoparásitos

#### **De laboratorio:**



Microscopio estereoscópico  
Solución salina fisiológica isotónica  
Cajas Petri

### **MÉTODO**

Se realizará de acuerdo al reglamento vigente del Departamento de Prácticas

Se llevará a cabo la formación de grupos de seis discentes cada uno, siendo obligación de cada grupo presentar el equipo de seguridad personal (bata, guantes y cubrebocas). Además del material, equipo y reactivos que se le soliciten para el desarrollo de la práctica. Las muestras biológicas deberán ser preservadas adecuadamente (cubreobjetos con la muestra de raspado impregnada con glicerina y con embalaje adecuado para su conservación, o en frascos con alcohol al 40% o bien en un frasco con papel filtro humedecido con solución salina fisiológica isotónica).

Se realizará la identificación de los artrópodos a nivel laboratorio con el apoyo del microscopio estereoscópico y a nivel campo cuando sea realizada la práctica correspondiente

A través de la realización de las prácticas el discente contará con las habilidades y destrezas para llevar a cabo el diagnóstico de las parasitosis ocasionadas por los artrópodos en los animales, además de llevar a cabo los tratamientos pertinentes salvaguardando la salud de estos

### **RESULTADOS**

Los resultados obtenidos serán registrados y se reforzarán con apoyo de literatura, para posteriormente ser interpretados y examinados con el docente

### **EVALUACIÓN**

El criterio de evaluación será en base a:

Presentación del material, equipo y muestras para la realización de la práctica

Uso adecuado del equipo de seguridad personal

Habilidades y destrezas del discente en el desarrollo de la práctica

Participación activa y responsable durante la realización de la práctica

Elaboración de un calendario estratégico para llevar a cabo control, diagnóstico y tratamiento en los animales

### **CUESTIONARIO**

1.- Describa las etapas biológicas de los artrópodos

2.- Describa la morfología de los artrópodos en su fase larval y en su fase adulta

3.- Garrapatas presentes en la zona de estudio de mayor importancia

**UNIDAD DE COMPETENCIA II, III, IV, V, VI**



## **PRÁCTICA, 13: VISITA GUIADA AL CENAPA Y ACTIVIDADES EN RANCHOS GANADEROS DE LOS ESTADOS DE MORELOS Y DE GUERRERO**

### **INTRODUCCIÓN**

Centro Nacional de Constatación de Salud Animal (CENAPA). Se localiza en Jiutepec, Morelos. En este centro se desarrollan líneas de investigación orientadas al apoyo de campañas que buscan la prevención de la garrapata y de otros parásitos que coexisten en el entorno humano. Asimismo, participan en el Programa Nacional de Residuos Tóxicos en Alimentos de Origen Animal, mismo que es de suma importancia debido al consumo que tienen de ellos, tanto animales como humanos.

En septiembre del año 2000, el Centro Nacional de Servicios de Constatación en Salud Animal (CENAPA) del SENASICA, recibió por parte de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) el nombramiento como Centro de Referencia en Resistencia a los Antiparasitarios para Centroamérica y el Caribe. Este nombramiento, fue el primero en el mundo otorgado por la FAO a un centro de referencia en esa especialidad, a la fecha son dos los laboratorios de América Latina que atienden el cono sur, centro y Sudamérica.

### **OBJETIVO**

Identificación de los servicios e investigaciones que se realizan en el CENAPA

Determinar la importancia del CENAPA en la producción pecuaria y de la salud humana y animal

Análisis de las técnicas utilizadas en los diagnósticos realizados en dicho centro para los protozoarios, platelmintos, nematelmintos y artrópodos

### **LUGAR DE REALIZACIÓN**

La práctica se llevará a cabo en las instalaciones del CENAPA, con acceso a las diferentes departamentos con un tiempo de 5 horas las cuales ya fueron contabilizadas en las prácticas anteriores; así mismo se llevarán actividades de análisis e identificación de parásitos en especies animales, el daño que les causan, identificación del entorno, desparasitaciones, aplicación de vitaminas y manejo en general del ganado, destinándose un tiempo de siete horas prácticas. La práctica se llevará a cabo en diversos ranchos ganaderos (en el Estado de Morelos y de Guerrero)

### **FECHA DE REALIZACIÓN**

Las prácticas se realizarán durante el último tercio del curso, en común acuerdo con los directivos del CENAPA y de los dueños de los ranchos

### **MATERIAL:**

#### **Biológico:**

Ganado

Parásitos

Fármacos



**De laboratorio:**

Bata, cubrebocas

**De campo:**

Overol

Botas

Lazos

**MÉTODO**

Se realizará previo acuerdo de apoyo del CENAPA, realizando el recorrido en autobús universitario. Con hora de salida de la ciudad de Toluca a las 7:00 A. M., y llegada al CENAPA a las 9:00 horas.

Se llevará a cabo la formación de dos subgrupos de acuerdo al número de integrantes del grupo para un mayor aprovechamiento del tiempo y espacio. Se realizará el recorrido bajo las indicaciones de los responsables de los departamentos del (CENAPA).

Asistencia a ranchos ganaderos para llevar a cabo actividades sanitarias y de manejo zootécnico del ganado, así como análisis del entorno ecológico, el cual puede ser favorable para algunos géneros parasitarios

A través de la realización de las prácticas el discente contará con los conocimientos de las actividades y objetivos del CENAPA, además con la realización en explotaciones pecuarias adquirirá las habilidades y destrezas para llevar a cabo el diagnóstico de las parasitosis en los animales, además de llevar a cabo los tratamientos pertinentes salvaguardando la salud de estos

**RESULTADOS**

Los resultados obtenidos serán registrados y se reforzarán con apoyo de literatura, para posteriormente ser interpretados y examinados con el docente

**EVALUACIÓN**

El criterio de evaluación será en base a:

Comportamiento mostrado durante las diversas actividades

Uso adecuado del equipo de seguridad personal

Habilidades y destrezas del discente en el desarrollo de la práctica

Participación activa y responsable durante la realización de la práctica

**CUESTIONARIO**

1.- Describa los objetivos que persigue el CENAPA, y a su entender la importancia de este

2.- Géneros parasitarios vistos en el transcurso de la práctica, con la realización de estrategias de diagnóstico, control, tratamiento

**ANEXOS**



#### Toma y recolección de la muestra

- Se debe tomar las primeras horas del día
- Individual: directamente del ano, con hisopo, varilla de vidrio, termómetro, enema, espátula.
- Grupos: toma de muestras después de cambiar la cama de diferentes puntos---aves.
- Gallos de pelea: lavar perfectamente un área y ponerlo allí, en cuanto defeque tomar la muestra.
- Grandes especies: palpación rectal.

#### CANTIDAD DE LA MUESTRA

- Bovinos y Equinos 100 gr.
- Ovinos, Caprinos 60 gr
- Suinos 50 gr
- Aves y Conejos una deposición

#### HISTORIA CLÍNICA

- Especie
- Estudio solicitado al laboratorio
- La toma de las muestras debe ser en las primeras horas del día (mañana), tomando ésta al momento en que el animal toma el alimento.
- En las heces podemos observar parásitos macroscópicamente, aunque la mayoría de las veces, sólo son visibles microscópicamente por lo tanto, el éxito de un examen coproparasitológico depende de una correcta extracción y preparación de las heces.
- Cuando se sospecha de parasitosis, las heces se extraen vía rectal (grandes especies).
- En pequeñas especies la mejor forma de obtener las heces es utilizando la varilla de vidrio achatada en el extremo, un termómetro o hisopos, de ser necesario se realiza un enema.
- Cuando no se puede realizar la toma directa de las heces, se utilizan heces recientes del animal cuidando que no estén contaminadas por el suelo.
- Cuando se trata de grupos grandes de animales, se mezclan heces de varios animales, esto es lo que se conoce como "pool" máximo de 3 animales.
- Las muestras deben ser lo más recientes posible o al menos deben estar conservadas en refrigeración por poco tiempo.

#### PUNTOS EN CONSIDERACIÓN PARA LLEVAR UNA MUESTRA AL LABORATORIO

- Si el examen no se va a realizar inmediatamente, las heces deben colocarse en termos con refrigerantes.
- Lo ideal es que el envío al laboratorio se realice de forma inmediata (Protozoarios)
- Cuando se rebasan las 48 hrs aparte de la refrigeración debe conservarse con unas gotas de formol al 10% excepto para coprocultivo (se pueden dañar los estadios larvarios).
- Si es para coprocultivo deben enviarse mínimo 100 gr.

#### IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS



- Utilizar etiquetas o plumones indelebles
- Nombre del MVZ o propietario (remitente)
- Historia clínica: fecha, nombre del médico que recibe, número de animales en explotación, número de animales muestreados, solicitud de la prueba, especie, raza,
- Debe muestrearse mínimo el 10% con “pool”

#### REGLAS BÁSICAS PARA EL DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO

- Revisar y corroborar que tengan Historia Clínica.
- Realizar la prueba siempre bajo las mismas condiciones, la misma metodología.
- Examinar heces de preferencia frescas y lo más limpias posibles.
- En grandes especies es importante mezclar y homogeneizar perfectamente la muestra para evitar falsos negativos.

#### MÉTODO CONCENTRACIÓN POR FLOTACIÓN CON SOLUCIÓN SATURADA DE AZÚCAR

1. Colocar con una cuchara 2 g de muestra de heces aproximadamente y colocarla en un vaso de plástico
2. Agregar 15 – 20 mL de agua y diluir la muestra.
3. Mezclar perfectamente la muestra con una cuchara y colarla
4. Agregar parte de la muestra ya colada a un tubo para centrifuga, marcar el nivel del tubo de centrifuga e identificación de la muestra
5. Balancear la centrifuga con otro tubo con igual cantidad de agua y centrifugar a 2500 r.p.m. durante 3 minutos, decantar el sobrenadante
7. Llenar a nivel con la solución saturada de azúcar y agitar con una varilla de vidrio
8. Centrifugar nuevamente la muestra a 2500 r.p.m. durante 3- 5 minutos
9. Terminada la centrifugación transferir los tubos problema a la gradilla, evitando agitarlos
10. Tomar una gota de la superficie con el asa de micromel y colocarla en la laminilla, agregar una gota de solución de lugol, colocando a su vez un cubre objetos.
11. Observar al microscopio óptico con seco débil (10x), anotando las observaciones del preparado.

NOTA. En la técnica de concentración por flotación puede cambiar el uso de las soluciones utilizadas: Solución Saturada de Glucosa o Solución Saturada de Cloruro de Sodio

#### MÉTODO DE CONCENTRACIÓN POR SEDIMENTACIÓN.

1. Se mezclan 5 g de heces con agua
2. Formar una pasta homogénea
3. Agregar 30 volúmenes de agua y agitar
4. Colar con la coladera de plástico y dejar reposar de 15 a 20 minutos y decantar.
5. Repetir el proceso hasta que el líquido aclare (2 a 3 veces).



6. Colocar el sedimento en una caja Petri de plástico (puede o no estar cuadrículada).
7. Para facilitar la observación agregar como contraste una gota de violeta de genciana o azul de metileno
8. Se observa en el microscopio estereoscópico (20x).

#### TÉCNICA DE MAC MASTER.

1. Pesar 3 g de heces
2. Medir 42 mL de solución salina saturada, agregar la mitad de la solución salina a las heces.
3. Mezclar homogéneamente y colar en el matraz Erlen Meyer.
4. Agregar el resto de la solución salina saturada.
5. Se agita en movimiento circular vigoroso
6. Se toma una muestra con la pipeta de diferentes profundidades, se llena la cámara, se deja reposar 2 a 3 minutos y se observa con panorámico y seco débil.
7. El total de huevecillos x 100 equivale a los huevecillos por gramo de heces (h.p.g.h.)

#### MÉTODO PARA FROTIS DIRECTO DE HECES SIN TEÑIR.

1. Colocar una gota de solución salina fisiológica sobre una laminilla limpia
2. Tomar una azada de tres diferentes puntos de la muestra problema de heces, en mínima cantidad, y aplicarlos sobre la gota de solución salina fisiológica.
3. Mezclarlas en movimientos giratorios con el asa metálica.
4. Colocar un cubre objetos y observar en el microscopio (10x).

Esta técnica se emplea comúnmente para observar huevecillos, larvas y formas de protozoarios.

#### MÉTODO PARA FROTIS DIRECTO DE HECES TEÑIDO.

1. Colocar una gota de solución acuosa de eosina sobre una laminilla limpia
2. Tomar una azada de tres diferentes puntos de la muestra problema de heces, en mínima cantidad, y aplicarlos sobre la gota de eosina
3. Mezclar con movimientos giratorios con el asa metálica.
4. Colocar un cubre objetos y observar al microscopio (10x).

Este método es empleado principalmente para protozoarios y formas quísticas, los cuales resisten la tinción observándose como “perlillas” sobre un contraste rosa.

## **X. BIBLIOGRAFÍA BÁSICA:**



- 1.- Cordero del Campillo, M.; Sánchez, A.C.; Hernández, R.S.; Navarrete, L.C.J.; Diez, B.P.; Quiroz, R.H.; Carvalho, V.M. (1999): PARASITOLOGÍA VETERINARIA. Mc Graw-Hill-Interamericana. Madrid, España. ISBN: 84-486-0236-6. SF810 A3 P37.
- 2.- Quiroz, R.H. (1986): PARASITOLOGÍA Y ENFERMEDADES PARASITARIAS DE LOS ANIMALES DOMÉSTICOS. Limusa, México, D.F. ISBN: 968-18-1674-9. SF810 / Q85.
3. - Halton, W.D.; Behnke, M.J.; Marshall, I. (2001): PRACTICAL EXERCISES IN PARASITOLOGY. Cambridge University Press, New York, USA. ISBN: 0521-79104-9. QL757 P73.
4. - Bowman, D.D. (2011): GEORGIS´ PARASITOLOGIA PARA VETERINARIOS. 9ª ed. Elsevier. España, S.L. ISBN: 978-84-8086-705-4. SF810 A3 B74 2011.
5. - Taylor, M.A.; Coop, R.L.; Wall, R.L. (2007): VETERINARY PARASITOLOGY. 3ª ed. Black Well Publishing. USA. ISBN: 978-1-4051-1964-1. SF810.A3 V425 2007.
- 6.- Zajac, M.A.; Conboy, A.G. (2006): VETERINARY CLINICAL PARASITOLOGY. 7ª ed. Black Well Publishing. USA. ISBN – 13:978-0-8138-1734-7. SF810 A3 S56 2006.
7. - Colville, J. (1991): DIAGNOSTIC PARASITOLOGY FOR VETERINARY TECHNICIANS. Mosby, USA. ISBN: 0-939674-32-7. SF8180 A3 D53.
8. - Matthews, E.B. (1998): AN INTRODUCTION TO PARASITOLOGY: STUDIES IN BIOLOGY. Cambridge University Press. New York, USA. ISBN: 521571707. QL757 M363.
- 9.- Mehlhorn, H.; Duwel, D.; Raether, W. (1993): MANUAL DE PARASITOLOGÍA VETERINARIA. Grass Iatros. Barcelona, España. ISBN: 84-7714-021-9. SF818 A3 M45.
10. - Samuel, M.W.; Pybus, J.M.; Kocan, A.A. (2001): PARASITIC DISEASES OF WILD MAMMALS. 2ª ed. Iowa State University Press/Ames. USA. ISBN0-8138-2978-Y. SF996.4 P37 2001.
11. - Smyth, J.D. (1981): INTRODUCTION TO ANIMAL PARASITOLOGY. 2ª ed. Hodder and Stoughton. Gran Bretaña. ISBN: 0340 182326. SF810 S52 1976.
12. - Urquhart, G.M.; Armour, J.; Duncan, J.L.; Dunn, A.M.; Jennings, F.W. (2001): PARASITOLOGIA VETERINARIA. Acibia. Zaragoza, España. ISBN: 84-200-0955-5. SF810 A3 P37.



**COMPLEMENTARIA:**

- 1.- Besné M. A.; Figueroa, C.J.A.; Quiroz, R.H.; Ramírez, G.A.; Ramos, M.E. (2005): Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología. FMVZ-UNAM, Ciudad Universitaria, México D.F. ISBN: 970-32-3321-X.
- 2.- Rodríguez, V.R.I.; Cob, G.L.A. (2005): Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria, 2ª ed. Universidad Autónoma de Yucatán, Mérida, Yucatán, México. ISBN: 970-698-079-2 (v.6).
- 3.- Borchert, A. (1981): PARASITOLOGÍA VETERINARIA. Acribia. Zaragoza, España. ISBN: 84-200-0081-7. SF810 B6.
- 4.- Tyller, M.G. (1994): ECOLOGÍA Y MEDIO AMBIENTE. Iberoamericana. México. ISBN: 0-534-16560-5. GF41.M54.
5. - Pratt, P. W. (1997): LABORATORY PROCEDURES FOR VETERINARY TECHNICIANS. Mosby, U.S.A. ISBN: 0-8151-7326-1. SF772.6 L36 1997.
- 6.- Tarazona, V.J.M. (1973): MANUAL DE TÉCNICAS DE PARASITOLOGÍA VETERINARIA. Acribia, Zaragoza, España. ISBN: 84-200-0309-3. QL757 L33.
- 7.- Thienpont, D.; Rochette, F.; Vanparys, O.F.J. (1979): DIAGNÓSTICO DE LAS HELMINTIASIS POR MEDIO DEL EXAMEN COPROLÓGICO. Janssen Research Foundation. Bélgica. ISBN: 0 1974/1060/38. SF810. H4 T54.
- 8.- Hendrix, C. M. (1998): DIAGNOSTIC VETERINARY PARASITOLOGY 2ª ed., Mosby, USA. SF810 A3 H46 1998.
9. - Bush, O.A.; Fernández, C.J.; Esch, W.G.; Seed, R.J. (2001): PARASITISM: THE DIVERSITY AND ECOLOGY OF ANIMAL PARASITES. Cambridge University Press. New York, USA.
- 10.- Martínez, P.J.A.; Elias, G.M. (1985): INTRODUCCIÓN A LA PROTOZOOLOGÍA. Trillas, México.