



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO



Manual de Prácticas de Laboratorio de **PARASITOLOGÍA**

Departamento de Parasitología



2005

Alejandro Besné Mérida
Juan Antonio Figueroa Castillo
Héctor Quiroz Romero
Alberto Ramírez Guadarrama
Espiridión Ramos Martínez

Autores

*Alejandro Besné Mérida • Juan Antonio Figueroa
Castillo • Héctor Quiroz Romero • Alberto
Ramírez Guadarrama • Espiridión Ramos Martínez*

Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología

Castillo



Primera edición, 2006

DR © Universidad Nacional Autónoma de México.
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
Ciudad Universitaria.
México 04510, DF.
Impreso y hecho en México

DIRECTORIO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Dr. Juan Ramón de la Fuente

Rector

Lic. Enrique del Val Blanco

Secretario General

Mtro. Daniel Barrera Pérez

Secretario Administrativo

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Dr. Francisco José Trigo Tavera

Director

Dra. Silvia Elena Buntinx Dios

Secretaria General

Lic. Alfonso Ayala Rico

Secretario Administrativo

MVZ Verónica Fernández Saavedra

Secretaria de Comunicación

Dr. Froylán Ibarra Velarde

Jefe del Departamento de Parasitología

Imágenes del Anexo a color:

Alejandro Besné Mérida

Juan Antonio Figueroa Castillo

Alberto Ramírez Guadarrama

*Todas las imágenes son originales

Diseño de portada: DCV Rosalinda Meza Contreras

Diseño editorial y formación electrónica: LDG Alma A. Chávez Rodríguez

Formación de Anexo de imágenes a color: DCV F. Avril Braulio Ortiz

Corrección de estilo: Marcela Chapou Videgaray

Esquemas: Alejandro Besné Mérida

El Comité Editorial de la FMVZ agradece al Dr. Pablo Martínez Labat, su valiosa participación como revisor técnico de esta obra.

ISBN: 970-32-3321-X

CONTENIDO

Prólogo.....VI

CAPITULO I: GENERALIDADES

PRÁCTICA 1: Material y equipo de laboratorio..... 2

PRÁCTICA 2: Manejo del microscopio compuesto y estereoscópico e iluminación de Köhler. 3

PRÁCTICA 3: Calibración del microscopio compuesto y medición de parásitos. 10

PRÁCTICA 4: Técnicas de colección, conservación, envío, tinción e identificación de parásitos en sangre. 13

PRÁCTICA 5: Técnica de colección, conservación y envío de muestras fecales para el diagnóstico parasitológico..... 20

PRÁCTICA 6: Técnicas coproparasitoscópicas. 22

PRÁCTICA 7: Técnicas coproparasitoscópicas (continuación) 28

PRÁCTICA 8: Técnica de colección, conservación y envío de exudados y orina para el diagnóstico de parásitos. 33

PRÁCTICA 9: Técnicas de colección, conservación y envío de parásitos para su identificación..... 35

CAPÍTULO II: PROTOZOARIOS

PRÁCTICA 10: Identificación de estructuras morfológicas de flagelados de los géneros *Tritrichomonas*, *Trichomonas* y *Trypanosoma* en animales domésticos..... 41

PRÁCTICA 11: Identificación de estructuras morfológicas de ooquistes y esquizontes de coccidias en animales domésticos..... 45

PRÁCTICA 12: Identificación de estructuras morfológicas de *Toxoplasma gondii* y *Sarcocystis* spp en animales domésticos.49

PRÁCTICA 13: Identificación de estructuras morfológicas de *Haemoproteus columbae* en palomas.53

PRÁCTICA 14: Identificación de estructuras morfológicas de *Babesia* spp en animales domésticos.....54

CAPÍTULO III: TREMATODOS

PRÁCTICA 15 : Identificación de estructuras morfológicas de *Fasciola hepatica* y Paramfistómidos.57

CAPÍTULO IV: CESTODOS

PRÁCTICA 16: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos de rumiantes61

PRÁCTICA 17: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos de equinos...63

PRÁCTICA 18: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos en aves domésticas.....65

PRÁCTICA 19: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos en perros y gatos.....69

PRÁCTICA 20: Identificación de estructuras morfológicas del género *Taenia* y sus metacestodos en diferentes especies de animales domésticos.....71

CAPÍTULO V: NEMATODOS

PRÁCTICA 21: Identificación de estructuras morfológicas de ascaridos en cerdo, caballo, perro y gato.80

PRÁCTICA 22: Identificación de estructuras morfológicas de *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum* en aves domésticas81

PRÁCTICA 23: Identificación de estructuras morfológicas de oxiuridos en equinos y conejos.....85

PRÁCTICA 24: Identificación de estructuras morfológicas del género *Strongylus* en equinos..... 87

PRÁCTICA 25: Identificación de estructuras morfológicas del género *Oesophagostomum* en rumiantes y cerdos. 89

PRÁCTICA 26: Identificación de estructuras morfológicas de *Chabertia ovina* en rumiantes..... 92

PRÁCTICA 27: Identificación de estructuras morfológicas de *Ancylostoma* spp en perros y gatos. 93

PRÁCTICA 28: Identificación de las estructuras morfológicas de tricostrongilidos en rumiantes..... 96

PRÁCTICA 29: Identificación de las estructuras morfológicas del género *Dictyocaulus* en rumiantes y equinos..... 98

PRÁCTICA 30: Identificación de estructuras morfológicas del género *Metastrongylus* en cerdos. 102

PRÁCTICA 31: Identificación de estructuras morfológicas de *Muellerius capillaris* en ovinos y caprinos. 104

PRÁCTICA 32: Identificación de estructuras morfológicas de espirúridos gástricos en caballos y cerdos. 107

PRÁCTICA 33: Identificación de estructuras morfológicas de filarias en perros, caballos y bovinos. 109

PRÁCTICA 34: Identificación de estructuras morfológicas del género *Trichuris* en animales domésticos. 113

PRÁCTICA 35: Identificación de estructuras morfológicas de *Trichinella spiralis* en animales domésticos. 116

CAPÍTULO VI: ACANTOCÉFALOS

PRÁCTICA 36: Identificación de estructuras morfológicas de *Macracanthorhynchus hirudinaceus* en cerdos. 119

CAPÍTULO VII: INSECTOS

PRÁCTICA 37 : Identificación de estructuras morfológicas de piojos de los órdenes Anoplura y Mallophaga en animales domésticos.121

PRÁCTICA 38: Identificación de estructuras morfológicas de *Cimex lectularius*.123

PRÁCTICA 39: Identificación de estructuras morfológicas de pulgas de la familia Pulicidae.....130

PRÁCTICA 40: Identificación de estructuras morfológicas de larvas miasígenas de dípteros.....132

PRÁCTICA 41: Identificación de estructuras morfológicas de hipoboscidos en ovinos y palomas136

CAPÍTULO VIII: ÁCAROS

PRÁCTICA 42: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden Metastigmata.142

PRÁCTICA 43: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden Mesostigmata.144

PRÁCTICA 44: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden Prostigmata.....149

PRÁCTICA 45: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden Astigmata.153

CAPÍTULO IX: PENTASTÓMIDOS

PRÁCTICA 46: Identificación de estructuras morfológicas de la clase Pentastomida.157

ANEXO 1: ESQUEMAS DE HUEVOS Y OOQUISTES159

AVES160

CERDOS161

CONEJOS.....162

EQUINOS.....	163
PERROS Y GATOS.....	164
RUMIANTES.....	165
ANEXO 2: IMÁGENES A COLOR.....	¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.

PROLOGO

La Parasitología Veterinaria es una de las asignaturas más importantes de cualquier plan de estudios de Medicina Veterinaria, por tal motivo es necesario, tener un manual de prácticas de laboratorio que tenga el propósito de ofrecer información básica al estudiante para que se le facilite su aprendizaje, comprensión y la aplicación de las técnicas de diagnóstico, para la identificación de la morfología externa e interna de los diferentes estadios de parásitos de los animales domésticos, con la finalidad de establecer el enlace con los problemas parasitarios a los que se enfrentará como médico veterinario en su práctica diaria, para que lleve a cabo las exploraciones parasitológicas más habituales que deberá aplicar en la prevención, control y tratamiento de las enfermedades que afectan con mayor frecuencia a los animales domésticos.

Han sido necesarias varias modificaciones del manual con el objeto de mejorar y actualizar su contenido. En 1968 se publicó el primer Manual de Prácticas de Parasitología por el Departamento de Parasitología, los autores fueron M. M. Taracena Franco y H. Quiroz Romero, en virtud de que la asignatura se impartía en dos semestres, se presentaron en dos volúmenes con 139 páginas.

En 1978 como consecuencia del nuevo plan de estudios la asignatura que impartía el Departamento comprendía la Parasitología y las Enfermedades Parasitarias, por lo que se publicó un manual de Prácticas de Parasitología y Enfermedades Parasitarias, los autores fueron H. Quiroz Romero, N. Vega Alarcón, R. Meza Beltrán, A. Acevedo Hernández, M. T. Quintero Martínez, I. Soffer Chicurel, R. Nájera Martínez, la editorial fue la Facultad y tuvo una extensión de 115 páginas.

En 1987 se publicó un nuevo Manual de Prácticas de Parasitología y Enfermedades Parasitarias, los autores fueron A. Acevedo Hernández y E. Romero Callejas con 226 páginas. En 1990 se hizo una nueva edición del Manual de Prácticas de Parasitología y Enfermedades Parasitarias, los autores fueron los profesores: A. Acevedo H., E. Romero C. y M. T. Quintero M.

En 1998 el Departamento de Parasitología publicó el Manual de Prácticas del Laboratorio, dicho manual solamente comprendió el estudio de la parasitología, en virtud de que se basó en el nuevo plan de estudio en el cual la asignatura anterior Parasitología y Enfermedades Parasitarias cambio a Parasitología, en su elaboración participaron varios profesores, el documento aparece como anónimo, desde entonces el manual ha sido revisado en varias ocasiones, se analizaron y discutieron los contenidos de las prácticas, se seleccionaron las actividades y se obtuvieron esquemas de la mayoría de los parásitos, habiéndose realizado desde entonces varias reimpressiones.

Consientes de la necesidad de mejorar varios aspectos del manual, un grupo de profesores trabajó durante varios años en la obtención de imágenes de los parásitos que se estudian en las prácticas de laboratorio para que fueran incluidas en el presente manual, así como también la modificación del contenido de dichas prácticas, a finales del 2004 y durante

2005 se trabajó intensamente para hacer la publicación del Manual de Prácticas de Laboratorio, que se basó sobre el programa de la asignatura de Parasitología Veterinaria del nuevo plan de estudios. Dicho manual consta de 46 prácticas incluidas en 9 capítulos, el primero consta de nueve prácticas dedicadas a las generalidades de laboratorio de parasitología donde se aborda el conocimiento del material, equipo necesario y las técnicas de laboratorio empleadas en el curso; el segundo describe a los Protozoarios en cinco prácticas; el tercero a los Trematodos en una práctica, el cuarto estudia a los Cestodos en cinco prácticas; el quinto consta de quince prácticas donde se estudian a los Nematodos; el sexto se describen a los Acanthocéfalos en una práctica; el séptimo se estudian los Insectos en cinco prácticas; el octavo contiene cuatro prácticas sobre el estudio de los Ácaros y el noveno se estudian los Pentastómidos en una práctica. Hay dos anexos el primero se presentan esquemas de huevos y ooquistes de los parásitos contenidos en el manual, divididos por la especie de huésped; el segundo anexo contiene 142 imágenes de parásitos que se estudian en el curso práctico.

El proceso de elaboración de material didáctico nunca termina, seguramente el presente manual tenga omisiones involuntarias, es deseo de los autores corregir en todos sus aspectos del presente volumen, con el objeto de mejorar el proceso enseñanza aprendizaje de la parasitología veterinaria.

Quiero manifestar mi reconocimiento por la participación desinteresada de los profesores del Departamento de Parasitología: Alberto Ramírez Guadarrama, Juan Antonio Figueroa Castillo, Alejandro Besné Mérida y Espiridión Ramos Martínez, que motivados por mejorar el manual siguieron nuestras observaciones, propusieron mejoras, buscaron material, revisaron la bibliografía y reflexionaron sobre la metodología educativa adoptada; siempre motivados por mejorar la enseñanza.

Ciudad Universitaria, México D.F., Junio de 2005.

Dr. Héctor Quiroz Romero

Profesor emérito.

CAPITULO I: GENERALIDADES

Práctica 1: Material y equipo de laboratorio.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará el material y equipo necesario para trabajar en el laboratorio de Parasitología.

Organización del grupo.

De acuerdo al número de alumnos, el grupo se dividirá en dos secciones, en cada sección se formarán equipos y se nombrará un representante de mesa, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

Antecedentes. El laboratorio de parasitología debe ser el lugar adecuado que permita la realización de un trabajo eficiente, siendo necesario que las personas que laboren en él, encuentren condiciones ambientales de funcionalidad y seguridad favorables, que les permita el correcto desempeño de su trabajo. El laboratorio de parasitología cuenta con material de cristalería de uso común, así como también de equipo específico para la realización de las diferentes técnicas de diagnóstico parasitológico. A continuación se enlistan:

- Microscopio compuesto.
- Microscopio estereoscópico.
- Triquinoscopio y placa de vidrio para triquinoscopía.
- Centrífuga.
- Refrigeradores y congeladores.
- Ocular y objetivo micrométrico.
- Estufa de incubación.
- Platina caliente.
- Báscula.
- Mechero de Bunsen o Fisher.
- Charola porcelanizada y de fondo oscuro.
- Cucharas de aluminio.
- Asa de alambre.
- Espátula.
- Aparato de Baermann.
- Pinza Möhr.
- Termo.
- Pissetas.
- Cámara de McMaster.
- Coladeras de plástico y de metal de diferentes diámetros.
- Vasos de plástico.
- Tubos al vacío
- Lupa.
- Cestos para basura.
- Armario para equipo.
- Morteros y cápsulas de porcelana.
- Pipetas Pasteur.
- Probetas de 50 a 100 ml.
- Vasos de Precipitados.
- Matraces de Erlen Mayer.
- Vasos de Coplin.
- Frascos de varios tamaños.
- Fuentes de tinción.
- Tubos de centrífuga de vidrio y de plástico.
- Vidrios de reloj.
- Embudos de cristal y de plástico.
- Cajas de Petri de varios diámetros y volúmenes.
- Goteros.
- Termómetros, densímetros y alcoholímetros.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Hisopos, torundas de algodón, gasas, papel filtro, papel seda, aserrín estéril e hilo de cáñamo
- Colección de parásitos en preparaciones fijas en laminillas y parásitos fijos en formol al 10%.

- Estuche de disección, cuchillo, guantes, bata blanca.
- Soluciones y reactivos: Solución salina fisiológica, Solución saturada de cloruro de sodio, Agua destilada, Formol al 10 %, Dicromato de potasio al 2%, Alcoholes de diferentes grados, Alcohol glicerinado, Alcohol ácido, Alcohol-éter, Glicerina, Éter, Ácido clorhídrico, Hidróxido de potasio o de sodio al 10%, Resina sintética, Ácido Etilen-diamino-tetra-acético (EDTA), lactofenol, pepsina.
- Colorantes : Giemsa, Wright, Azul de Metileno, Lugol, Violeta de Genciana, Haemalumbre de Mayer, Carmin acético, etc.

Actividades.

El alumno:

- a) Identificará el material y equipo en el laboratorio de parasitología.

Evaluación.

- Enliste cinco ejemplos de material de cristalería de uso común en laboratorio de Parasitología.

- Anote tres ejemplos de colorantes que se usen en el laboratorio de Parasitología.

Práctica 2: Manejo del microscopio compuesto y estereoscópico

Objetivo. Al término de la práctica el alumno manejará el microscopio compuesto y estereoscópico.

Antecedentes. Para manejar con mayor eficiencia un microscopio es necesario conocer, como está constituido; por ello a continuación se dará una breve descripción de las partes que integran tanto a un microscopio compuesto como a uno estereoscópico.

Microscopio Compuesto

Este tipo de microscopio esta formado de tres sistemas que son:

- Sistema óptico
- Sistema mecánico
- Sistema de iluminación.

El sistema óptico varía según el tipo de microscopio, puede ser monocular o binocular y está constituido por dos sistemas diferentes de lentes: los oculares, que son lentes montados en un tubo o cuerpo del microscopio; y los objetivos que van colocados en el revólver.

Los objetivos generalmente son tres o cuatro, montados en un revólver móvil y basta con hacer girar este último para cambiar el objetivo haciendo un ajuste pequeño con el tornillo micrométrico y la preparación quedará enfocada.

Los objetivos son: 4x (lupa o lente panorámico), 10x (seco débil), 40x (seco fuerte) y 100x (lente de inmersión). La imagen proyectada tiene un aumento igual al producto de la multiplicación del aumento de los sistemas de lentes. El sistema óptico también consta de un condensador el cuál es un juego de lentes que sirven para concentrar y orientar los rayos luminosos sobre el campo visual, en este caso sobre la preparación.

El sistema mecánico está formado por una base y un tubo del microscopio. En la parte superior se colocan los oculares y en la parte inferior un dispositivo especial llamado revólver, donde se encuentran montados los objetivos. El tubo esta montado por medio de engranes a un soporte y éste es accionado por dos tornillos, el primero más grande en tamaño recibe el nombre de tornillo macrométrico que sirve para movimientos rápidos de enfoque y el segundo, más pequeño, llamado micrométrico o de movimientos finos. En la mitad inferior del brazo sale una placa denominada platina (la cual puede ser móvil) y debajo de ésta se encuentra el condensador.

El sistema de iluminación está compuesto por una fuente luminosa (lámpara) o bien, por un espejo (plano/cóncavo).

Método de enfoque del microscopio compuesto.

1. El revólver se coloca con la lente de menor aumento (4x), con la platina hasta el tope inferior.
2. Encender el microscopio, aumentando paulatinamente la intensidad de luz, sin que ésta moleste la vista.
3. Ajustar la separación de la apertura angular de los ojos con la cremallera que se encuentra en la parte frontal del cabezal.
4. Colocar la preparación en la platina.
5. Enfocar la preparación moviendo el tornillo macrométrico hasta quedar en enfocando solo con el ojo derecho.
6. Cerrar el ojo derecho y, utilizando el tornillo dióptico que se encuentra en el tubo ocular izquierdo, se enfoca la preparación hasta que ésta se vea nítida, en este momento el microscopio se encuentra calibrado a nuestra agudeza visual
7. Con el dedo índice y medio puesto en la cremallera del revólver se coloca el objetivo siguiente en aumento (10x) y se realiza un pequeño ajuste de enfoque con el tornillo micrométrico.

Partes de un microscopio compuesto (Leica CME™) (fig. 2.1)

- a) Oculares
 - b) Cabeza
 - c) Brazo
 - d) Revolver con objetivos: 4x (lente panorámico), 10x (seco débil), 40x (seco fuerte) y 100x (lente de inmersión)
 - e) Pinzas sujetadoras de la preparación
 - f) Platina móvil
 - g) Tornillo micrométrico
 - h) Tornillo macrométrico
 - i) Tornillo de desplazamiento de la platina
 - j) Palanca del diafragma del condensador
 - k) Condensador
 - l) Potenciómetro de la lámpara
 - m) Base
 - n) Lámpara
- * Tornillo de desplazamiento del condensador (no mostrado)
* Botón de encendido/apagado (no mostrado)

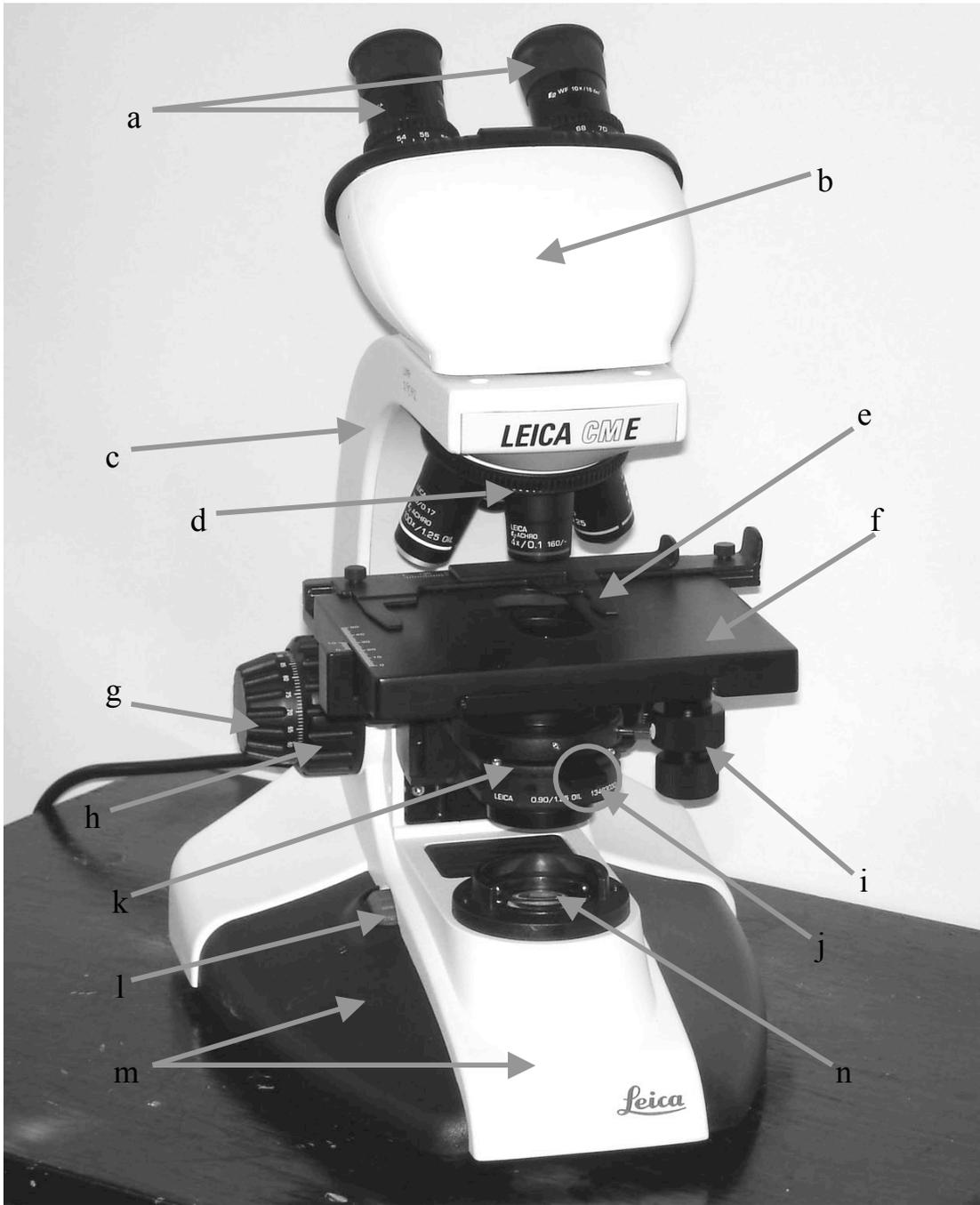


Figura 2.1 Microscopio compuesto

Microscopio estereoscópico.

El microscopio estereoscópico consta de dos sistemas de microscopios, cada uno con su objetivo y su ocular, formando entre si un ángulo de 15° con los ejes de los tubos; las imágenes que se forman en los oculares son diferentes, lo mismo ocurre con la visión normal, por lo cual se ve una imagen verdaderamente estereoscópica, con longitud, anchura y profundidad llamada imagen tridimensional.

Mecánica de enfoque del microscopio estereoscópico.

- Colocar y centrar la preparación sobre la base o platina.
- Hacer incidir la luz de la lámpara sobre el organismo o preparación a observar procurando iluminarlo lo mejor posible.
- Adaptar los oculares a la distancia que hay entre los ojos.
- Enfocar la preparación o espécimen con el tornillo de enfoque

Partes de un microscopio estereoscópico (Leica Zoom 2000™). (fig 2.2)

- a) Oculares
- b) Cabeza
- c) Perrilla de ajuste de zoom
- d) Brazo
- e) Objetivo
- f) Tornillo de enfoque
- g) Base
- h) Lámpara superior
- i) Lámpara inferior
- j) Interruptor de la lámpara superior
- k) Interruptor de la lámpara inferior

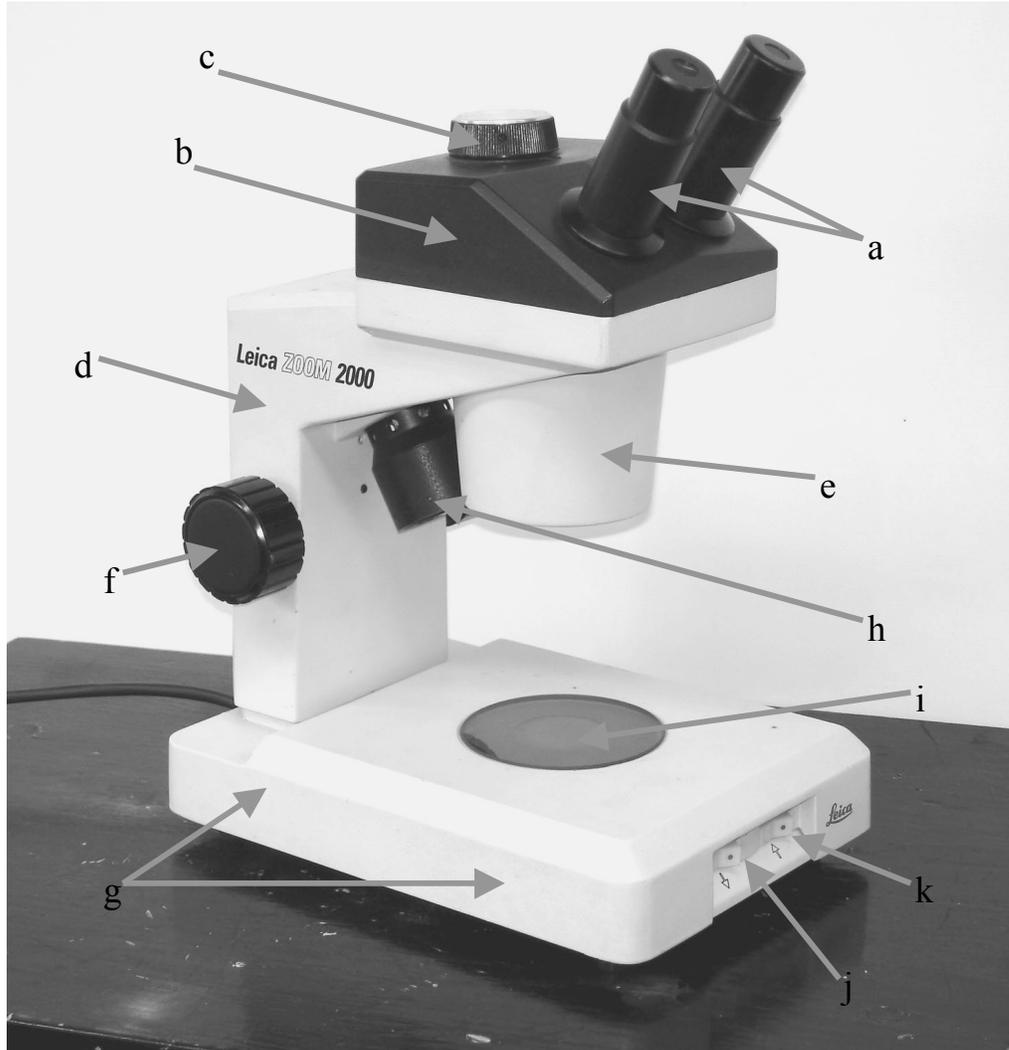


Figura 2.2 Microscopio estereoscópico

Actividades.

El alumno:

- a) Practicará la mecánica de enfoque del microscopio compuesto.
- b) Practicará el manejo del microscopio estereoscópico para la observación de especímenes en fresco proporcionados por el profesor.

Evaluación.

- Anote los tres sistemas que componen al microscopio compuesto.

- Enliste tres de las partes que integran el sistema mecánico del microscopio compuesto.

- Enliste las partes que integran al sistema mecánico del microscopio estereoscópico.

Práctica 3: Calibración del microscopio compuesto y medición de parásitos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno aplicará el método para la calibración del microscopio compuesto, con la finalidad de realizar la medición de parásitos microscópicos y macroscópicos.

Antecedentes. Para realizar la medición de parásitos microscópicos y macroscópicos es necesario el siguiente material y equipo que a continuación se enlista:

- Microscopio compuesto.
- Escalas objetiva y ocular micrométricas (fig. 3.1)
- Preparaciones fijas de parásitos o huevos.
- Charola plana porcelanizada.
- Regla metálica o de plástico.
- Cestodos y nematodos adultos en formol al 10 %

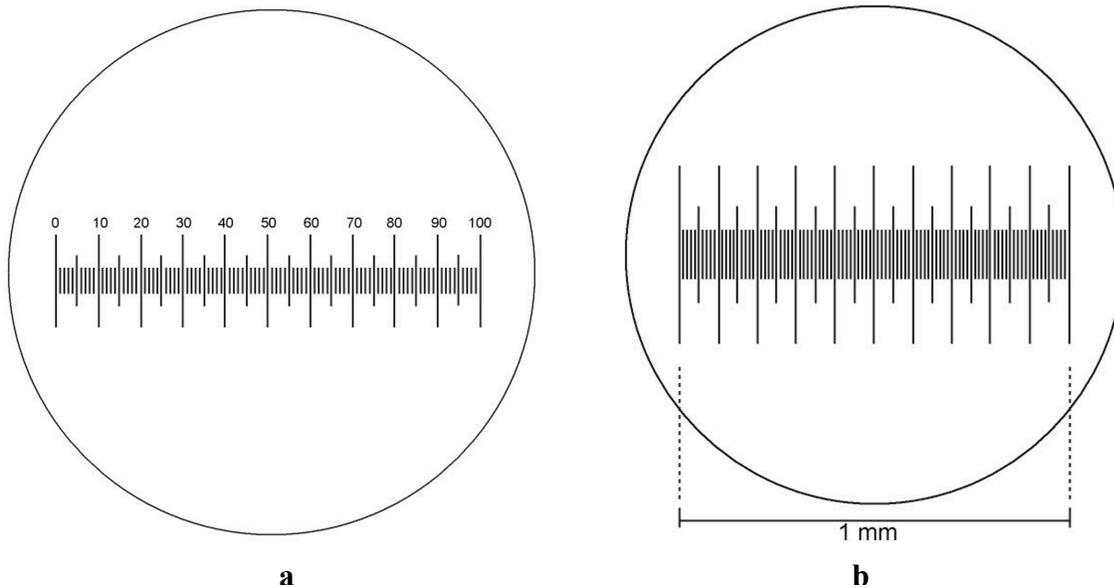


Figura 3.1. Escalas micrométricas: a) escala ocular; b) escala objetiva

*Nota: La escala objetiva mide 1 mm de longitud y esta dividida en 100 espacios cada uno de 10 μm

Para realizar el método de la calibración del microscopio compuesto se llevan a cabo los siguientes pasos:

1. Colocar en la platina del microscopio la escala objetiva micrométrica y enfocar con el objetivo que se pretenda calibrar 10x, 40x y/o 100x.
2. Poner la escala ocular micrométrica en el tubo ocular correspondiente, enfocar y hacer que coincidan la primera línea de la escala objetiva con la primera línea de la escala ocular, y observar donde vuelven a coincidir las líneas de la escala objetiva y de la escala ocular.

3. Contar el número de espacios de las escalas objetiva y ocular y aplicar la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{Número de espacios de la escala objetiva} \times 10}{\text{Número de espacios de la escala ocular}} = \text{Factor en } \mu \text{ de la escala ocular}$$

4. Retirar la escala objetiva micrométrica de la platina.
5. Enfocar la preparación que se va a medir.
6. Contar el número de espacios a lo largo y a lo ancho y multiplicar por el factor en μ del ocular micrométrico, de acuerdo con el objetivo calibrado (10x, 40x, y 100x).

Ejemplo:

1- Calibración del objetivo 10x: 20 espacios de la escala micrométrica ocular (E. Oc.) coinciden exactamente con 30 espacios de la escala micrométrica objetiva (E. Ob.), si se aplica la fórmula: número de espacios de la E. Ob. x 10 μ dividido entre el número de espacios de la E. Oc., se obtiene el valor del factor en μ , que para este objetivo es de 15 μ . (fig. 3.2)

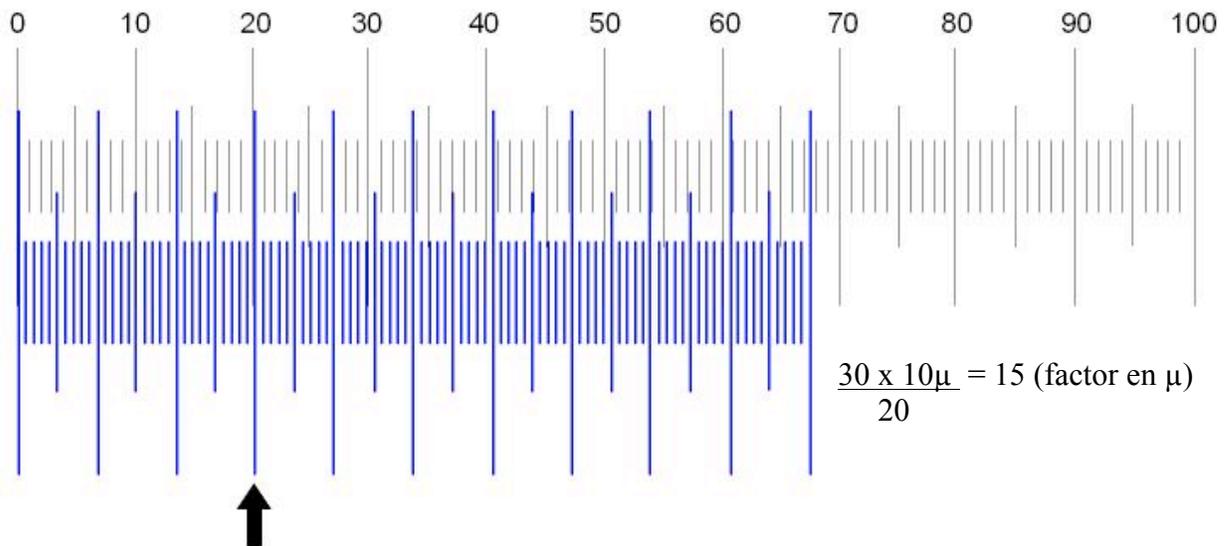


Fig. 3.2 Calibración del objetivo 10x (la flecha marca el punto donde coinciden ambas escalas)

2- Calibración del objetivo 40x: 20 espacios de la escala micrométrica ocular (EOc) coinciden exactamente con 13 espacios de la escala micrométrica objetiva (EOb), al aplicar la formula: número de espacios de la EOb x 10 μ dividido entre el número de espacios de la EOc, se obtiene el valor del factor en μ, que para este objetivo es de 6.5 μ (fig. 3.3).

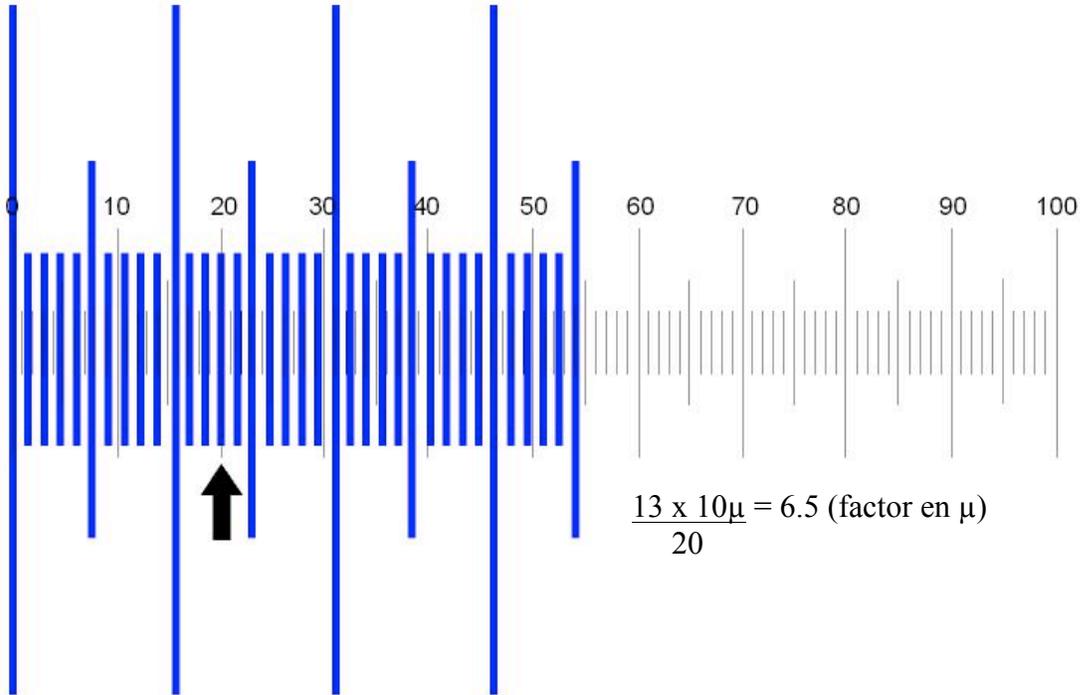


Fig. 3.3 Calibración del objetivo 40x (la flecha marca el punto donde coinciden ambas escalas)

Cabe señalar que este método de calibración sirve únicamente para un microscopio, por lo que si se quiere calibrar otros que se tengan en el laboratorio se deberá hacer el mismo proceso para cada uno, ya que el factor en micras varía de un microscopio a otro aunque sean de la misma marca, modelo y/o fabricante.

Método para medir parásitos macroscópicos.

1. Poner el parásito en una charola plana.
2. Colocar la regla paralela por el eje longitudinal o transversal, según lo que se quiera medir.

Actividades.

El alumno:

- a) Realizará la técnica de calibración del microscopio compuesto.
- b) Practicará la medición de parásitos microscópicos en preparaciones fijas o huevos u ooquistes de parásitos.
- c) Efectuará la medición de parásitos macroscópicos que serán proporcionados por el profesor.

Evaluación.

- Escriba la fórmula de la calibración del microscopio compuesto.
-

- Anote las características de la escala micrométrica objetiva.
-

- ¿Cuánto mide la escala micrométrica objetiva?
-

Práctica 4: Técnicas de colección, conservación, envío, procesamiento e identificación de parásitos en sangre.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno aplicará las técnicas de colección, conservación, envío y procesamiento de muestras sanguíneas para realizar la identificación de hemoparásitos en animales domésticos.

Antecedentes. Los hemoparásitos (principalmente protozoarios o nematodos), son aquellos organismos que cumplen alguna o la mayor parte de su ciclo biológico dentro o adheridos a los elementos celulares de la sangre, como *Babesia* spp y *Leishmania* spp que se encuentran en el interior de los eritrocitos y de los leucocitos respectivamente; otros se encuentran libres en el torrente circulatorio, como varias especies de *Trypanosoma* spp y algunas larvas de nematodos como *Dirofilaria immitis* y *Dipetalonema reconditum* que parasitan al perro.

El diagnóstico de parásitos sanguíneos consiste en la aplicación de métodos que permiten su hallazgo e identificación. Para realizar este diagnóstico es necesario el siguiente material y equipo:

- Tubos de ensaye.
- Tubos al vacío con anticoagulante (Ácido etilen-diamino-tetra-acético (EDTA), citrato de sodio o heparina)
- Alcohol metílico y alcohol éter.
- Animales de laboratorio (ratones y palomas).
- Centrifuga
- Microscopio compuesto.
- Jeringas de diferentes volúmenes.
- Torundas de algodón.
- Fuente de tinción.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Agua destilada, agua corriente y amortiguador de fosfato de sodio y fosfato dibásico.
- Tijeras.
- Colorantes de Giemsa y Wright.
- Xilol.
- Azul de metileno.
- Formol al 2%.
- Aceite de inmersión.

Colección. La obtención de sangre debe realizarse de preferencia durante los accesos febriles, de acuerdo a la especie animal, se toma del siguiente lugar:

- Bovinos: Vena yugular, vena caudal, capilares de la oreja.
- Equinos: Vena yugular.
- Ovinos y caprinos: Vena yugular
- Cerdos: Vena yugular, punción directa al corazón y auricular
- Perros y gatos: Vena yugular, vena safena, vena cefálica y punción directa al corazón
- Aves: Vena radial, punción al corazón, corte de uña en paloma y corte de cresta en gallos
- Conejos: vena marginal de la oreja.
- Ratas y ratones: Vena caudal, subconjuntival y punción directa al corazón.

En todos los casos debe hacerse previa desinfección de la zona con alcohol etílico o isopropílico, la sangre puede extraerse con una aguja y una jeringa hipodérmica o con un sistema de tubos al vacío (ej.: Vacutainer®), la cantidad de sangre depende de las pruebas que se quieran realizar y de la especie animal.

Conservación. La sangre obtenida se deposita en tubos o frascos estériles con anticoagulante (EDTA, citrato de sodio o heparina) y debe agitarse lentamente para que se homogeneice con este, se mantiene en refrigeración para evitar alteraciones.

Para evitar hemólisis deben considerarse los siguientes cuidados:

- Las agujas y jeringas no deben estar húmedas.
- El vaciamiento de la sangre debe ser por las paredes de los tubos por deslizamiento y que no sea brusco.
- Se debe evitar el calentamiento de la muestra.
- Evitar la contaminación bacteriana.
- El tubo no debe estar en contacto directo con el refrigerante.

Envío. Debe hacerse en días hábiles, seleccionado el medio de transporte más rápido.

La muestra debe ser enviada en cajas de poliuretano con los siguientes datos:

- Nombre y dirección.
- Especie animal (identificación, sexo, edad, raza, etc.).
- Tipo de muestra, con una breve descripción.
- Medios físicos o químicos usados para la conservación de la muestra.
- Historia clínica.
- Análisis que solicita.

Técnica de frotis sanguíneo en capa fina.

Este frotis se prepara de la misma forma que el frotis sanguíneo para efectuar un recuento diferencial de leucocitos. La zona del frotis más lejana a la gota original es la más delgada, se conoce como borde de pluma del frotis, esta técnica se utiliza para diagnosticar *Trypanosoma* spp que se localizan extracelularmente, los géneros *Babesia*, *Haemoproteus*, *Theileria* y otros protozoarios pueden observarse dentro de los eritrocitos, el procedimiento para realizar está técnica es el siguiente (fig. 4.1):

1. Depositar una gota pequeña de sangre en uno de los extremos del portaobjetos perfectamente desengrasado.
2. Colocar otro portaobjetos con bordes esmerilados desengrasado a la mitad del primero, formando un ángulo de 30° ó 45°.
3. Deslizar el segundo portaobjetos en dirección de la gota de sangre hasta tocarla y por capilaridad que corra por el borde sin llegar a la orilla.
4. Con un movimiento suave, pero firme y rápido, extender toda la sangre en el primer portaobjetos.
5. El portaobjetos con el frotis se debe tomar por los cantos entre el pulgar e índice y se agita con movimientos rápidos para secarlo.

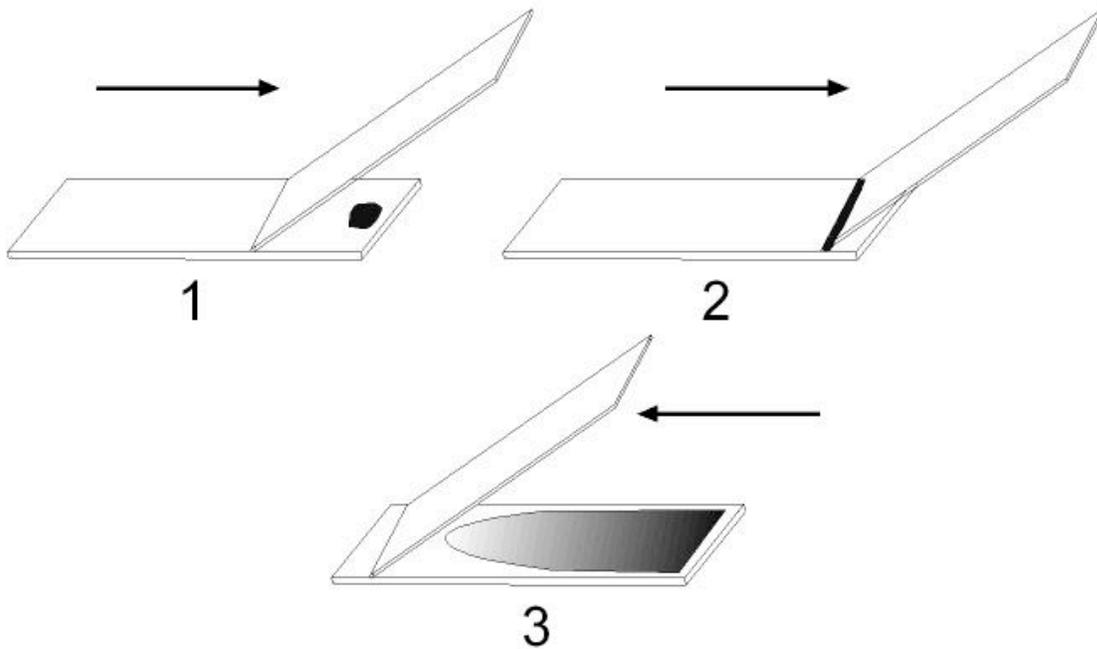


Fig. 4.1 Técnica para realizar un frotis sanguíneo de capa fina

Técnica de frotis sanguíneo de capa gruesa.

Esta técnica permite diagnosticar protozoarios y microfilarias que parasitan a diversos animales domésticos y el ser humano, por ejemplo las microfilarias de *Dirofilaria immitis* y *Dipetalonema reconditum* que parasitan principalmente al perro.

Los pasos de esta técnica son los siguientes:

1. Depositar dos gotas juntas de una muestra de sangre sobre un portaobjeto.
2. Con un aplicador de madera o varilla de vidrio se procede a extenderlas en una zona de 2 cm de diámetro, con movimientos circulares, de tres a seis movimientos para romper los eritrocitos y que estos no interfieran en la morfología del parásito.
3. Dejar secar el frotis.
4. Cubrir el portaobjetos con el frotis con agua hasta la desaparición total del color rojo.
5. Retirar el portaobjetos del agua y dejarlo secar, este debe teñirse en un plazo no mayor de dos horas después de haberse tomado la muestra. Estos frotis no se fijan sólo se tiñen.

Técnica de Giemsa

1. Colocar el frotis sanguíneo en la fuente de tinción.
2. Para fijarlo se le pone alcohol metílico (3 gotas) y se espera a que el alcohol se evapore.
3. Agregar el colorante de Giemsa hasta que cubra todo el portaobjetos.
4. Dejar actuar el colorante de 30 a 45 minutos.
5. Verter rápidamente el amortiguador de fosfatos sobre el frotis teñido, para evitar que el colorante se precipite.
6. Lavar a chorro de agua ligero durante 30 segundos.
7. Secar y observar al microscopio compuesto con el objetivo de inmersión.

Técnica de Wright

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

Técnica de Knott*

Para diagnóstico de microfilarias.

1. En un tubo de centrifuga se mezcla 1 ml de sangre entera con 10 ml de formalina al 2% y se homogeniza para fijar las microfilarias.
2. Se centrifuga la mezcla durante 3 a 5 minutos a 1500 r.p.m.
3. Se desecha el sobrenadante. El sedimento se mezcla con azul de metileno (partes iguales), y se examina en el microscopio compuesto con el objetivo de 40X y/o 100X. En el sedimento se encontrarán las microfilarias teñidas.

Nota: Los tiempos de tinción pueden variar, pues dependen de la correcta preparación del los colorantes, madurez del mismo (tiempo de oxidación para que adquiera su poder colorante) y de las características propias de la muestra a teñir, principalmente tamaño y espesor de la extensión. En cada nuevo lote de colorante preparado se deberán precisar los tiempos de tinción y posteriormente evaluarlos cada 6 meses, debido a que un colorante será más maduro conforme tenga más tiempo de preparado y requerirá de menor tiempo de tinción.

Solución de colorante de Giemsa

Colorante de Giemsa en polvo	3.8 g
Alcohol metílico absoluto	250 mL
Glicerol QP	250 mL

Solución de colorante de Wright

Colorante de Wright en polvo	0.3 g
Alcohol metílico absoluto	97 mL
Glicerina	3 mL

Solución de colorante de azul de metileno

Azul de metileno	0.3 g
Alcohol etílico	30 mL
Agua destilada	100 mL
Hidróxido de potasio	0.01 g

*El método es confiable y puede medirse el ancho y longitud de las microfilarias para su identificación.

Actividades.

El alumno:

- a) Practicará la técnica de extracción de sangre en conejos, palomas o ratones.
- b) Practicará la técnica de frotis sanguíneo y su tinción empleando los colorantes de Giemsa o Wright.
- c) Identificará las células en el frotis sanguíneo teñido y hará un dibujo de lo que observó.
- d) Practicará la técnica de Knott para la detección de microfilarias.

Evaluación.

- Anote los sitios donde se realiza la extracción de sangre de los siguientes animales:

Vaca _____

Borrego _____

Equino _____

Cerdo _____

- Anote que técnicas se utilizan para el diagnóstico de microfilarias

- Escriba el nombre de tres parásitos que se diagnostiquen por medio del frotis sanguíneo de capa fina.

Práctica 5: Técnica de colección, conservación y envío de muestras fecales para el diagnóstico parasitológico.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno aplicará las técnicas de colección, conservación y envío de muestras fecales para la identificación de parásitos en las diferentes especies de animales domésticos.

Antecedentes. El examen de la materia fecal puede revelar infecciones por parásitos que se encuentren en el tracto gastrointestinal, hígado y pulmones, en ella es posible encontrar ooquistes o trofozoítos de protozoarios, huevos, larvas o especímenes adultos de helmintos y larvas de insectos, dependiendo la forma y la especie del parásito que se investigue será el procedimiento o técnica a emplearse. La presencia de una gran cantidad de huevos o larvas en las heces tendería a confirmar un diagnóstico parasitario, sin embargo su ausencia o presencia en pequeñas cantidades no significa necesariamente que el animal no padece la parasitosis.

El examen coproparasitoscópico consiste en la observación macro y microscópica de las heces en busca de parásitos. Las técnicas que solo revelan la presencia de parásitos son las llamadas técnicas cualitativas y las que determinan la intensidad de la parasitosis son llamadas técnicas cuantitativas.

Para realizar el diagnóstico de parásitos en materia fecal se necesita el siguiente material y equipo:

- Guantes desechables.
- Bolsa de polietileno de diferentes tamaños.
- Caja de poliuretano.
- Guantes de palpación.
- Hielo o refrigerante.
- Abatelenguas.
- Varilla de vidrio.
- Cucharas para muestreo.
- Formol al 10%.
- Dicromato de potasio al 2%.
- Portaobjetos.
- Cinta adhesiva transparente.
- Masking tape y marcadores.
- Marcador de tinta indeleble.

Colección. Las muestras se deben obtener directamente del recto con el fin de evitar la contaminación de las mismas, ya que en el piso existen organismos que puede alterar los resultados.

En el caso del ganado bovino y equino, debe introducirse la mano al recto del animal utilizando un guante de palpación previamente lubricado y usando un guante por animal.

En pequeños rumiantes y cerdos, la colecta se realiza introduciendo uno o dos dedos en el recto del animal con guantes desechables o bolsas de polietileno y previo masaje en la región perianal.

En pequeñas especies (perros y gatos) se recurre a la introducción de una varilla de vidrio, cuchara para muestreo de heces, o bien, colocando a los animales en una superficie limpia y recogiendo la muestra inmediatamente después de que hayan defecado, o mediante enemas (lavado intestinal).

En aves la colecta se realiza introduciendo una varilla de vidrio en la cloaca, o bien, a la necropsia recogiendo el contenido intestinal en frascos limpios.

En animales de laboratorio (ratas, ratones, hámster, cuyos y conejos) la colecta se realiza en grupos colocando a los animales en jaulas.

La cantidad aproximada de heces en las distintas especies animales depende de la(s) técnica(s) a realizar, se sugiere:

- Ganado bovino y equino.....100 g
- Ganado ovino, caprino y porcino...30 g
- Perros y gatos.....10 - 15 g
- Aves, conejos y ratones.....Una muestra por lote.

Conservación: Si las muestras se van a trabajar inmediatamente después de la colecta, no necesitan de conservador. En caso de que por ejemplo se vayan a transportar durante varias horas, entonces deben mantenerse en refrigeración (4 horas), utilizando hielo o refrigerante. En caso de que no se cuente con la refrigeración puede adicionarse una solución de formol al 10% (una parte de formol por 4 partes de heces). Si las muestras son enviadas para el diagnóstico de vermes pulmonares y coprocultivo NO debe utilizarse formol para su conservación, únicamente refrigeración.

En aves, las muestras fecales se conservan en refrigeración y si se sospecha de coccidias se envían las heces o el tracto digestivo en dicromato de potasio al 2% (cuatro partes de dicromato por una de contenido).

Envío. Como se señala en la práctica 4.

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará diferentes muestras fecales de diversos animales domésticos para realizar su examen coproparasitoscópico.
- b) Colectará materia fecal de animales de laboratorio de la Facultad y de otras instituciones para realizar su examen coproparasitoscópico.

Evaluación.

- Escriba dos sustancias que se utilizan para la conservación de la materia fecal.

- Enliste los datos que deben llevar las muestras fecales cuando son enviadas al laboratorio.

Práctica 6: Técnicas coproparasitoscópicas I.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno aplicará las técnicas coprológicas para el diagnóstico de parásitos en diferentes animales domésticos.

Antecedentes. Las técnicas coproparasitoscópicas se dividen en macroscópicas y microscópicas. Las macroscópicas se basan en la observación de elementos parasitarios eliminados en las heces, como parásitos adultos, proglotis de cestodos y larvas de insectos, dentro de estas se encuentran la Directa y el Tamizado.

El examen microscópico se realiza en dos etapas complementarias: examen microscópico directo y examen microscópico previo enriquecimiento. Dentro de estas técnicas microscópicas están: la Directa, Graham, Flotación, Faust, Sedimentación y otras.

Estas técnicas a su vez se pueden dividir en cualitativas y cuantitativas. Las cualitativas solo indican si el animal está parasitado o no, sin embargo, esto no es contundente, ya que mientras que la presencia de parásitos significa indudablemente que el animal es positivo la ausencia no significa que sea negativo, debido a varios factores que pueden ser desde una muestra insuficiente o una técnica mal realizada hasta causas biológicas inherentes a cada parásito como la frecuencia de ovoposición, el número de hembras parasitando al animal o la ausencia de machos.

Las técnicas cuantitativas indican el número de huevos y/u ooquistes presentes en un gramo de heces. Para su interpretación se deben considerar los factores que determinan la variación en la cantidad de huevos y/u ooquistes eliminados, tales como: diferencias en la prolificidad de las especies, ritmo en la ovoposición, número de hembras, consistencia de las heces, etc.

Las técnicas de Stoll, Wisconsin y McMaster, son algunas de las más utilizadas para estimar el número de huevos y/u ooquistes eliminados en las heces

Técnicas Macroscópicas.

Técnica Directa.

Se fundamenta en la dispersión de las heces en una charola de fondo oscuro para hacer resaltar los parásitos o fragmentos de éstos (trematodos, cestodos, nematodos, larvas de artrópodos) y que generalmente son blanquecinos.

Para realizar la técnica se necesita del siguiente material y equipo:

- Charola de fondo oscuro.
- Espátula o cuchara.
- Agua tibia y solución salina fisiológica (S.S.F.).
- Agujas y pinzas de disección.
- Caja de Petri.
- Microscopio estereoscópico

Método.

1. Colocar una pequeña cantidad de heces en la charola de fondo oscuro.
2. Dispersar con la cuchara para buscar parásitos o fragmentos de éstos y colectarlos con pinzas o agujas de disección.
3. Colocar en una caja de Petri con S.S.F. para lavar los especímenes y observarlos al microscopio estereoscópico.

*Nota: Se debe usar guantes de hule látex como medida de seguridad para evitar adquirir una infección.

Técnica de Tamizado.

Se fundamenta en el fenómeno de la filtración, utilizando tamices de diferentes diámetros en donde quedan atrapados los parásitos (trematodos, cestodos, nematodos, etc.)

Para realizar ésta técnica se requiere el siguiente material y equipo:

- Tamices de diferentes diámetros.
- Pinzas y aguja de disección.
- Agua tibia y solución salina fisiológica.
- Cuchara y espátula.
- Caja de Petri.
- Microscopio estereoscópico.

Método.

1. Colocar pequeñas cantidades de heces en el tamiz.
2. Dispersar la muestra con ayuda de una cuchara o una espátula y agua, hasta lograr un filtrado lo más limpio posible.
3. Revisar cuidadosamente las partículas de las heces y en caso de encontrar parásitos, colocarlos en cajas de Petri con S.S.F., para su observación en el microscopio estereoscópico.
4. Fijar en alcohol etílico al 70% tibio o formol al 10%, para la conservación de los especímenes.

Técnicas Microscópicas Cualitativas.

Estas técnicas se utilizan para la búsqueda de ooquistes de protozoarios, huevos, larvas de helmintos y huevos de artrópodos. Antes de realizar estas técnicas se recomienda homogeneizar previamente las heces mediante el empleo de una cuchara.

Técnica Directa, simple o rápida.

Tiene la ventaja de ser rápida y de utilizar poco equipo, pero la desventaja de ser poco confiable debido a la pequeña cantidad de heces que se utiliza. Para realizar ésta técnica se necesita el siguiente material y equipo:

- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Varilla de vidrio.
- Piseta con agua destilada o solución salina fisiológica.
- Microscopio compuesto.

Método.

1. Con una varilla de vidrio se toma una muestra de heces del tamaño de un grano de trigo, se coloca sobre el portaobjetos.
2. Agregar una o dos gotas de agua destilada o solución salina fisiológica, se homogeneiza con la varilla de vidrio.
3. Separar las partículas grandes de heces, procurando que la preparación quede transparente.
4. Colocar el cubreobjetos y observar en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10x).

Técnica de Graham.

Se basa en aprovechar el comportamiento que tienen algunos parásitos de migrar del intestino hacia la región perianal para depositar sus huevos. Se utiliza para buscar huevos de oxiuros y cestodos en diferentes especies, para realizar ésta técnica se requiere el siguiente material y equipo:

- Portaobjetos.
- Microscopio compuesto.
- Cinta adhesiva transparente.
- Abatelenguas.

Método.

1. Pegar alrededor de un extremo del abatelenguas, la cinta transparente con la parte adhesiva hacia fuera.
2. Sujetar con los dedos índice y pulgar el abatelenguas y colocarlos en la región perianal haciendo presión a uno y otro lado.
3. Separar cuidadosamente la cinta del abatelenguas y pegarla sobre el portaobjetos para observar en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10x).
4. Opcional agregar una gota de tolueno o benceno para aclarar la materia orgánica contaminante.

Técnica de Flotación.

Tiene como fundamento utilizar soluciones con pesos específicos mayores que el agua (1.200 – 1.300) en donde las estructuras parasitarias flotan. Se pueden observar ooquistes y quistes de protozoarios, huevos de helmintos y huevos de algunos artrópodos. Las soluciones utilizadas en esta técnica pueden ser solución saturada de cloruro de sodio (S.S. NaCl), solución azucarada saturada (S.A.S.), solución de sulfato de zinc al 33% (peso específico de 1.250), sulfato de magnesio al 35% (peso específico de 1.280) y solución de nitrato de sodio con una densidad específica de 1.250.

Para realizar esta técnica se necesita el siguiente material y equipo:

- Vasos de plástico.
- Asa de alambre.
- Cuchara.
- Coladera de plástico.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Mechero.
- Solución salina saturada de Cloruro de sodio.
- Microscopio compuesto.

Método.

1. Con la cuchara se colocan aproximadamente de 3 a 5 gramos de heces en un vaso de plástico.
2. Agregar unas gotas de S.S.NaCl y mezclar hasta obtener una pasta, posteriormente se agregan de 45 a 100 ml de S.S.NaCl y se mezcla.
3. Colar a un segundo vaso, se deja reposar 15 a 20 minutos. Se flamea el asa y se deja enfriar.
4. Tomar de la superficie de la solución 3 gotas de diferentes zonas, cada gota se deposita individualmente en el portaobjetos, y se observan al microscopio con el objetivo seco débil (10x). Si la muestra se quiere observar con el objetivo seco fuerte (40x) es necesario poner un cubreobjetos para evitar rayar la lente.

Técnica de Flotación por centrifugación (Faust modificada).

Este procedimiento es muy eficaz para obtener ooquistes y quistes de protozoarios, y huevos de helmintos, las formas parasitarias son encontradas con facilidad pues las preparaciones quedan con pocos artefactos, la limitación de esta técnica es que es poco eficaz para huevos pesados como los de *Fasciola hepatica* y otros trematodos.

Para realizar la técnica de Faust, se requiere del siguiente material y equipo:

- Vasos de plástico.
- Cuchara.
- Mechero y asa de alambre.
- Gasa y embudo.
- Tubos de centrífuga de 15 ml
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Agua.
- Solución de sulfato de zinc al 33%.
- Centrífuga.
- Microscopio compuesto.

Método.

1. Hacer una suspensión homogénea con 1 a 2 gramos de materia fecal y 10 ml de agua destilada.
2. Se pasa a través de la gasa colocada en el embudo y se recolecta la suspensión directamente en un tubo.
3. El tubo, se centrifuga a 2000 r.p.m. durante un minuto.
4. Decantar el sobrenadante y resuspender el sedimento con agua.
5. Centrifugar nuevamente y se vuelve a decantar el sobrenadante (se pueden hacer varios centrifugados con agua hasta que el líquido sobrenadante quede claro).
6. Agregar al sedimento 2 a 3 ml de solución de sulfato de zinc y se homogeneiza mediante agitación manual, agregar más de la solución de sulfato de zinc hasta 0.5 a 1 cm por debajo del borde del tubo.
7. Centrifugar a 2,000 r.p.m. durante 1 minuto.
8. Con el asa flameada, se recoge la muestra de la película superficial que se encuentra en el menisco, durante 2 ó 3 ocasiones sucesivas y se deposita en el portaobjetos.
9. Observar al microscopio compuesto con objetivos de 10x y 40x.
10. Si se sospecha de amibas o *Giardia* se agregan 2 gotas de lugol a la preparación para teñir los parásitos.

Actividades.

El alumno:

- a) Practicará la técnica de tamizado con materia fecal de rumiantes.
- b) Colectará materia fecal de perro y gato para realizar la técnica directa microscópica.
- c) Practicará la técnica de Graham en un ratón de laboratorio.
- d) Practicará la técnica de flotación utilizando heces de diferentes especies animales, para determinar la presencia de huevos, quistes y ooquistes de parásitos.

Evaluación.

- Escriba tres sustancias que se emplean en para la realización de la técnica de flotación.
-

- Anote que técnica se utiliza para diagnosticar huevos de oxiuridos.
-

- Escriba 2 parásitos que se puedan detectar mediante la técnica de tamizado.
-

Práctica 7: Técnicas coproparasitológicas II.

Técnicas Cualitativas Microscópicas.

Técnica de Sedimentación.

Se basa en la diferencia de peso específico del líquido empleado (agua tibia) y el peso de los huevos, los cuales tienden a depositarse en el fondo del recipiente. Por medio de esta técnica se observan huevos pesados como los de trematodos, por ejemplo, *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum* spp, los cuales al agregar un colorante contrastan con el medio teñido, ya que los huevos no se colorean.

El material y equipo que se requiere para esta técnica es el siguiente:

- Cuchara de aluminio.
- Coladera de plástico o tamiz de malla fina.
- Vasos de precipitados de 250 ml.
- Caja de Petri cuadrículada.
- Agua tibia.
- Colorantes: azul de metileno o violeta de genciana.
- Microscopio estereoscópico.
- Microscopio compuesto.

Método.

1. Colocar de 3 a 5 gramos de heces en un vaso de precipitados.
2. Agregar agua tibia y mezclar hasta obtener una pasta uniforme y bajo constante agitación aforar a 250 ml. Filtrar a un segundo vaso de precipitado a través del tamiz o coladera de malla fina.
3. Dejar reposar aproximadamente 5 minutos y después decantar 2/3 partes del contenido del vaso y aforar nuevamente a 250 ml con agua tibia, este paso se repite varias veces hasta que el sobrenadante quede limpio.
4. Depositar pequeñas cantidades del sedimento en una caja de Petri cuadrículada y agregar dos a tres gotas de colorante para hacer resaltar los huevos.
5. Observar en el microscopio estereoscópico o en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10x). Tomar como referencia las cuadrículas para revisar toda la muestra de la caja.

Técnica de migración larvaria (Baermann).

Tiene como principio aprovechar los tactismos biológicos de las larvas (L₁) tales como: el higrotropismo, termotropismo y la gravedad; lo que permite que las larvas migren y de esta manera aislarlas para su estudio en el microscopio. Esta técnica se utiliza para la concentración de larvas de nematodos pulmonares, por ejemplo: *Dictyocaulus viviparus*, *D. filaria*, *Muellerius capillaris* en rumiantes y *D. arnfieldi* en equinos.

Para realizar esta técnica se requiere el siguiente material y equipo:

- Gasas.
- Coladera de plástico.
- Cuchara de aluminio.
- Pinzas Mörh.
- Soporte universal.
- Vidrio de reloj.
- Manguera de hule látex.
- Embudo de plástico.
- Pipeta Pasteur.
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Agua tibia.
- Microscopio estereoscópico y compuesto.
- Lugol

Método.

1. Armar el aparato de Baermann como se muestra en la figura 7.1.
2. Envolver de 3 a 5 gramos de heces con una gasa y colocarla sobre la coladera.
3. Agregar agua tibia por las paredes del embudo hasta que cubra la mitad de la muestra, dejar reposar durante 8 a 12 horas.
4. Obtener en un vidrio de reloj 0.5 a 1 ml del contenido aflojando la pinza Möhr y observar en el microscopio estereoscópico.
5. Extraer con la pipeta Pasteur las larvas y depositarlas en un portaobjetos, se agrega una gota de lugol para su fijación y colocar un cubreobjetos.
6. Observar en el microscopio compuesto con el objetivo (10x y 40x). La identificación es de acuerdo a sus características morfológicas.

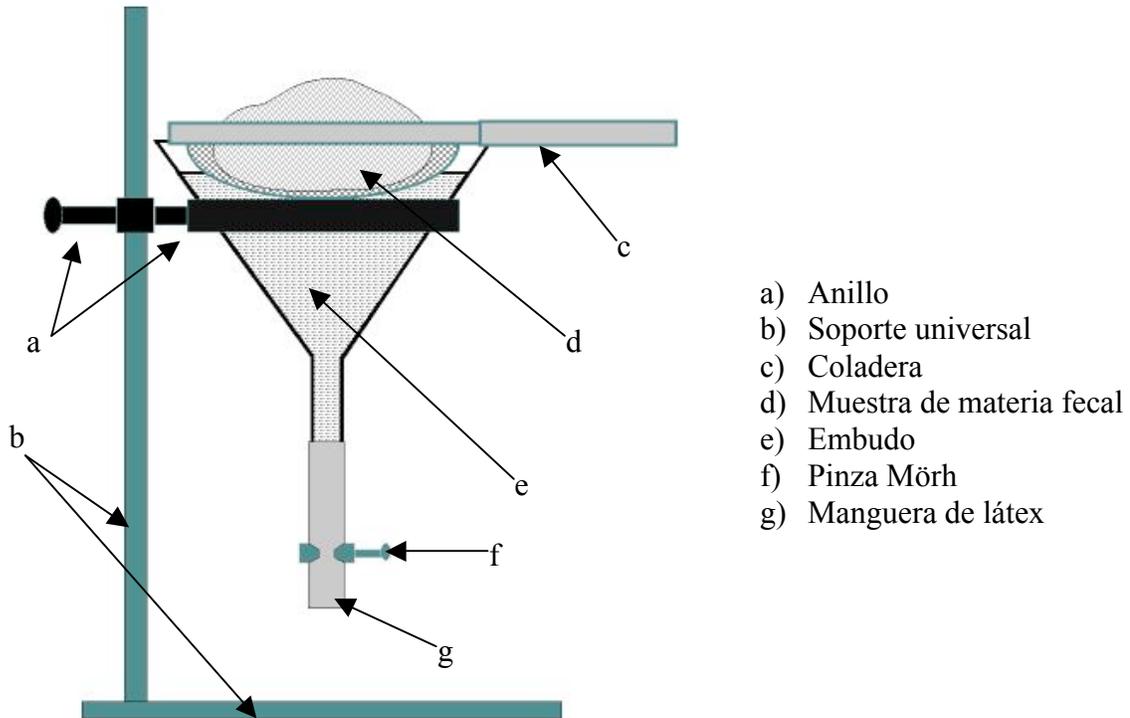


Fig. 7.1 Aparato de Baermann

Técnica de Coprocultivo.

Muchos de los huevos de nematodos gastrointestinales (Orden Strongylida), encontrados por la técnica de flotación, sobre todo en rumiantes y équidos son muy parecidos, por consiguiente no se puede definir el género del parásito. Por lo que es necesario obtener las larvas de tercer estadio (L₃), para identificarlas por su tamaño, forma, número de células intestinales, estructuras del extremo anterior y posterior, etc.

Se basa en proporcionar de manera artificial la humedad, temperatura y oxigenación necesarios para que los huevos de nematodos puedan desarrollarse a L₃ (tal y como lo hacen en el suelo en condiciones naturales).

Para la realización de esta técnica es necesario el siguiente material y equipo:

- Vaso de plástico.
- Aserrín estéril o limpio.
- Cuchara de aluminio.
- Aparato de Baermann.
- Vidrio de reloj.
- Agua tibia sin cloro y lugol.
- Pipeta Pasteur.
- Microscopio compuesto.
- Microscopio estereoscópico.

Método.

1. En el vaso de plástico se colocan aproximadamente 5 gramos de materia fecal positiva a nematodos gastrointestinales.
2. Agregar una cucharada de aserrín estéril, adicionar unas gotas de agua y mezclar con la ayuda de una cuchara, agregar pequeñas cantidades de agua hasta que el contenido del vaso se observe con suficiente humedad (no encharcado).
3. Etiquetar el vaso con los siguientes datos: Número o nombre del animal, fecha de entrada y fecha de salida del coprocultivo. Se mete a la estufa de cultivo a una temperatura de 27° C durante 10 a 12 días, el tiempo suficiente para que los huevos de los nematodos se desarrollen hasta L₃. Se debe revisar diariamente la humedad en el interior del vaso y mover el contenido con una cuchara para oxigenar el cultivo.
4. Después de 10 ó 12 días se saca el cultivo y todo el contenido se coloca en el aparato de Baermann, dejar reposar por 8 horas, posteriormente se quita la pinza Möhr y se obtiene el líquido en un vidrio de reloj. Observar en el microscopio estereoscópico.
5. La identificación de las larvas se hace de acuerdo a sus características morfológicas y se siguen los mismos pasos que en la técnica de Baermann (ver últimos pasos de la técnica).

Técnica Microscópica Cuantitativa.

McMaster de Campo.

Esta técnica sirve para determinar el número de ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos por gramo de materia fecal. El equipo esta integrado por un tubo con taparosca, un gotero y la cámara de McMaster; el tubo tiene una capacidad de 30 ml y presenta 2 ó 3 marcas según el modelo, la cámara de McMaster (fig. 7.2.), esta constituida por un portaobjetos y un cubreobjetos unidos, formando dos cámaras, cada cámara tiene marcado un cuadrado de 1 cm² con 6 divisiones. La cámara tiene una profundidad de 1.5 mm y una capacidad de 0.15 ml sumando ambas cámaras un volumen de 0.30 ml lo que corresponde a una centésima parte de la dilución original, esto es cuando se trabaja con 2 g de heces y 28 ml de S.S.NaCl.

Para realizar esta técnica se requiere del siguiente material y equipo:

- Equipo de McMaster (tubo, gotero, tapa, portaobjeto y cubreobjeto)
- Solución saturada de cloruro de sodio.
- Gasa.
- Microscopio compuesto.
- Cuchara de aluminio.

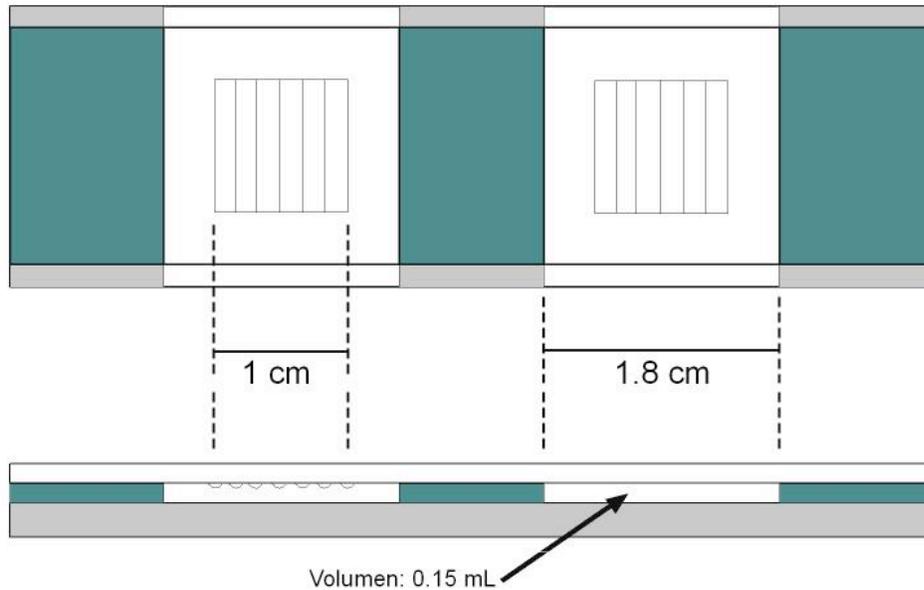


Fig. 7.2 Cámara de McMaster

Método.

1. Poner S.S.NaCl hasta la primera marca del tubo.
2. Agregar materia fecal (2 gramos) hasta la segunda marca, tapar el tubo y agitar hasta homogeneizar la mezcla.
3. Destapar el tubo y adicionar S.S.NaCl hasta la tercera marca, tapar y homogeneizar nuevamente.
4. Destapar el tubo colocar una gasa, introducir el gotero para tomar la muestra y llenar las dos cámaras, teniendo cuidado de que no queden burbujas, y dejar reposar de 3 a 5 minutos.
5. Colocar la cámara de McMaster en el microscopio compuesto y enfocar las cuadrículas con el objetivo 10x.
6. Para realizar la lectura de la cámara de McMaster se debe enfocar el ángulo superior derecho del cuadro e ir subiendo y bajando por cada carril hasta terminar con las 6 divisiones de la primera cámara, anotar el número de ooquistes, quistes de protozoarios y huevos de helmintos encontrados, hacer lo mismo con la siguiente cámara y al terminar el conteo, se suma el total de huevos y ooquistes encontrados en ambas cámaras, se multiplica por 100 y se divide entre 2, el resultado será el número de huevos, quistes u ooquistes por gramo de materia fecal.

Actividades.

El alumno:

- a) Practicará la técnica de sedimentación utilizando muestras de heces positivas de rumiantes.
- b) Armará el aparato de Baermann para realizar la técnica de migración larvaria con materia fecal de rumiante y equino.
- c) Realizará la técnica de coprocultivo en serrín con heces de ovinos y equinos.
- d) Practicará la técnica de McMaster de campo con heces positivas de diferentes especies animales, anotando los resultados..

Evaluación.

- ¿Cuál es la técnica coproparasitoscópica que se utiliza para detectar huevos de *Fasciola hepatica*?

- ¿En qué se fundamenta la técnica de migración larvaria?

- ¿Cuál es el tiempo de incubación que requiere un coprocultivo en la estufa?

- ¿Qué solución se utiliza en la técnica de McMaster? _____

Práctica 8: Técnica de colección, conservación y envío de exudados y orina para el diagnóstico de parásitos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno aplicará las técnicas de colección, conservación y envío de muestras de exudados y orina para la identificación de parásitos en diferentes especies de animales domésticos.

Antecedentes. Existen parásitos que se localizan en la mucosa de la boca, nariz, vagina, prepucio, buche (tricomonas) y otros que dentro de su ciclo de vida pasan por la región buco-faríngea y pueden ser eliminados en el esputo y secreciones nasales o ser deglutidos y eliminarse en las heces (*Dictyocaulus* spp, *Filaroides* spp., *Linguatula serrata*, *Mammomonogamus* spp.). Por lo que el examen de este tipo de exudados es útil para detectar estos parásitos.

Técnica de colecta de exudado vaginal y prepucial en ganado bovino.

Material:

- Hisopos estériles con mango largo
- Solución salina fisiológica tibia
- Termo
- Portaobjetos
- Medio de transporte o de cultivo para tricomonas
- Frasco irrigador con manguera

Colección. En la hembra, se lava la región vulvar con agua tibia, se separan los labios vulvares y se introduce en la vagina o útero un hisopo previamente empapado en solución salina fisiológica, haciendo movimientos circulares, se retira y se coloca en un medio de transporte, en un tubo con S.S.F. a 37°C ó directamente en un medio de cultivo para tricomonas.

En el macho, se lava la región prepucial con agua tibia (algunos machos pueden requerir de la aplicación de un tranquilizante). Se agregan 150 ml de S.S.F. (a 37-38°C), al frasco irrigador, se coloca la manguera del frasco entre el pene y el prepucio y se cierra con una mano el forro del pene, se levanta el frasco irrigador para que por gravedad se introduzca la S.S.F., a continuación se proporciona un masaje al prepucio para ayudar a que se desprenda el exudado. Se baja el frasco a nivel del piso para obtener el exudado.

Conservación. Los exudados deben conservarse en un termo a 37-38°C, o se pueden hacer extensiones del exudado en portaobjetos, dejarlos secar y después fijarlos con alcohol metílico.

Envío. Ver recomendaciones de la práctica 4.

Técnica de colecta de exudado nasal y bucofaríngeo.

Material:

- Hisopos
- S.S.F.
- Portaobjetos
- Termo

Colecta. En perros, ganado bovino y porcino, se introduce un hisopo embebido en S.S.F en las fosas nasales haciendo movimientos circulares contra la mucosa nasal y se retira el hisopo. En este tipo de exudados se pueden encontrar huevos de *Linguatula serrata* en el perro, de *Mammomonogamus* spp. en el bovino o *Trichomonas* en el cerdo.

En aves se introduce el hisopo impregnado de S.S.F. por el pico hasta la faringe haciéndolo girar suavemente. Mediante este procedimiento se pueden observar *Trichomonas gallinae*. También se puede hacer el diagnóstico en improntas de buche, faringe, laringe o intestino (*Tetratrichomonas gallinarum*) durante la necropsia.

Conservación. Las muestras de exudado se conservan en tubos estériles con S.S.F. a 37-38°Cy se transportan en termos.

Los exudados se centrifugan a 2,500 rpm durante 2 minutos, se descarta el sobrenadante y se examina el sedimento a 10 y 40x.

Envío. Ver recomendaciones de la práctica 4.

Técnica de colección, conservación y envío de orina.

Los parásitos que se alojan en el sistema urinario eliminan sus huevos (*Stephanurus dentatus*, *Dioctophyma renale*, *Capillaria plica*), o esporas (*Encephalitozoon cuniculi*) en la orina. El método principal para determinar su presencia es mediante el examen microscópico del sedimento

Material:

- Frascos de boca ancha
- Jeringas
- Pipeta Pasteur
- Hisopos
- Sonda o catéter
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Formol 10%
- Microscopio compuesto
- Centrifuga

Colección. Se realiza durante la micción o durante la necropsia. La cateterización o punción de la vejiga generalmente no son necesarios a menos que parte de la muestra se vaya a utilizar para examen bacteriológico.

Conservación. Las muestras de orina se conservan en refrigeración a 4° C o se les puede añadir unas gotas de formol al 10%.

Envío. Ver las recomendaciones de la práctica número 4.

Examen. El examen de orina se realiza a simple vista, para ver si hay alteraciones en el color o en la turbidez como en el caso de la piroplasmosis. El examen microscópico se hace para buscar huevos de nematodos.

Método:

1. Mezclar bien la muestra de orina y dispensar 5-10 ml en un tubo de centrifuga de fondo cónico.
2. Centrifugar 5 min a 1500 rpm.
3. Pipetear el sobrenadante dejando únicamente 0.5 ml de orina y el botón del fondo.
4. Mezclar y transferir una gota a un portaobjetos y examinar en forma sistemática y completa a 10x.

Actividades

El alumno:

- a) Colectará muestras de exudado bucofaríngeo de perro para buscar parásitos del tracto respiratorio.
- b) Colectará muestras de orina de diferentes especies de animales, las conservará y transportará al laboratorio para realizar su análisis.

Evaluación.

- Escriba dos formas de conservación de la orina para su análisis parasitológico.

- Anote dos parásitos que se detecten en muestras de orina.

Práctica 9: Técnicas de colección, conservación y envío de parásitos para su identificación.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno aplicará las técnicas de colección, conservación y envío de parásitos para su identificación morfométrica.

Antecedentes. En muchas ocasiones es posible coleccionar parásitos directamente del cuerpo de los animales ya sea *in vivo* o durante la necropsia, en cualquiera de los casos, la colecta debe hacerse en forma sistemática, examinando exhaustivamente los órganos y tejidos sospechosos.

Examen de piel y faneras

Colecta de ectoparásitos

Garrapatas. Se coleccionan con unas pinzas especialmente diseñadas o sujetando el gnatosoma del parásito con las uñas del pulgar e índice y después accionando la mano como si se destapara una botella. En ambos casos se debe extraer el gnatosoma completo. Se pueden conservar en alcohol al 70% o mantenerse vivas en frascos con tapa perforada y papel filtro humedecido en el fondo.

Pulgas y piojos. Se impregna una torunda con alcohol-éter y se pasa repetidamente sobre el cuerpo del animal, especialmente donde se observen estos artrópodos, una vez adormecidos se coleccionan con la ayuda de unas pinzas entomológicas o un pincel humedecido. En infestaciones masivas se puede cepillar al animal. Los parásitos capturados se conservan en alcohol al 70%.

Larvas de mosca. Las larvas de heridas se atrapan con unas pinzas, mientras que las del tejido subcutáneo se coleccionan haciendo presión en los nódulos que forman hasta lograr la expulsión de la larva. Las larvas se lavan con S.S.F. y se conservan en alcohol al 70%.

Ácaros del conducto auditivo. Se introduce en el oído un hisopo haciendo movimientos circulares. Los hisopos se colocan en frascos de vidrio para observarlos en el laboratorio.

Ácaros productores de sarna. Se coleccionan mediante raspados cutáneos o biopsias de piel.

Técnica de raspado cutáneo:

Material:

- Navaja de afeitar u hoja de bisturí
- Glicerina o aceite mineral
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Material
- Pinzas
- Alcohol-éter

Método. En las lesiones sugerentes de sarna (áreas escamosas o alopecicas), se colocan 1 ó 2 gotas de glicerina; con una hoja de bisturí sujeta entre el pulgar y el dedo índice y mantenida perpendicularmente a la piel se hace un raspado profundo de la misma (si se sospecha de *Demodex* o *Sarcoptes*) o superficial (en caso de *Psoroptes* o *Cheyletiella*). El material que se queda pegado a la hoja de bisturí se coloca entre porta y cubreobjetos, y se examina en el microscopio compuesto. Se recomienda hacer varios raspados en diferentes áreas del cuerpo, en este caso la muestra se puede colocar en tubos de ensayo con hidróxido de sodio o de potasio al 10%. Se centrifuga a 2,000 rpm durante 2 min y se observa el sedimento en el microscopio compuesto.

El hidróxido de sodio o de potasio al 10% aclara los parásitos, escamas y pelos, facilitando el análisis de la muestra. El proceso de aclaración se agiliza si la muestra se calienta.

Envío. Como se señala en la práctica 4.

Examen de órganos en general.

Aparato respiratorio

Se inciden longitudinalmente la tráquea, bronquios y bronquiolos con una tijera. Se colectan los vermes con pinzas o aguja de disección (*Mamomonogamus* spp., *Dictyocaulus* spp., *Metastrongylus* spp., *Filaroides osleri*). En el caso de vermes más pequeños o localizados en el parénquima pulmonar (*Muellerius capillaris*, *Protostrongylus rufescens*), se cortan pequeñas porciones de pulmón y se comprimen para que liberen exudado, el cual se colecta y se examina en el microscopio en busca de larvas, o se pone en digestión artificial para liberar a los adultos.

Aparato circulatorio

El corazón se inspecciona visualmente en busca de parásitos macroscópicos (metacestodos, *Dirofilaria immitis*) o mediante técnicas de histopatología para *Sarcocystis* spp.

Aparato digestivo

Para facilitar su examen se divide en secciones ligando con hilo cáñamo el esófago, estómago, intestino delgado y el intestino grueso. En rumiantes se separa el abomaso de los otros compartimientos gástricos. Cada sección se examina individualmente incidiéndolo longitudinalmente. El contenido se vacía en cubetas, se afora con SSF y después se tamiza para obtener los parásitos.

Se recomienda hacer raspados de mucosa para evidenciar coccidias, *Cryptosporidium*, larvas de nematodos o nematodos que penetran profundamente en la mucosa como *Trichostrongylus axei*.

El hígado se separa de las demás vísceras y se inciden los conductos biliares longitudinalmente en busca de parásitos (*Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum*, *Thysanosoma actinioides*), en el parénquima se pueden encontrar ninfas de *Linguatula serrata*.

Sistema nervioso

Durante la disección del cerebro se pueden encontrar metacestodos de *Taenia solium* que son visibles a simple vista o quistes de protozoarios (*Neospora caninum*, *Encephalitozoon cuniculi*, *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis neurona*) que para verlos se requieren de técnicas de histopatología o inmunohistoquímica.

Tejido muscular

Los parásitos macroscópicos (metacestodos) se pueden observar haciendo cortes en los músculos maseteros u otros. Para los parásitos microscópicos (*Sarcocystis*, *Trichinella spiralis*), se requieren otros procedimientos (histopatología, compresión en placa o digestión artificial).

La **técnica de compresión en placa** se utiliza para el diagnóstico de parásitos enquistados en tejidos, por ejemplo, *Trichinella spiralis* en músculos. Consiste en comprimir entre dos placas de vidrio pequeñas muestras de tejido (del tamaño de un grano de arroz) y después examinar el tejido en el microscopio.

La **técnica de digestión artificial** es útil para liberar parásitos enquistados (*Trichinella spiralis* en músculos, L4 de *Haemonchus* spp. u *Ostertagia* spp. en abomaso, o adultos de *Muellerius capillaris* en pulmones). Se corta finamente una porción del tejido sospechoso y se coloca en el aparato de Baermann, se adiciona jugo gástrico artificial (10 g pepsina, 30 ml de HCl y agua destilada c.b.p. 1L) y se incuba a 37°C durante 8 h ó el tiempo necesario para que se digiera el tejido y se liberen los parásitos. Se obtiene el sedimento del fondo del aparato de Baermann y se examina al microscopio.

Tejido conjuntivo y fibroso

Se diseccionan en busca de nódulos dentro los que pueden encontrarse especies de *Onchocerca*. Para liberar a los parásitos se corta el tejido en pequeños trozos y se somete a digestión artificial. El producto de la digestión se observa en el microscopio y se recuperan los adultos o larvas (microfilarias).

Aparato urinario

Se separan los riñones y la vejiga del cuerpo del animal. Los riñones se extraen junto con la grasa que los rodea y se inciden longitudinalmente. La vejiga se incide y se expone. Los parásitos macroscópicos se colectan directamente (*Dioctophyma renale*, *Capillaria plica*, *Stephanurus dentatus*), mientras que los microscópicos requieren de otros procedimientos; *Encephalitozoon cuniculi* (inmunohistoquímica) y *Eimeria truncata* (histopatología o raspado de uréteres).

Colección. Los órganos y tejidos se colectan en el momento de la necropsia.

Conservación. Para estudios de histopatología, los órganos y tejidos se cortan en trozos de 1 cm³ y se conservan en formol al 10% amortiguado. Para digestión artificial o compresión en placa, las muestras se mantienen en refrigeración.

Los parásitos colectados se pueden conservar de la siguiente forma:

Piojos, pulgas, larvas de mosca, garrapatas y otros ácaros, en alcohol al 70%. Antes de observarlos en el microscopio, se pueden aclarar con hidróxido de sodio o potasio al 10%.

Los ácaros pequeños se aclaran en solución de Hoyer, que también les sirve como medio de montaje.

Los endoparásitos se lavan con SSF y posteriormente se fijan. Los de cuerpo cilindroide (nematodos) se introducen en alcohol-glicerinado tibio para que se estiren, se conservan en alcohol-glicerinado. Si se requiere se pueden aclarar con lactofenol de Amman, si se dejan en este medio continuarán aclarándose hasta que se pierda el parásito. Los nematodos se conservan en alcohol 70%.

Los gusanos de cuerpo plano (trematodos y cestodos), se lavan con SSF y se dejan 12h en SSF en el refrigerador para que mueran y se estiren. Para que conserven su cuerpo aplanado se colocan entre dos placas de vidrio y se introducen en un recipiente con formol al 10% durante 12 h, después de este proceso de fijado, se conservan en formol al 10% o alcohol al 70%.

Los trematodos, cestodos y nematodos pueden teñirse con Haemalumbre de Mayer, Carmín acético u otras tinciones.

Actividades

El alumno:

- a) Realizará la disección de intestinos de perro, colectará los parásitos macroscópicos y practicará los procedimientos para su conservación.
- b) Realizará raspados de la mucosa intestinal

Evaluación

- Escriba el nombre de la técnica para el diagnóstico de sarna
-

- Enliste 3 sustancias químicas para conservar parásitos
-

- Anote el nombre y concentración de una sustancia química para conservar órganos y tejidos para estudios de histopatología
-

CAPÍTULO II: Protozoarios

Práctica 10: Identificación de estructuras morfológicas de flagelados de los géneros *Tritrichomonas*, *Trichomonas*, *Trypanosoma* y *Giardia* en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de los géneros *Tritrichomonas foetus*, *Trichomonas muris*, *Trichomonas gallinae*, *Trypanosoma cruzi* y *Giardia* spp., con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. *Tritrichomonas foetus*, es un protozooario parásito del tracto reproductor del ganado bovino, se localiza en la vagina, cervix y útero de vacas, también puede encontrarse en el contenido gástrico, líquido amniótico y alantoideo de fetos abortados y en el saco prepucial y glande de toros. Este organismo tiene forma de pera, mide de 10 a 25 μ de longitud por 3 a 5 μ de ancho. Tiene un núcleo oval situado cerca del extremo anterior del axostilo y un cuerpo parabasal, posee tres flagelos anteriores y uno posterior unido a la membrana ondulante, el axostilo está bien desarrollado y emerge del cuerpo en su extremo posterior (fig. 10.1).

Trichomonas muris, se localiza en el ciego, colon de la rata y del ratón. Sus características morfológicas son similares a las de *Tritrichomonas foetus*, mide 16 a 26 μ de longitud por 10 a 14 μ de ancho.

Trichomonas gallinae, se localiza en cavidad bucal, esófago, buche, faringe y ocasionalmente hígado de palomas y otras aves. Es un organismo de forma piriforme o elipsoidal, mide de 10 a 15 μ de largo por 2 a 9 μ de ancho, presenta cuatro flagelos anteriores y uno posterior. La membrana ondulante se extienden sólo hasta las tres cuartas partes de la longitud del cuerpo y el flagelo no se proyecta hacia atrás en forma libre (fig. 10.2).

Trypanosoma cruzi, es un protozooario que tiene diferentes formas, su estadio de tripomastigote se localiza en la corriente sanguínea de los huéspedes definitivos: el perro, el gato, el armadillo, la zarigüeya, roedores y en el ser humano entre otros. El estadio de tripomastigote sanguíneo mide de 16 a 20 μ de largo, tiene forma semilunar o fusiforme con el extremo posterior puntiagudo. El núcleo es único, de forma elíptica y está colocado en la parte central del cuerpo, tiene un kinetoplasto bien desarrollado de forma redondeada que se encuentra en posición subterminal y se pone en contacto con ambos lados del cuerpo del tripanosoma. La membrana ondulante tiene sólo dos o tres pliegues. El flagelo presenta una porción libre moderada (fig. 10.3).

El estadio de amastigote se localiza en el interior de las células del sistema retículo endotelial, hígado, músculo estriado, corazón, ganglios linfáticos y sistema nervioso de los huéspedes definitivos. El amastigote es redondo mide 1,5 a 4 μ , con núcleo central y el kinetoplasto en posición anterior al núcleo.

Los huéspedes intermediarios de *Trypanosoma cruzi* son hemípteros de la familia *Reduviidae*, de los géneros *Triatoma* spp, *Panstrongylus* spp, y *Rhodnius* sp. entre otros. En el tracto digestivo de estos insectos se desarrollan los estadios de epimastigote y tripomastigote metacíclico.

***Giardia* spp**, Las especies del género *Giardia* se clasifican en tres grupos: *Giardia agilis* (anfibios), *Giardia muris* (roedores y aves), *Giardia intestinalis* (mamíferos como perros, gatos, bovinos, cabras y el hombre). La asignación a los grupos se hace considerando la variación morfológica, posición de los cuerpos mediales, forma del parásito y relación del disco succionador con el tamaño total del trofozoito. Algunas especies son: *Giardia canis*, *Giardia cati*, *Giardia bovis*, *Giardia caprae*, *Giardia equi*, *Giardia duodenalis* (en el conejo) y *Giardia lamblia* (en el hombre). Se localizan en el duodeno. El diagnóstico se realiza por examen microscópico directo cuando hay diarrea y se buscan los trofozoitos o por la técnica de flotación de Faust cuando se buscan los quistes.

El trofozoito (fig. 10.4) es piriforme, ahusado marcadamente en su extremo posterior. Mide en promedio 1.5 por 7 micras. A cada lado de la línea media posee un núcleo (atrás del disco de succión), en total 4 pares de flagelos; un par anterior, uno lateral, otro ventral y otro más posterior. El par posterior se extiende del blefaroplasto como hilillos intraprotoplásmicos, llamados axonemas, que corren paralelos entre sí, para terminar en otro par de blefaroplastos, situados entre los núcleos, dividiendo así el cuerpo en dos mitades. Sus movimientos son algo erráticos pero rápidos.

Los quistes son de forma oval, refractarios y miden de 5 a 12 micras de diámetro. En su interior se observan 2 a 4 núcleos (dependiendo de la madurez) colocados en un extremo (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

a) Sacrificará un ratón mediante anestesia prolongada con éter o cloroformo, disectará el ciego y lo depositará en un tubo de ensaye que contenga solución salina fisiológica. Se incubará a 37–38°C en baño María. Posteriormente se toma una muestra con una pipeta Pasteur, se coloca en un portaobjetos para la observación de *Trichomonas muris* al microscopio compuesto con objetivos 10x y 40x. Este organismo es un comensal utilizado en la presente práctica con fines didácticos ya que es muy parecida a *T. foetus*.

b) Practicará con una paloma viva, la obtención de exudado bucofaríngeo, con un hisopo impregnado con solución salina fisiológica, se obtiene exudado realizando movimientos circulares o de las costras (lesiones), inmediatamente el hisopo se mete en un tubo de ensaye con solución salina fisiológica, se centrifuga a 2500 r.p.m. durante 5 minutos, se toma del sedimento unas gotas, se colocan en un portaobjetos y se observa al microscopio compuesto con 10x y 40x.

c) Identificará las estructuras morfológicas de *Trichomonas muris*, *Trypanosoma cruzi* y *Giardia* spp de las preparaciones de la colección del Departamento de Parasitología.

d) Realizará la técnica de Faust con heces de perro, para diagnosticar *Giardia* spp

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los siguientes esquemas.

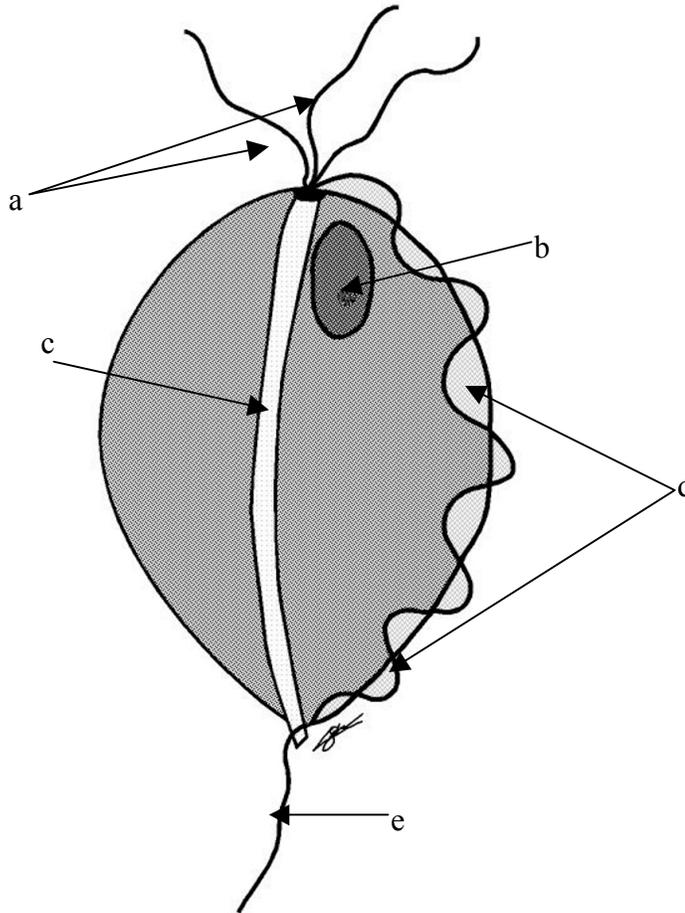


Fig. 10.1 *Tritrichomonas foetus*

a) _____

d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

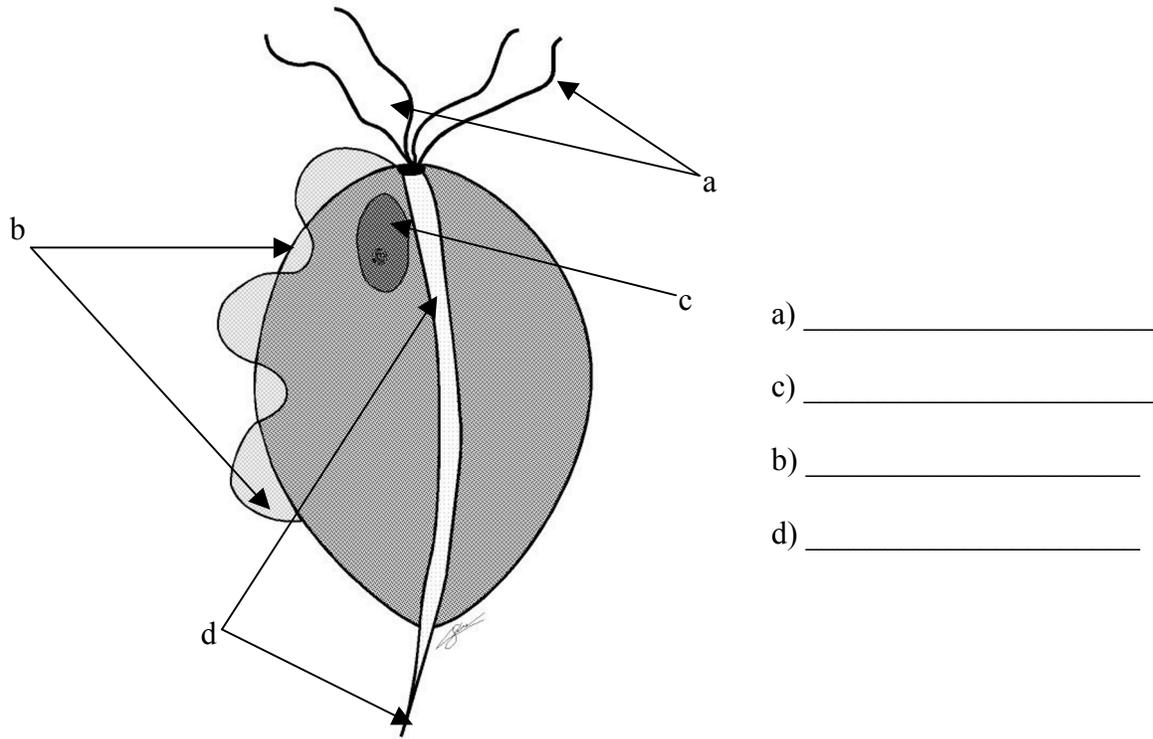


Fig. 10.2 *Trichomonas gallinae*

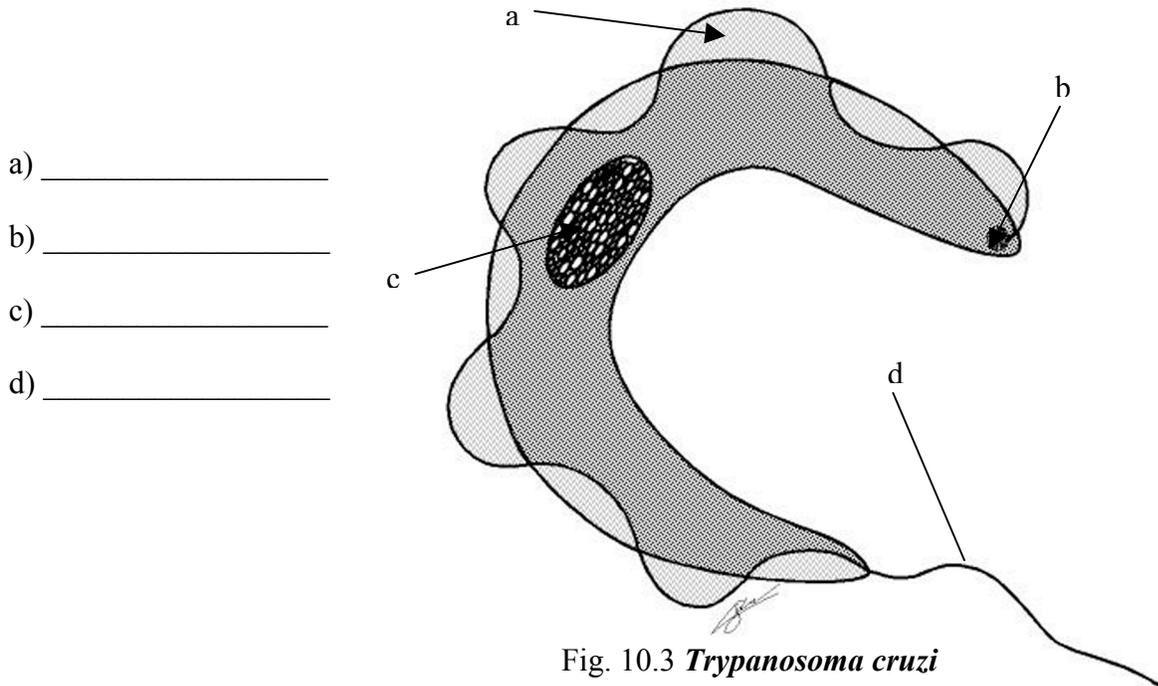
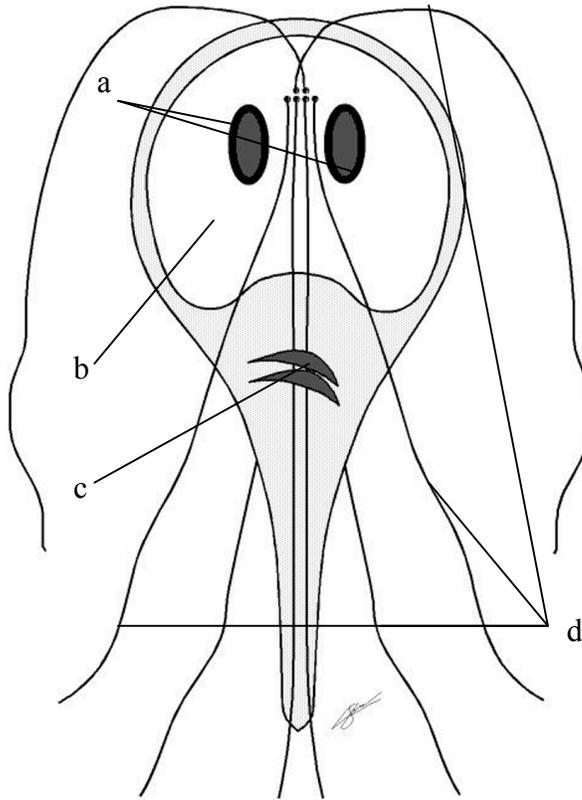


Fig. 10.3 *Trypanosoma cruzi*



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 10.4 Trofozoito de *Giardia* spp

Práctica 11: Identificación de estructuras morfológicas de ooquistes de coccidias en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de ooquistes de *Eimeria* spp., *Isospora* spp. y *Cystoisospora* spp, con la finalidad de realizar su detección mediante microscopía.

Antecedentes. Los géneros *Eimeria*, *Isospora* y *Cystoisospora* agrupan a diferentes especies de protozoarios intracelulares que se desarrollan en el tracto intestinal, a excepción de *E. stiedae* y *E. truncata* que se alojan en conductos biliares y uréteres respectivamente. La mayoría tiene alta especificidad.

Los ooquistes sin esporular eliminados en las heces varían en tamaño y forma según la especie de coccidia, los hay esféricos, subsféricos, ovoides o elipsoidales, las paredes pueden ser de color rosado, amarillento, verde o transparente, dependiendo de la especie puede ser lisa, rugosa o con puntuaciones.

Los ooquistes no esporulados del género *Eimeria* (fig. 11.1) tienen doble membrana, un esporonte y algunas especies un tapón del micropilo, cuando esporulan, el esporonte se diferencia en 4 esporoquistes cada uno con dos esporozoitos en su interior (fig.11.2).

Los ooquistes no esporulados de *Isospora* spp y *Cystoisospora* spp son similares a los de *Eimeria*, solo que no tienen tapón de micropilo (fig. 11.3) y cuando esporulan tienen 2 esporoquistes con 4 esporozoitos cada uno (fig. 11.4). Existen otros detalles morfológicos como el cuerpo residual del esporoquiste, cuerpo residual del ooquiste, núcleo del esporozoito, entre otros que se ilustran en las figuras 11.1 -11.3.

Eimeria. En el ganado bovino se han registrado de 15 a 22 especies de este género; *E. bovis* (27-29 x 20-21 μ) y *E. zuernii* (18 x 15 μ), son de las más patógenas. En ovejas, de 12 a 16 especies, *E. ahsata* (29-44 x 17-22 μ), *E. ovinoidalis* (16-28 x 14-23 μ), *E. ovina* (23-36 x 16-24 μ) son las más dañinas. En cabras, *E. arloingi* (22-36 x 16-26 μ) es la más patógena de las 15 especies identificadas.

En las gallinas, se reportan hasta 11 especies de las cuales *E. tenella* (14-31 x 9-25 μ), *E. acervulina* (12-23 x 9-17 μ), *E. necatrix* (12-29 x 11-24 μ) y *E. maxima* (21-42 x 16-30 μ) son las más patógenas. De las 7 especies observadas en los guajolotes, *E. adenoides* (19-31 x 13-2 μ), *E. meleagridis* (16-27 x 13-22 μ) son las más importantes.

En los caballos no se ha estudiado la importancia económica o médica de las coccidias, tampoco se conoce con precisión donde ocurre la reproducción interna. De las tres especies identificadas *E. leuckarti* (80-87.5 x 50-59 μ) parece ser la más importante, las otras dos *E. solipedum* (15-18 μ) y *E. unilungulati* (6-11 x 4-6 μ) son relativamente apatógenas.

De las 12 especies registradas en los conejos, *E. stiedae* (26-40 x 16-25 μ) de localización hepática y *E. perforans* (14-31 x 9-25 μ) son las más frecuentes y patógenas.

Los cerdos son afectados por ambos géneros de coccidias (14 especies de *Eimeria* y 3 de *Isospora*); *E. deblickei* (20-30 x 14-20 μ) y *E. scabra* (22-36 x 16-26 μ) son de las más importantes. *Isospora suis* (17-25 x 16-21 μ) es la coccidia más patógena en el cerdo.

Cystoisospora (sin. *Isospora*). En perros, se han identificado 5 especies, las más frecuentes y patógenas son *C. canis* (32-42 x 27-33 μ) y *C. ohioensis* (20-27 x 15-24 μ). En los gatos, las únicas especies son *C. felis* (38-51 x 27-39 μ) y *C. rivolta* (21-28 x 18-23 μ).

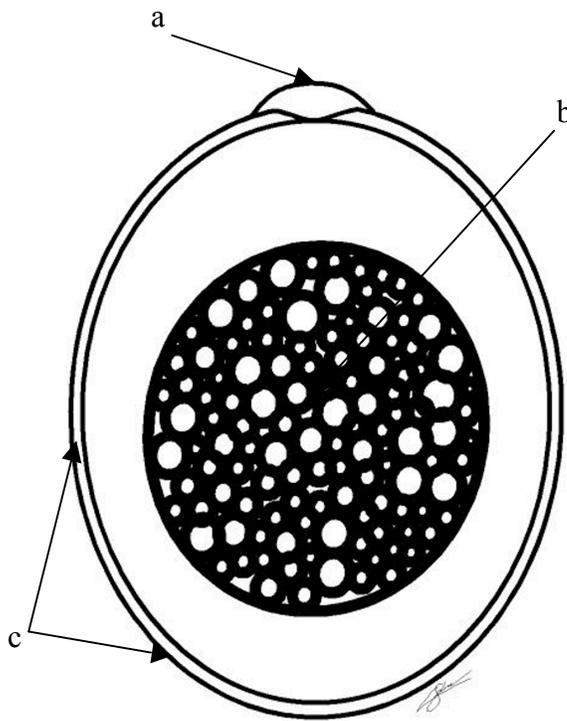
Actividades.

El alumno:

- a) Diferenciará ooquistes no esporulados de ooquistes esporulados.
- b) Realizará la técnica de flotación con heces positivas a coccidias y medirá los ooquistes (ver anexo 1).
- c) Incidirá longitudinalmente intestinos de pollo y realizará una impronta de las lesiones hemorrágicas sugerentes a coccidiosis.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los siguientes esquemas.



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 11. 1 Ooquiste no esporulado de *Eimeria* spp

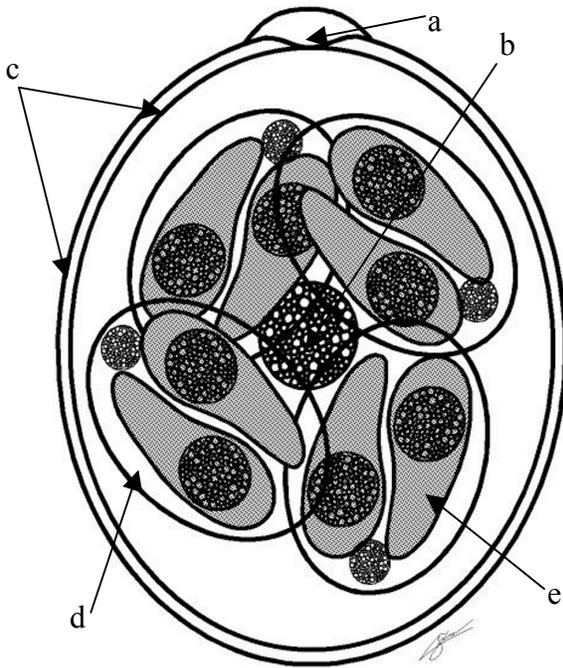


Fig. 11.2 Ooquiste esporulado de *Eimeria* spp

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

- a) _____
- b) _____

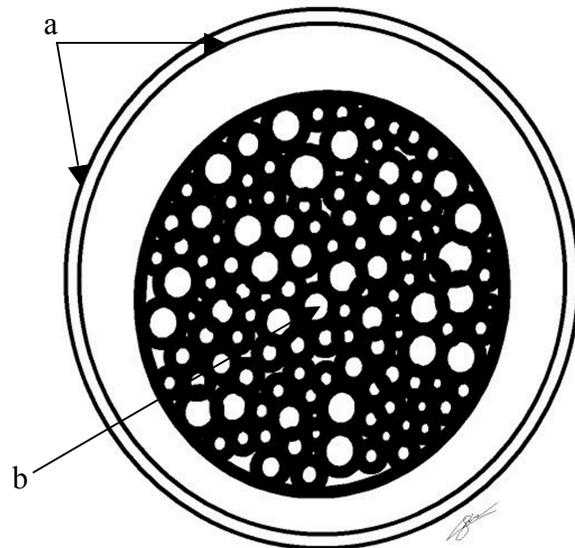
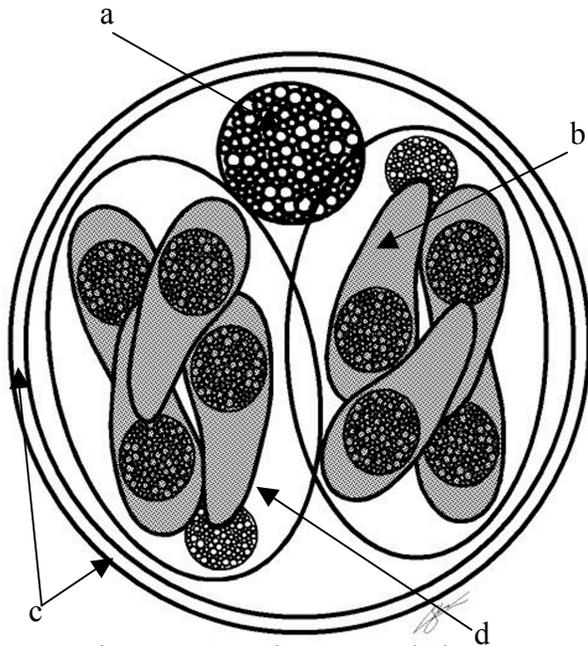


Fig. 11.3 Ooquiste no esporulado de *Isospora* spp



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 11.4 Ooquiste esporulado de *Isospora* spp

Práctica 12: Identificación de estructuras morfológicas de *Toxoplasma gondii* y *Sarcocystis* spp en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Toxoplasma gondii* y *Sarcocystis* spp, con la finalidad de realizar su detección mediante microscopía.

Antecedentes. El huésped definitivo de *T. gondii* es el gato y los intermediarios ratones, ratas, ovinos, caprinos, porcinos, equinos, bovinos, otros mamíferos, aves y el ser humano. Existen diferentes estadios del parásito que pueden ser empleados en el diagnóstico.

Los taquizoitos (trofozoitos) de *T. gondii* se localizan dentro de las células del huésped intermediario formando quistes en tejidos como el nervioso, muscular etc. o libres en el exudado peritoneal (ej. ratones) (fig. 12.1). Tienen forma de arco o plátano, de ahí el nombre de *Toxoplasma* (toxón = arco y plasma = formación). Miden de 2 a 6 μ , el extremo anterior es de forma conoide y el posterior redondeado, el núcleo está situado centralmente, además tiene un citoplasma y una membrana.

Los bradizoitos se encuentran formando una vacuola parasitófora dentro de las células, tienen una lenta reproducción dando lugar a quistes intracelulares en músculos y cerebro (fig. 12.2), miden 7 por 1.5 μ , difieren ligeramente de los taquizoitos, el núcleo está situado hacia el extremo posterior. Además los bradizoitos son más delgados que los taquizoitos, también los bradizoitos son menos susceptibles a la destrucción por las enzimas proteolíticas que los taquizoitos.

Los ooquistes son de forma esférica o subesférica (ver anexo 1), miden de 11 a 13 por 9 a 11 μ , en ambiente húmedo y con oxigenación, dentro de la membrana se forman dos esporoquistes y en cada uno cuatro esporozoitos como los de *Isospora* (ver práctica 11).

***Sarcocystis* spp.** Se localiza en el intestino delgado de los huéspedes definitivos, principalmente el perro, gato, lobo, coyote, etc., inclusive el ser humano. Los ooquistes de *Sarcocystis* ya están esporulados cuando se expulsan con las heces del huésped definitivo. Estos ooquistes miden 12 a 15 μ por 8 a 12 μ contienen dos esporoquistes, cada uno con cuatro esporozoitos (similares a *Isospora*) (ver anexo 1). Los sarcoquistes o túbulos de Miescher (fig. 12.3) se localizan en los músculos estriados, corazón, lengua, esófago y a veces se hallan en el cerebro de los huéspedes intermediarios, principalmente el bovino, ovino, caprino, porcino y animales silvestres como el venado. Los sarcoquistes son de pared delgada o gruesa tienen forma alargada, cilíndrica o afilada pero también pueden ser irregulares, se caracterizan por tener un color blanco arenoso y miden de 1 a 10 mm de diámetro y 10 mm de largo, contienen los bradizoitos que tienen la forma de un plátano, miden de 5 a 12 μ de longitud, con el extremo anterior terminada en punta y el posterior redondeado. Poseen el complejo apical típico y se mueven por torsión, flexión o deslizamiento.

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará heces de gato y perro en bolsas de plástico y las transportará al laboratorio en una hielera a 4 ° C.
- b) Aplicará la técnica de flotación con sulfato de zinc o cloruro de sodio, a las heces frescas de gato y perro para determinar la presencia de ooquistes de protozoarios, mediante microscopía.
- c) Observará al microscopio preparaciones teñidas de exudado peritoneal de ratón para identificar taquizoitos o trofozoitos (formas extracelulares) y diferenciar su forma, núcleo, citoplasma y membrana.
- d) Observará cortes histológicos de tejido muscular estriado de bovinos para identificar los sarcoquistes.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

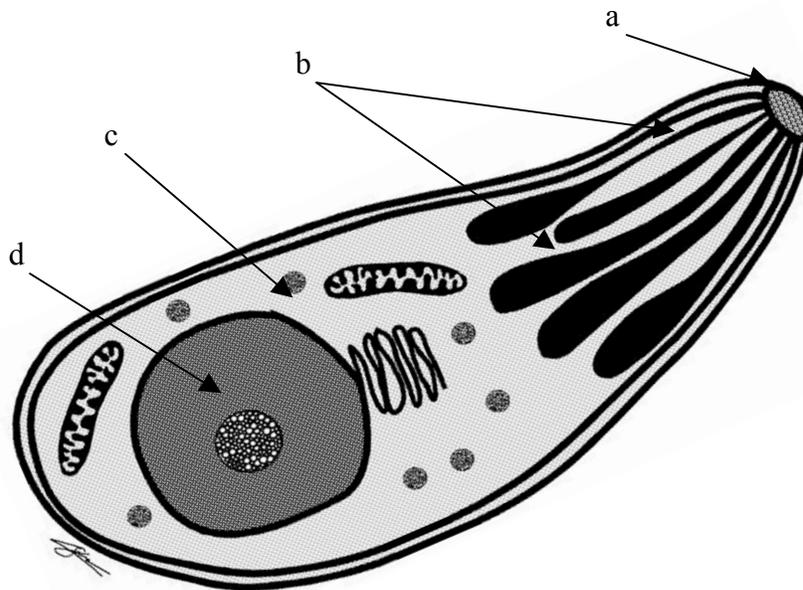


Fig. 12.1 Taquizoito de *Toxoplasma gondii*
(esquema de microfotografía electrónica)

a) _____

c) _____

b) _____

d) _____

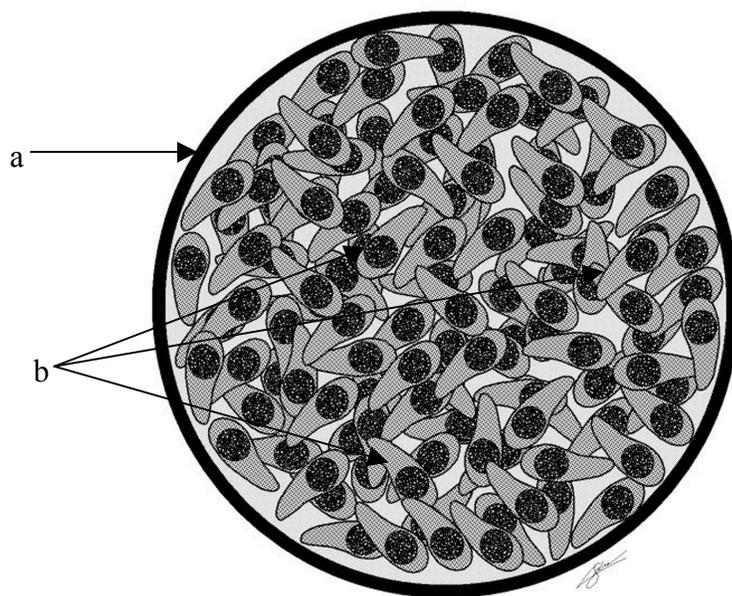


Fig. 12.2 Quiste intracelular de *Toxoplasma gondii*

a) _____ b) _____

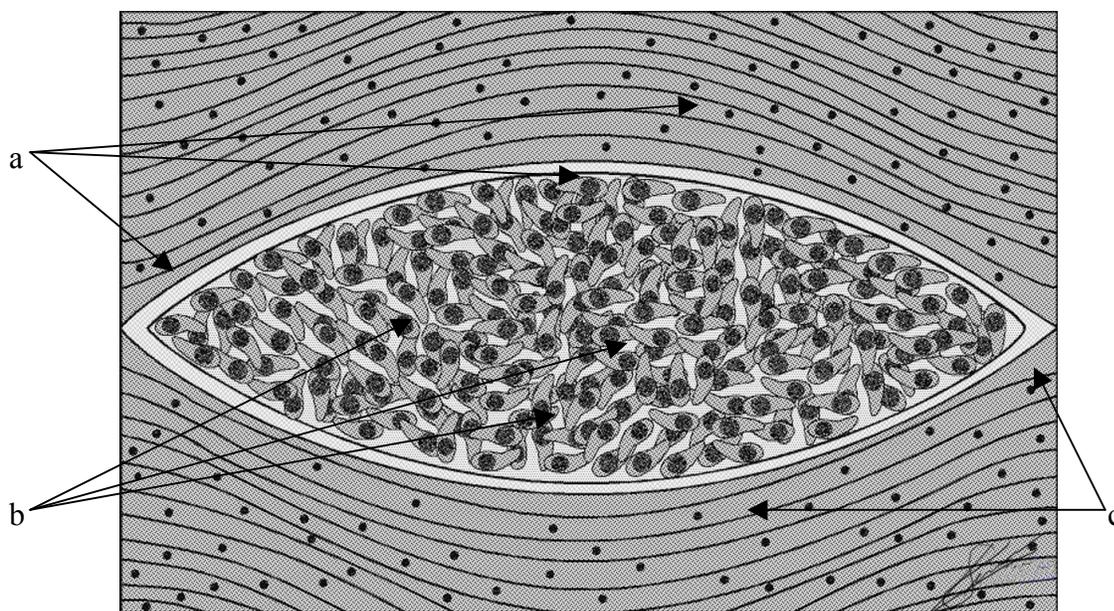


Fig 12.3 Quiste de *Sarcocystis* spp

a) _____ c) _____

b) _____

Práctica 13: Identificación de estructuras morfológicas de *Haemoproteus columbae* en palomas.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Haemoproteus columbae*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. *Haemoproteus columbae* es un protozooario que se localiza en el citoplasma de los eritrocitos de las palomas y otras aves (huéspedes intermediarios), y en las glándulas salivales de los huéspedes definitivos que son las moscas de la familia Hippoboscidae (*Pseudolynchia canariensis*). Las únicas formas que se encuentran en los eritrocitos son los gametocitos, estos pueden tener formas de salchicha, arriñonada o rodear casi completamente el núcleo del eritrocito. Existen dos tipos de gametocitos: el microgameto que se tiñe en su citoplasma de color azul pálido y el núcleo es difuso y se tiñe de rosa pálido con los colorantes Giemsa y Wright, y el macrogameto (fig. 13.1) que es de color azul oscuro, el núcleo es compacto y se tiñe de color rosa oscuro o rojo

Actividades.

El alumno:

- a) Realizará varios frotis sanguíneos de palomas sospechosas a *Haemoproteus columbae*, los teñirá con las técnicas de Giemsa y Wright, para comprobar la presencia del parásito mediante microscopía.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

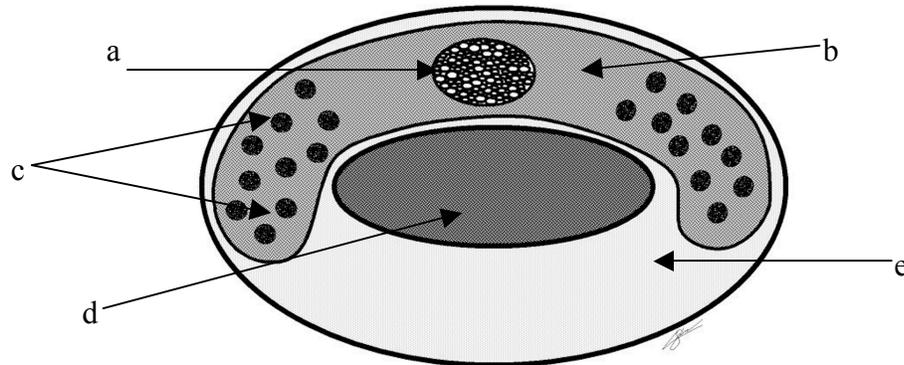


Fig 13.1 Macrogameto de *Haemoproteus columbae*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

Práctica 14: Identificación de estructuras morfológicas de *Babesia* spp en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Babesia*, con la finalidad de realizar su diagnóstico en muestras sanguíneas de perro bovino y equino mediante microscopía.

Antecedentes. *Babesia* spp. Es un protozooario intracelular que se localiza en los eritrocitos (fig. 14.1) de rumiantes, equinos, perros, gatos, cerdos y humano, quienes son los huéspedes intermediarios; los huéspedes definitivos son garrapatas de la familia Ixodidae. *Babesia* puede tener forma de pera, ameboide, redonda u oval, se multiplica asexualmente por fisión binaria o esquizogonia dentro de los eritrocitos dando lugar a uno, dos, cuatro o más trofozoítos, por lo general tienen la forma de pera y se observan en parejas formando un ángulo, con los polos más afilados unidos y el extremo posterior es redondo donde se encuentra el núcleo. El tamaño general de *Babesia* varía de 1.5 a 5 μ y debido a esto se dividen en “babesias” grandes, que miden más de 3 μ y babesias pequeñas que miden menos de 3 μ . Son ejemplos de babesias grandes: *Babesia bigemina* que parasita al ganado bovino, *Babesia equi* que afecta a los equinos, *Babesia canis* que afecta a los perros, mientras que algunas babesias pequeñas son: *Babesia caballi*, y *Babesia bovis*.

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará sangre de bovinos, equinos y perros sospechosos a *Babesia* spp en tubos con anticoagulante (EDTA) transportándola en refrigeración a 4° C al laboratorio y realizará varios frotis; los teñirá con Giemsa y/o Wright y los observará con el objetivo de inmersión (100x).
- b) Observará preparaciones fijas positivas a *Babesia* spp.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

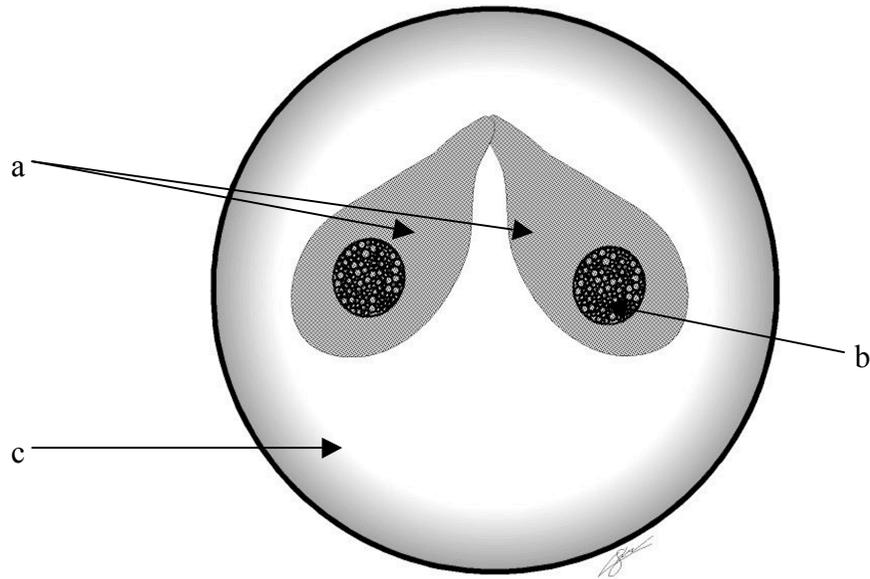


Fig. 14.1 Eritrocito parasitado por *Babesia spp*

a) _____

c) _____

b) _____

CAPÍTULO III: Trematodos

Práctica 15: Identificación de estructuras morfológicas de *Fasciola hepatica* y parafistómidos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Fasciola hepatica* y de parafistómidos en rumiantes domésticos, con la finalidad de realizar su detección por microscopía.

Antecedentes. *Fasciola hepatica*, es un parásito que se localiza en conductos biliares, raras veces en pulmón u otros órganos de una gran cantidad de animales herbívoros, siendo los más importantes los bovinos y los ovinos; los huéspedes intermediarios son caracoles anfibios de los géneros *Lymnaea* spp (fig. 15.2), *Fossaria* spp y *Pseudosuccinea* spp.

Fasciola hepatica (fig. 15.1), mide 30 mm de largo por 13 mm ancho. El estadio adulto tiene forma de hoja y es de color rojizo; tiene una proyección cónica en la parte anterior, seguida de un par de prominencias llamadas “hombros”. Posee dos ventosas: una ventral situada a la altura de los hombros y una oral en la proyección cónica. El tegumento esta cubierto por múltiples espinas orientadas hacia atrás. Los ciegos son ramificados y se extienden hacia la parte posterior, los testículos son ramificados, se ubican en la línea media uno delante del otro. El ovario también es ramificado y se localiza anterior a los testículos. Contiene una gran cantidad de glándulas vitelógenas hacia los márgenes de su cuerpo.

El huevo es oval, amarillo o dorado y tiene un opérculo en uno de sus polos, llega a medir hasta 150 μ de largo por 90 μ (anexo 1).

Parafistómidos. Son trematodos de la familia Paramphistomidae, esta integrada por los géneros *Paramphistomum* spp, *Cotylophoron* sp y *Calicophoron* sp. Son parásitos de ciclo indirecto, los huéspedes definitivos son rumiantes y los intermediarios son caracoles de los géneros *Planorbis*, *Bulinus*, *Pseudosuccinea* y *Fossaria*. Se localizan en el rumen, retículo e intestino de los huéspedes definitivos. Los parafistómidos (fig. 15.3) son de forma conoide y miden de 5 a 13 mm por 2 a 5 mm, su color es rojizo, la cutícula es gruesa y sin espinas, poseen dos ventosas una en la punta anterior del cono y la otra en la base de su cuerpo llamada acetábulo. Los testículos son lobulados y se encuentra delante del ovario lobulado. El útero se extiende por la parte dorsal hacia delante y esta enrollado. Las glándulas vitelógenas se encuentran hacia los márgenes. La faringe se bifurca en dos ciegos simples que llegan hasta la porción posterior de su cuerpo. Los huevos son de color verde, operculados y al momento de ser eliminados se encuentran en los primeros estadios de segmentación (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará hígados parasitados de bovino u ovino decomisados en rastros, en el laboratorio diseccionará el hígado para observar *in situ* a *Fasciola hepatica*.
- b) Identificará las características morfológicas de *Fasciola hepatica* en especímenes teñidos y fijados en formol.
- c) Practicará la técnica de sedimentación con materia fecal de rumiante para detectar huevos de *Fasciola hepatica* y de parafistómidos.
- d) Identificará las características morfológicas de los parafistómidos en especímenes teñidos y fijados en formol.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas de los siguientes esquemas.

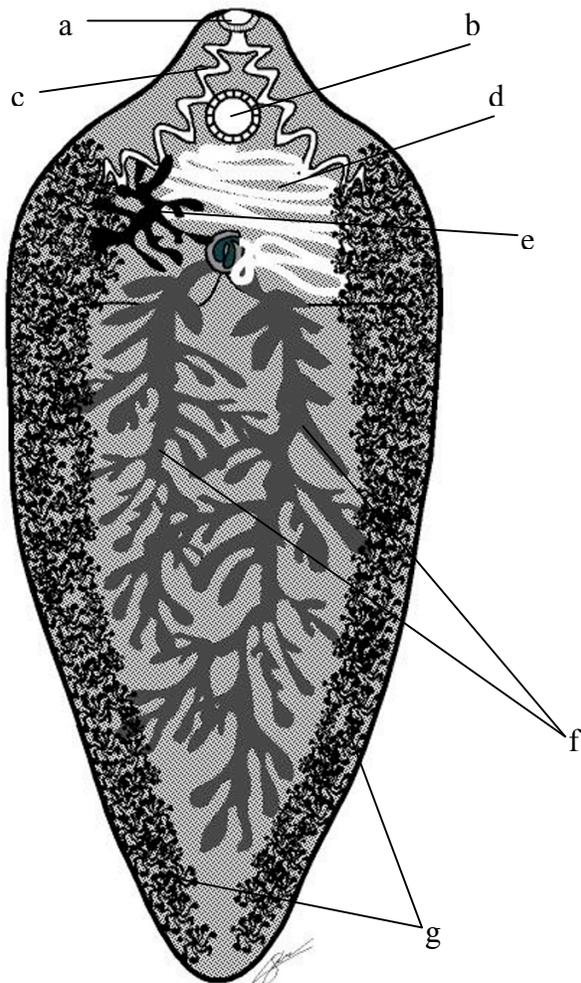


Fig. 15.1 *Fasciola hepatica*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____
- f) _____
- g) _____

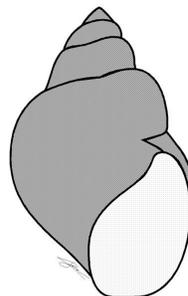


Fig. 15.2 Caracol *Lymnaea*

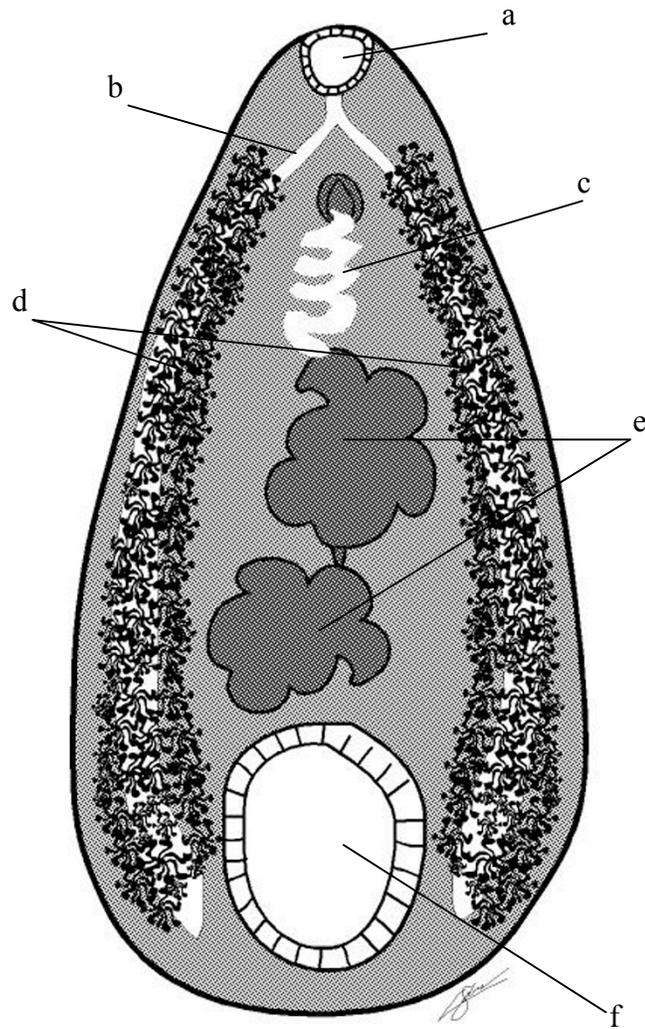


Fig. 15.3 Parafistómono

a) _____

d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

f) _____

CAPÍTULO IV: Cestodos

Práctica 16: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos de rumiantes.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Moniezia expansa*, *Moniezia benedeni* y *Thysanosoma actinioides*, con la finalidad de realizar su diagnóstico en rumiantes.

Antecedentes. *Moniezia* spp, se localiza en el intestino delgado de las ovejas, cabras, vacas y otros rumiantes, los huéspedes intermediarios son ácaros coprófagos de la familia Oribatidae.

***Moniezia expansa*,** puede alcanzar hasta 600 cm de largo y 1.6 cm de ancho. El escólex mide entre 0.36 y 0.8 mm de ancho, carece de rostelo armado y tiene 4 ventosas prominentes. Los proglotis son más anchos que largos, y cada uno contiene dos juegos de órganos genitales que terminan en un poro en cada margen. Los ovarios y las glándulas vitelinas forman un anillo, mientras que los testículos están distribuidos en toda la zona central. En el borde posterior de cada proglotis existe una hilera de glándulas (interproglotídeas) que se extienden a todo lo ancho del proglotis (fig. 16.1). Los huevos miden de 56 a 67 μ de diámetro, tienen paredes gruesas y forma triangular o cuadrangular, con un embrión en forma de pera (aparato piriforme) bien desarrollado (ver anexo 1).

***Moniezia benedeni*,** se diferencia de *M. expansa* porque es más ancha (hasta 2.6 cm) y las glándulas interproglotídeas están colocadas en una fila corta en el centro del borde posterior de cada proglotis (fig. 16.2). Los huevos son parecidos a los de *M. expansa*, miden hasta 75 μ de diámetro (ver anexo 1).

Thysanosoma actinioides. Se localiza en los conductos biliares, conductos pancreáticos e intestino delgado de ovejas, cabras y otros rumiantes silvestres, los huéspedes intermediarios son insectos de la familia Psocidae llamados “piojos de los libros”. Mide 30 cm de largo por 8 mm de ancho. El escólex mide 1.5 mm de ancho, carece de rostelo armado y tiene 4 ventosas prominentes. Los proglotis son cortos y presentan unas proyecciones en el borde posterior denominadas “festones”. Cada segmento contiene dos juegos de órganos genitales, los testículos se hallan en la zona media. El útero es simple, se encuentra junto con cientos de órganos parauterinos, los huevos miden 27 μ m de largo por 19 μ m de ancho, son ovoides y tienen un embrión con ganchos. Los segmentos terminales de este género no son grávidos sino que maduran a medida que pasan por el intestino después de que se separan (fig. 16.3).

Actividades.

El alumno:

- a) Practicará la técnica de flotación con muestras fecales de rumiantes para detectar huevos de cestodos.
- b) Colectará intestino delgado e hígado de ovinos decomisados en los rastros y los transportará al laboratorio donde los inspeccionará en busca de cestodos; los

colectará cuidadosamente y los colocará en cajas de Petri con S.S.F., posteriormente los fijará entre dos placas de vidrio en formol al 10%.

- c) Identificará las características morfológicas de *Moniezia expansa*, *M. benedeni* y *Thysanosoma actinioides* en especímenes teñidos y en fresco.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas de los siguientes esquemas.

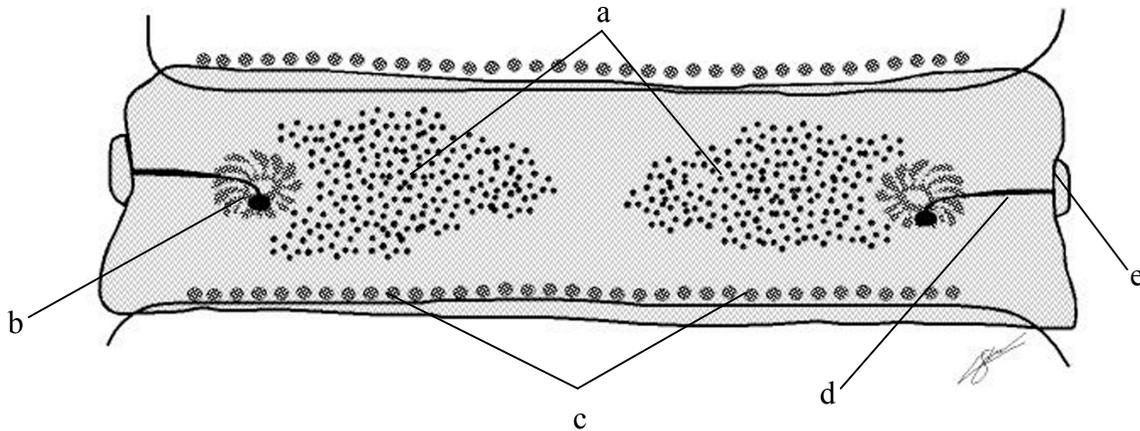


Fig. 16.1 *Moniezia expansa*

- a) _____ b) _____
c) _____ d) _____
e) _____

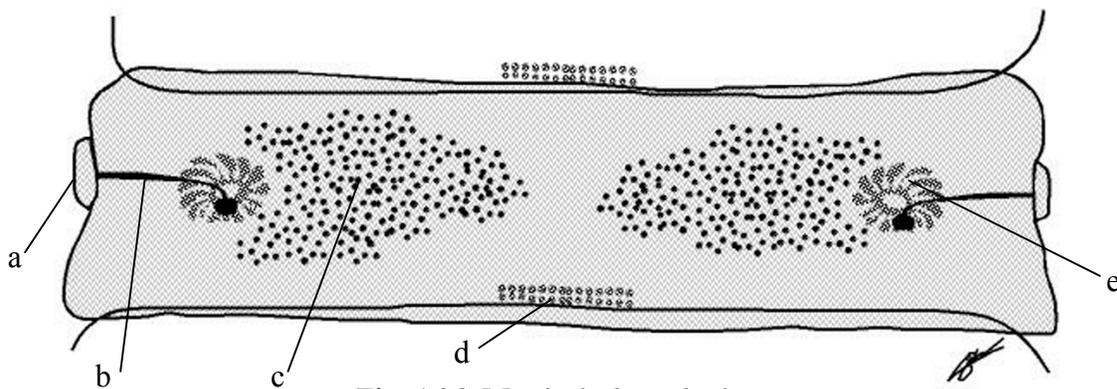


Fig. 16.2 *Moniezia benedeni*

- a) _____ b) _____
c) _____ d) _____
e) _____

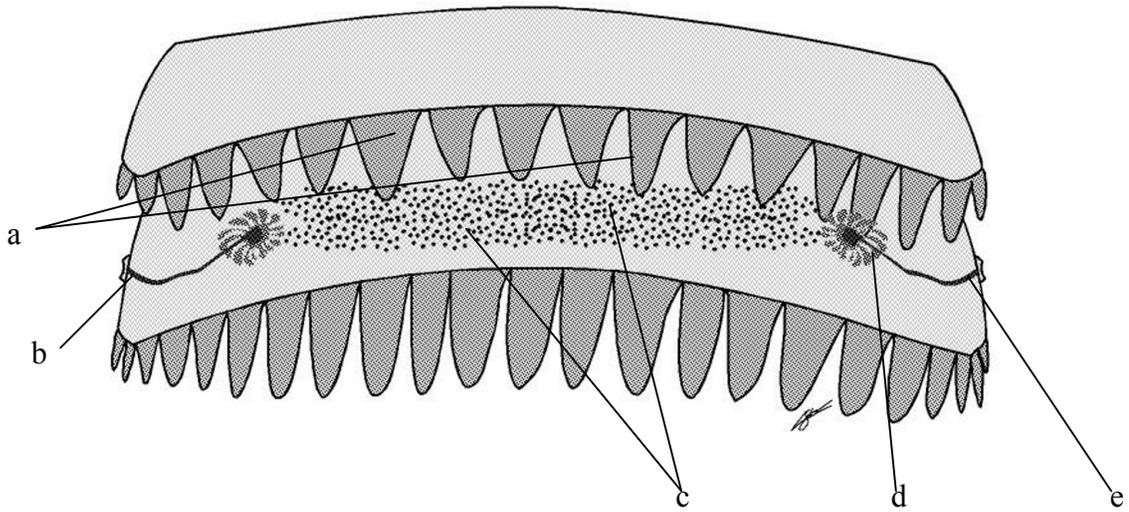


Fig. 16.3 *Thysanosoma actinioides*

a) _____

b) _____

c) _____

d) _____

e) _____

Práctica 17: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos de equinos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Anoplocephala perfoliata* y *Anoplocephala magna*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. *Anoplocephala* spp. Se localiza en el intestino delgado de los equinos, los huéspedes intermediarios son ácaros coprófagos de la familia Oribatidae.

Anoplocephala perfoliata, se localiza en las porciones del intestino delgado cercanas al ciego, los cestodos adultos miden hasta 8 cm de largo por 1.2 cm de ancho, el escólex carece de rostelo, mide de 2 a 3 mm de diámetro y tiene 4 ventosas debajo de las cuáles hay unas solapas llamadas escofietas. Tiene un cuello muy corto, los proglotis son de forma laminada más anchos que largos, tienen un par de órganos genitales y el poro genital se abre de manera unilateral. El tronco uterino es transverso con ramas anteriores y posteriores (fig. 17.1). Los huevos son esféricos irregulares con aparato piriforme y miden de 65 a 80 μ de diámetro (ver anexo 1).

Anoplocephala magna, se localiza específicamente en el yeyuno, presenta estructuras formas y posiciones similares a *A. perfoliata*, sin embargo *A. magna* puede alcanzar hasta 80 cm de largo por 2.5 cm de ancho y carece de escofietas debajo de cada ventosa (fig 17.2). Los huevos son similares a los de *A. perfoliata* y miden de 50 a 60 μ de diámetro (ver anexo 1).

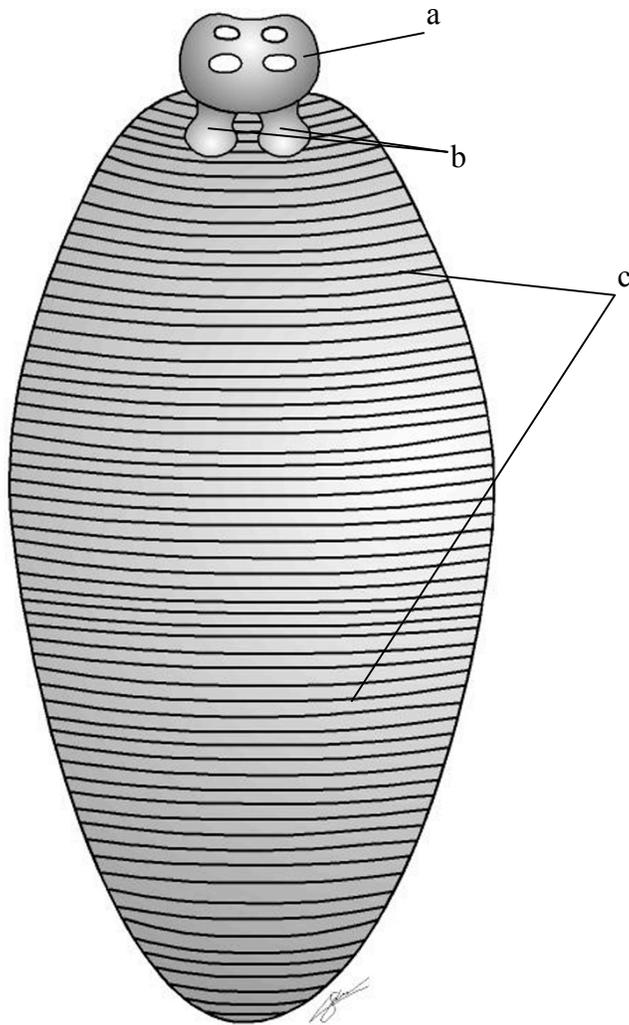
Actividades.

El alumno:

- a) Practicará la técnica de flotación con materia fecal de equinos para detectar huevos del género *Anoplocephala* spp.
- b) Identificará las características morfológicas de *Anoplocephala perfoliata* y *A. magna* en especímenes teñidos y en fresco.

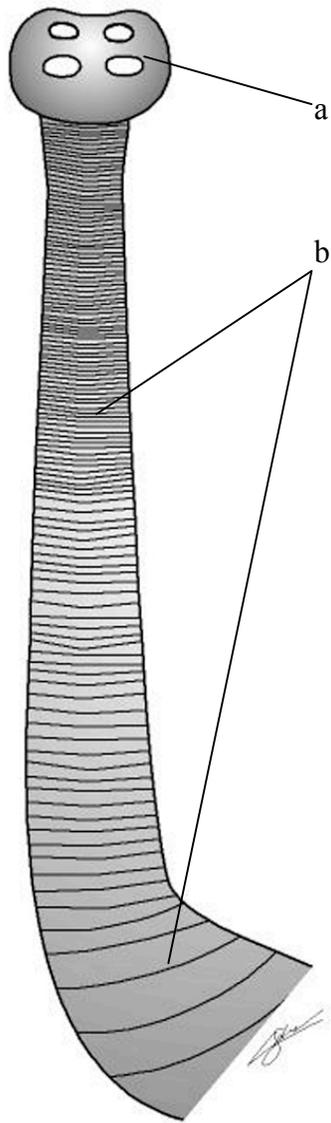
Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los siguientes esquemas.



- a) _____
- b) _____
- c) _____

Fig. 17.1 *Anoplocephala perfoliata*



- a) _____
- b) _____

Fig. 17.2 *Anoplocephala magna*

Práctica 18: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos en aves domésticas.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Choanotaenia infundibulum* y *Raillietina* spp, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. *Choanotaenia infundibulum*, se localiza en la mitad anterior del intestino delgado de pollos, pavos, faisanes y otras aves gallináceas, los huéspedes intermediarios son la mosca doméstica (*Musca domestica*) y escarabajos de los géneros *Geotrupes*, *Aphodius*, *Calathus* y *Tribolium*. Mide hasta 23 cm de longitud. El escólex posee 4 ventosas y un rostellado armado con 16 a 26 ganchos finos. Los proglotis son más anchos en su parte posterior que la anterior, presentando una forma característica similar a una campana y con un solo poro genital unilateral alternado irregularmente en cada proglotis (fig. 18.1). El útero es lobulado y los testículos son de 20 a 60 dispuestos en posición postero medial. Los proglotis abandonan el cuerpo antes de estar completamente grávidos. Los huevos son ovales y poseen dos filamentos largos hacia los polos (ver anexo 1).

Raillietina spp, se localizan en el intestino delgado de gallinas, palomas y otras gallináceas. Es uno de los cestodos más grandes de las gallinas, miden hasta 25 cm de largo. El escólex es pequeño, posee cuatro ventosas de forma oval armadas con 8 a 10 ganchos pequeños, aunque en algunas especies de *Raillietina* tienen ventosas desarmadas, también poseen un rostellado con una o dos coronas de ganchos pequeños (figs. 18.2, 18.3 y 18.4). Presenta un cuello largo y delgado, los proglotis sólo tienen un poro genital unilateral que se alterna de manera irregular. Los huevos se localizan en cápsulas ovígeras que contienen cada una de 6 a 12, miden de 25 a 50 μ de diámetro (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará intestino delgado de aves y los transportará en refrigeración al laboratorio, incidirá el intestino longitudinalmente buscando cuidadosamente los cestodos, los cuales extraerá con pinzas o pinceles colocándolos en cajas de Petri con S.S.F., para su observación e identificación por microscopía.
- b) Colectará heces de aves de corral y practicará la técnica de flotación para diagnosticar huevos o cápsulas ovígeras de cestodos.
- c) Identificará las características morfológicas de *Choanotaenia infundibulum* y *Raillietina* spp en preparaciones teñidas.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los siguientes esquemas.

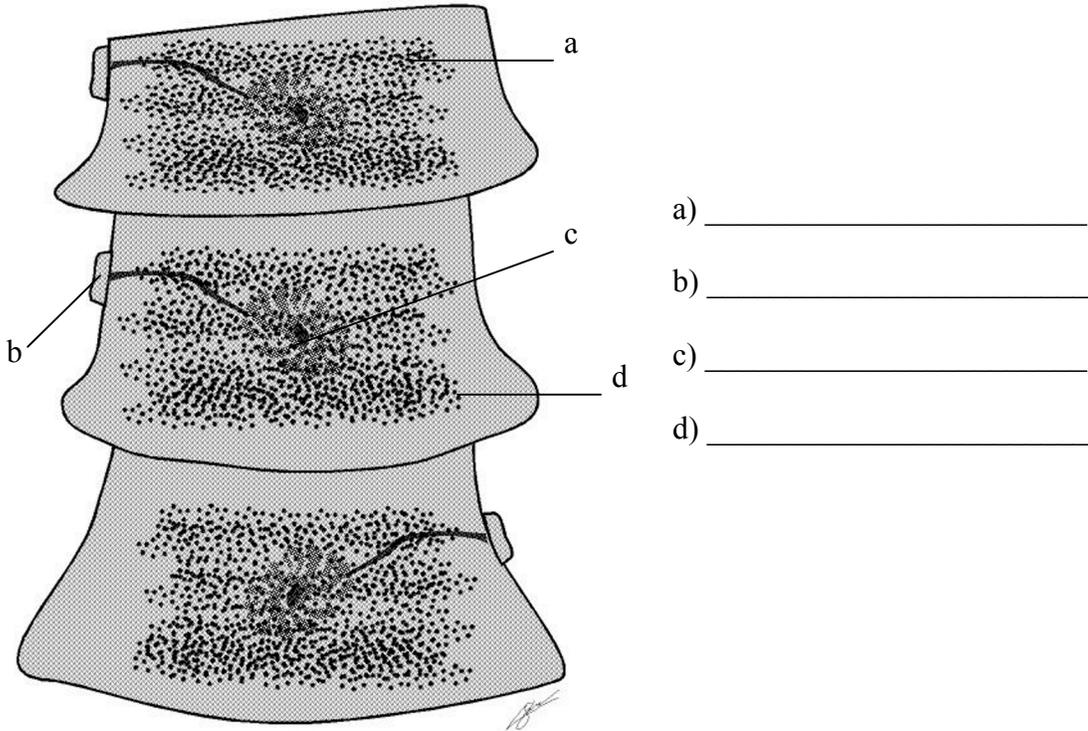


Fig. 18.1 Proglotis de *Choanotaenia infundibulum*

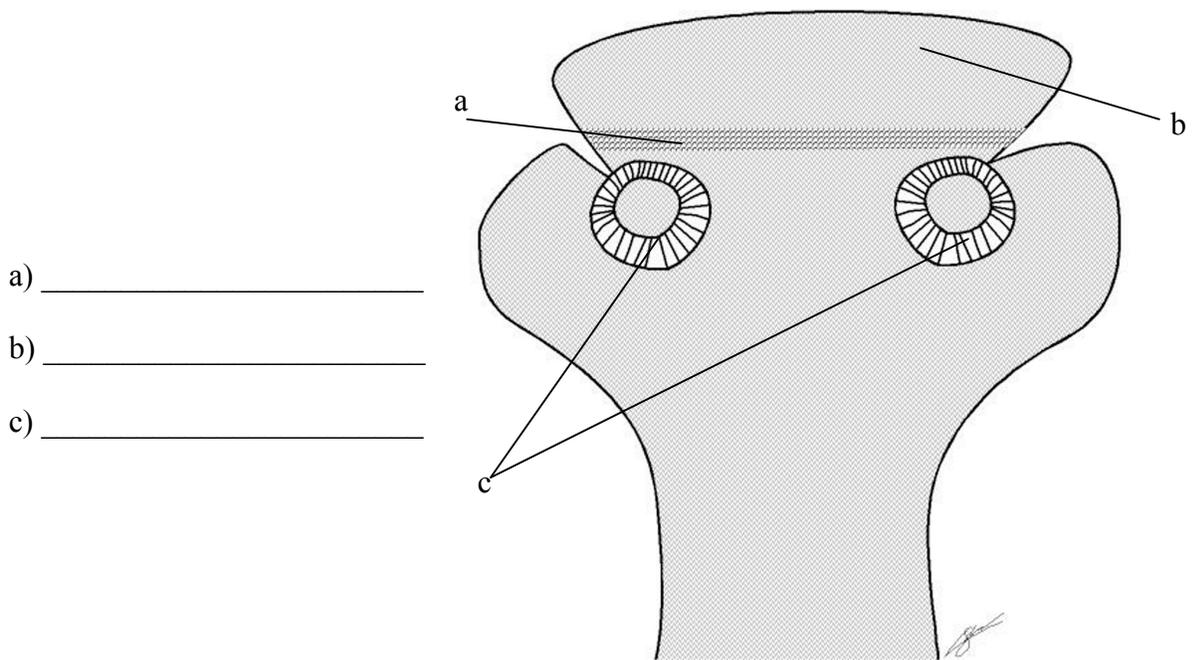


Fig. 18.2 Escólex de *Raillietina cisticulus*

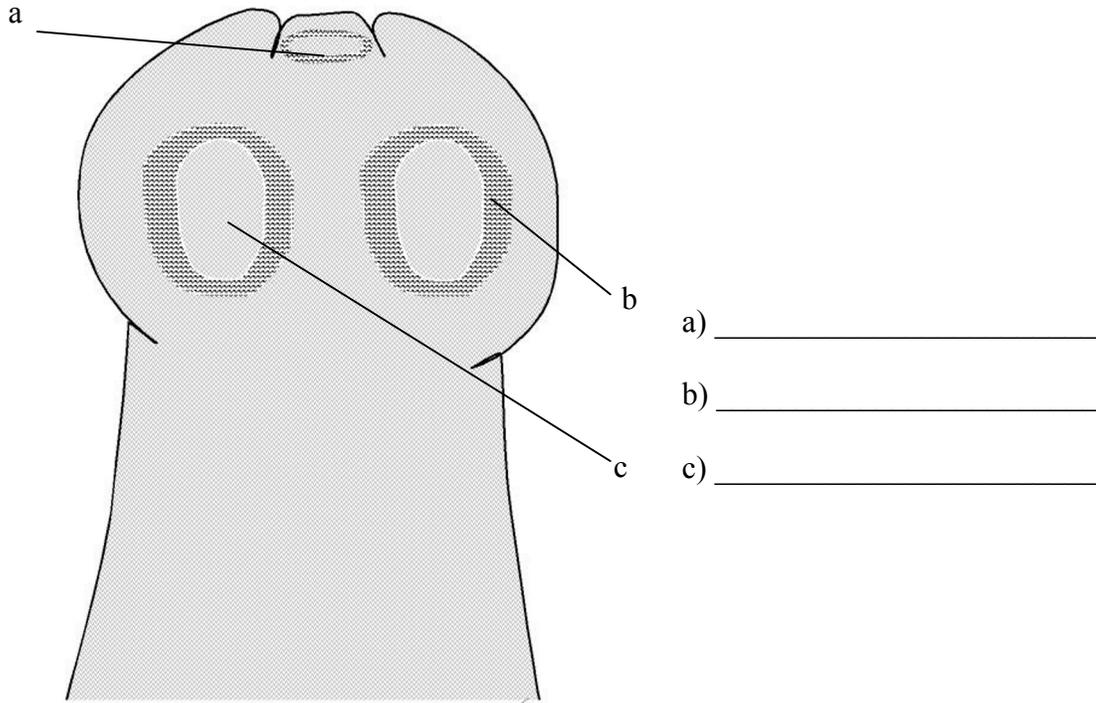


Fig. 18.3 Escólex de *Raillietina echinobotrida*

- a) _____
- b) _____
- c) _____

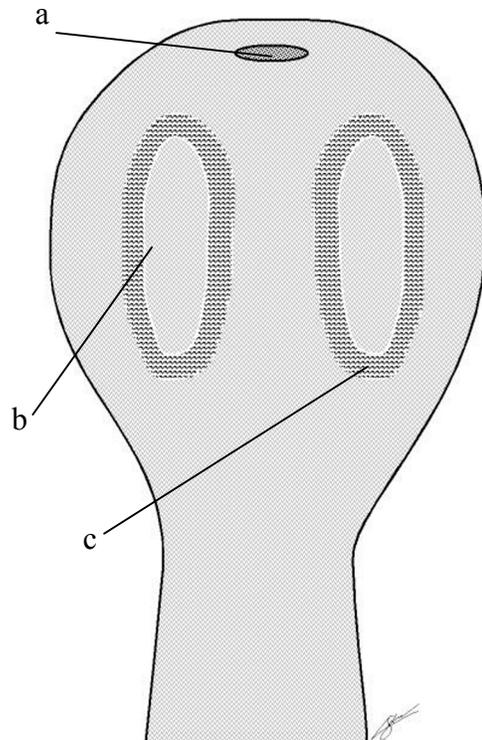


Fig. 18.4 Escólex de *Raillietina tetragona*

Práctica 19: Identificación de estructuras morfológicas de cestodos en perros y gatos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Dipylidium caninum* y *Echinococcus granulosus*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. *Dipylidium caninum*, es un parásito del intestino delgado del perro, gato, zorro y a veces de humanos, en especial los niños. Su ciclo de vida es indirecto e involucra como huéspedes intermediarios a las pulgas *Ctenocephalides canis*, *C. felis* y *Pulex irritans*; además del piojo del perro *Trichodectes canis*. Llega a medir de hasta 50 cm de largo, posee un escólex con 4 ventosas y un rostelo retráctil armado con tres o cuatro hileras de ganchos (fig. 19.1). Los proglotis son ovales que semejan semillas de calabaza o pepino y poseen dos poros genitales bilaterales; el ovario y las glándulas vitelógenas forman una masa en cada lado, dando un aspecto de racimo (fig. 19.2). Los huevos son liberados en cápsulas ovígeras, que contienen hasta 30 huevos (ver anexo 1).

Echinococcus granulosus. El cestodo adulto se encuentra en el intestino delgado del perro y otros cánidos silvestres. El Metacestodo de *Echinococcus granulosus* (quiste hidatídico) se encuentra en muchas especies de ungulados y en el humano. El parásito adulto mide de 2 a 7 mm de longitud y normalmente posee sólo 3 ó 4 proglotis, siendo el penúltimo maduro y el terminal grávido con una longitud de la mitad del cestodo aproximadamente. El rostelo está armado con dos hileras de 30 a 60 ganchos. El ovario tiene forma de riñón y los poros genitales se alternan irregularmente, abriendo normalmente en la mitad posterior de los proglotis maduro y grávido (fig. 19.3). El proglotis grávido normalmente se desintegra en el intestino, de modo que en las heces sólo se encuentran huevos, siendo estos típicos de la familia Taenidae, (subesféricos, con corona radiada y embrión hexacanto), miden de 32 a 36 μ por 25 a 30 μ (ver anexo 1).

El Metacestodo de *Echinococcus granulosus* (quiste hidatídico) (fig. 19.4), se encuentra en el parénquima hepático y pulmonar, suelen tener de 5 a 10 cm de diámetro, aunque se han reportado algunos mayores, principalmente en el ser humano (50 cm de diámetro y con 16 litros de fluido); esta fase larvaria normalmente es unilocular, y esta formada por una membrana externa gruesa laminada concéntricamente, y dentro de ésta hay una membrana germinal granular, a partir de la cuál se forman vesículas “hijas” que contienen protoescólex (fig. 19.5). Las vesículas “hijas” se pueden soltar y flotar libremente en el fluido del quiste, recibiendo el nombre de arenillas hidatídicas. A veces se forman quistes “hijos” dentro del quiste hidatídico, y si se rompen pueden desarrollar quistes “hijos” externos. También se pueden formar quistes “hijos” externos si queda encerrada una porción de capa germinativa en medio de una capa laminada.

Actividades.

El alumno:

- a) Realizará una disección de intestino delgado de perros afectados por cestodos y observará el aspecto *in situ* de los parásitos.
- b) Observará preparaciones teñidas y en fresco de *Dipylidium caninum*, para identificar las estructuras más importantes.
- c) Practicará la técnica de Graham para buscar bolsas ovíferas o huevos de *Dipylidium caninum* de perros o gatos.
- d) Identificará las características morfológicas de *Echinococcus granulosus* en preparaciones teñidas.
- e) Observará las características morfológicas del metacestodo de *Echinococcus granulosus* en el microscopio estereoscópico.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

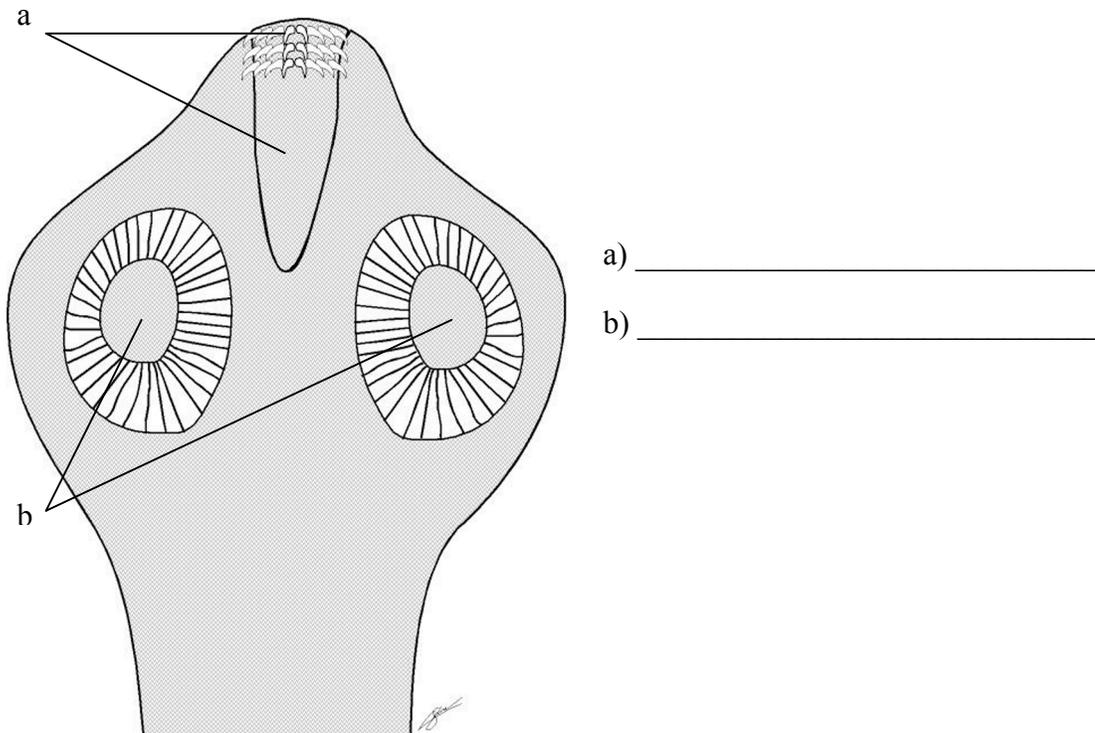


Fig. 19.1 Escólex de *Dipylidium caninum*

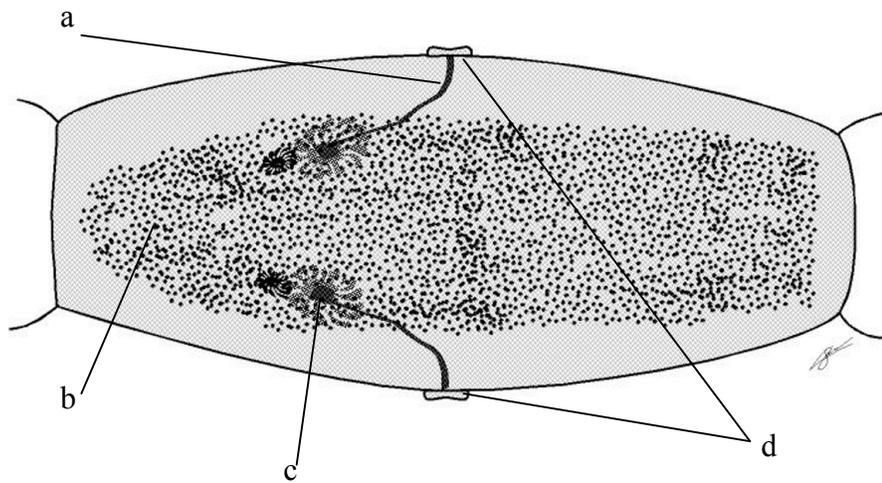


Fig. 19.2 Proglotis de *Dipylidium caninum*

a) _____

b) _____

c) _____

d) _____

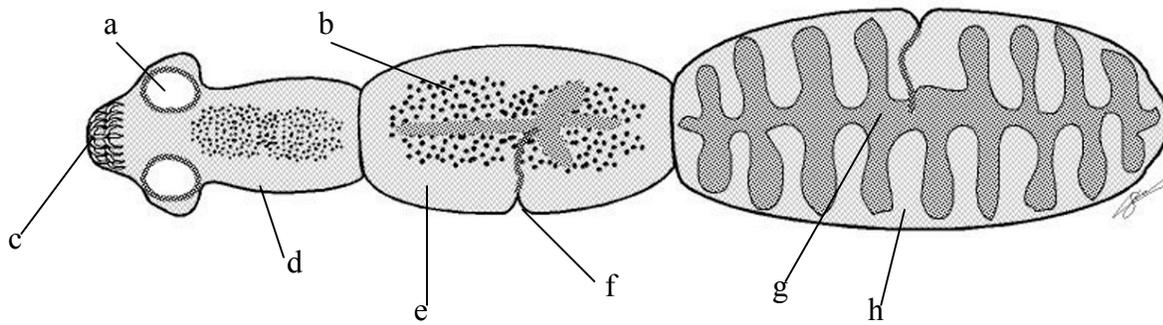


Fig. 19.3 *Echinococcus granulosus*

a) _____

e) _____

b) _____

f) _____

c) _____

g) _____

d) _____

h) _____

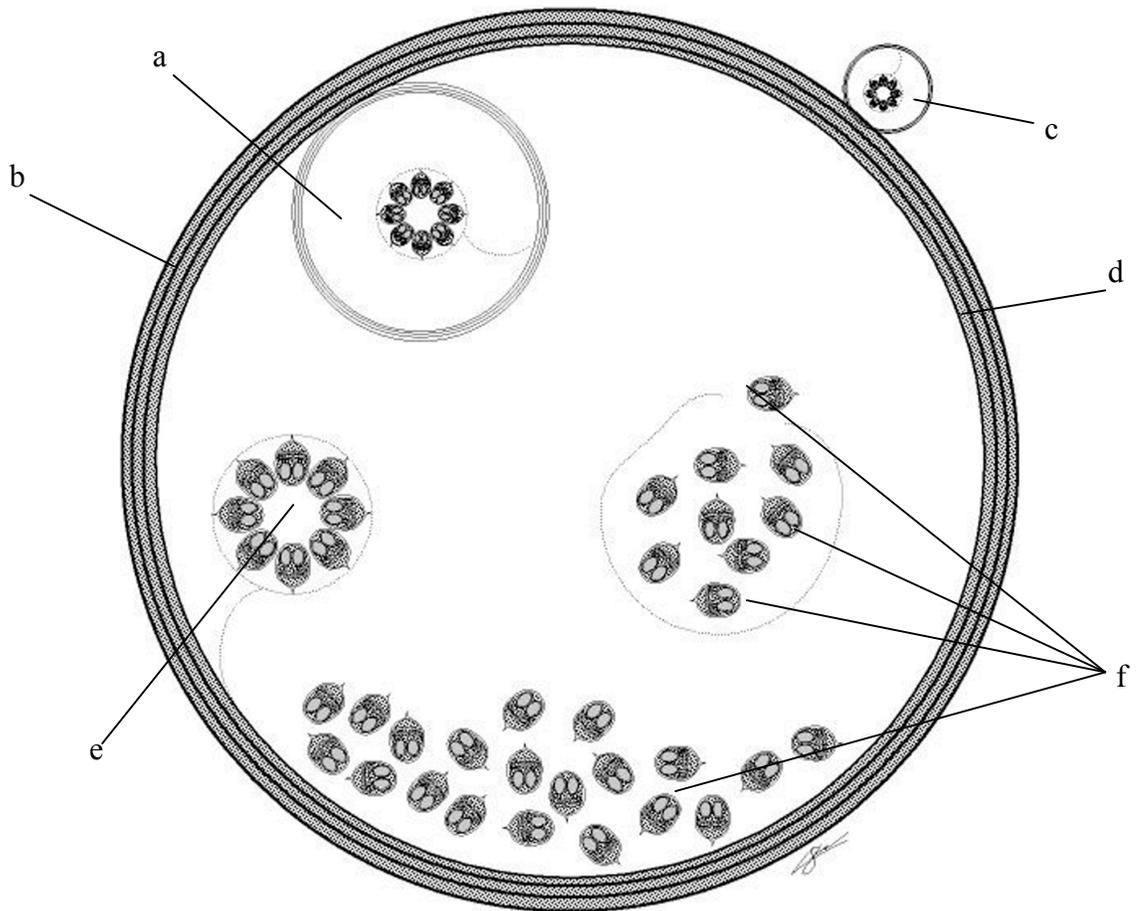


Fig. 19.4 Metacestodo de *Echinococcus granulosus*

a) _____
b) _____
c) _____

d) _____
e) _____
f) _____

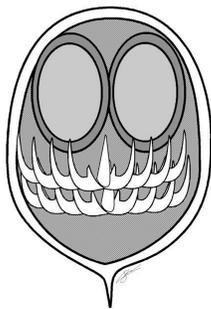


Fig. 19.5 Protoescoléx (arenilla) de *Echinococcus granulosus*

Práctica 20: Identificación de estructuras morfológicas del género *Taenia* y sus metacestodos en diferentes especies de animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas del género *Taenia* y sus metacestodos, con la finalidad de realizar su diagnóstico en animales domésticos mediante microscopía.

Antecedentes. Los parásitos adultos del género *Taenia* son cestodos de gran tamaño que habitan en el intestino delgado de los carnívoros domésticos y del ser humano. Son de ciclo indirecto y utilizan como huéspedes intermediarios a varios mamíferos. En su escólex tienen 4 ventosas y un rostelo con doble corona de ganchos (fig. 20.1) con excepción de *Taenia saginata*. Los proglotis grávidos son más largos que anchos y los poros genitales son unilaterales y alternados irregularmente. Tienen muchos testículos distribuidos a lo largo del proglotis, el ovario generalmente es bilobulado y está situado en la parte posterior (fig. 20.2). El útero tiene un tronco longitudinal medial y ramas laterales, en las que se basa la identificación de cada especie para este género. Los huevos son esféricos, de 40 µ aproximadamente y presenta dos capas, la capa externa es vitelina y la interna es quitinosa. El embrióforo presenta estriaciones radiales conocidas como corona radiada. Dentro del huevo se halla un embrión hexacanto (ver anexo 1).

***Taenia solium*.** Esta especie se localiza en su estado adulto en el intestino delgado del ser humano, mide hasta 8 metros y vive alrededor de 25 años. El escólex mide de 0.6 mm a 1 mm de diámetro y el rostelo presenta de 22 a 32 ganchos en dos coronas. Los proglotis grávidos miden de 10 a 12 mm de longitud y de 5 a 6 mm de ancho. El útero tiene entre 7 y 16 ramas uterinas. Los proglotis grávidos contienen alrededor de 40,000 huevos. La fase larvaria o metacestodo de *T. solium* (cisticerco), se localiza en tejido muscular, sistema nervioso, ojos, corazón y tejido subcutáneo de los huéspedes intermediarios que generalmente son los cerdos, aunque también pueden infectarse los perros, los gatos y el mismo ser humano. Es una pequeña vesícula de forma esferoide u ovoide, que mide de 8 a 12 mm por 4 a 8 mm, posee una pared delgada semitransparente que encierra un líquido translucido, el escólex está invaginado y se ve como un punto blanco al centro de la vesícula (fig. 20.3).

***Taenia saginata*.** Se encuentra en el intestino del ser humano, el metacestodo en el tejido muscular de los bovinos, particularmente en los músculos maceteros, corazón, lengua, espalda y diafragma. El helminto adulto mide alrededor de 8 m aunque existen reportes de hasta 25 m. El escólex tiene 4 ventosas y no posee ganchos (fig. 20.4). Los proglotis grávidos contienen alrededor de 80,000 huevos y el útero tiene entre 14 y 32 ramas uterinas. El metacestodo de *T. saginata* (cisticerco bovino) es una vesícula ovoide que mide de 6 a 8 mm por 3 a 5 mm, posee una pared delgada, translúcida que encierra un líquido ligeramente rosado, con trazas de mioglobina. Dentro de la vesícula se haya un escólex invaginado.

***Taenia hydatigena*,** se encuentra en el intestino delgado de perros, gatos y otros carnívoros; los huéspedes intermediarios son los ovinos, bovinos y cerdos en los que se desarrolla el metacestodo en el peritoneo, pleuras y omentos. El adulto llega a medir hasta cinco metros

de longitud. El escólex tiene 4 ventosas y un rostelo con 26 a 44 ganchos en una corona doble; los proglotis grávidos miden de 10 a 14 mm por 4 a 7 mm y el útero presenta entre cinco a diez ramas. Los huevos son elípticos y miden de 38 a 39 μ por 34 a 35 μ .

El metacestodo de *Taenia hydatigena* (cisticerco) es una vesícula de 7 a 8 cm de diámetro de pared muy delgada, presenta un cuello largo con un escólex invaginado, el cual es opaco.

Taenia pisiformis. Este cestodo parasita el intestino delgado del perro, zorro y algunos otros carnívoros silvestres. Los huéspedes intermediarios son los conejos, liebres y algunos roedores, en donde se desarrolla el metacestodo en el hígado y el mesenterio. El gusano adulto puede alcanzar los 2 m de longitud. El rostelo posee de 34 a 48 ganchos en dos hileras, los segmentos grávidos miden de 8 a 10 por 4 a 5 mm, y el útero tiene entre 8 y 14 ramas laterales en cada lado. Los huevos son ligeramente ovales, y miden entre 43 y 53 μ por 43 a 49 μ .

El metacestodo de *Taenia pisiformis* (cisticerco) por lo general se agrupa en racimos con vesículas que miden 6 a 12 por 4 a 6 mm, contienen un líquido transparente y el escólex aparece como un punto semi opaco.

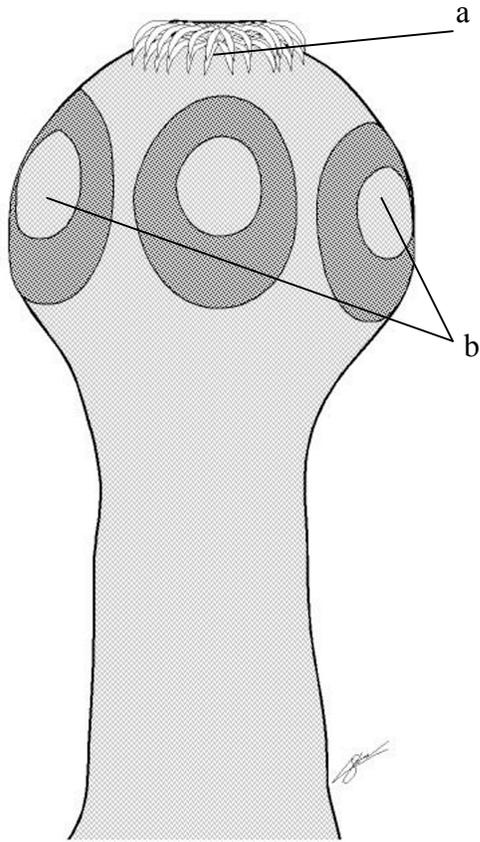
Actividades.

El alumno:

- a) Identificará especímenes adultos y metacestodos conservados en formol del género *Taenia*.
- b) Observará preparaciones teñidas de *Taenia* spp para la identificar las estructuras morfológicas más importantes.
- c) Realizará la técnica de flotación para el diagnóstico de huevos de *Taenia* spp, en perros.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los siguientes esquemas.



a) _____

b) _____

Fig. 20.1 Escólex de *Taenia* spp
(excepto *T. saginata*)

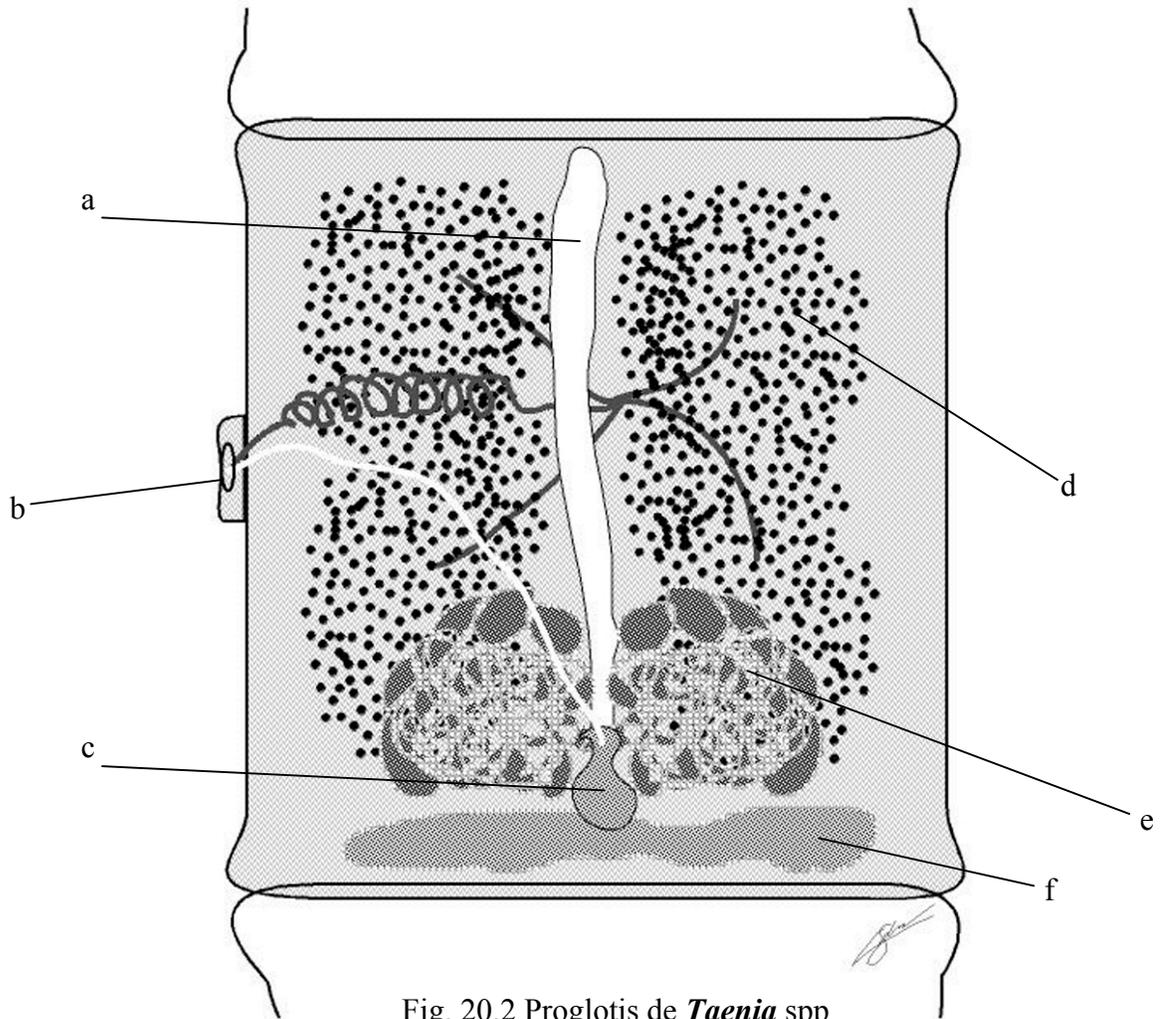


Fig. 20.2 Proglotis de *Taenia* spp

a) _____

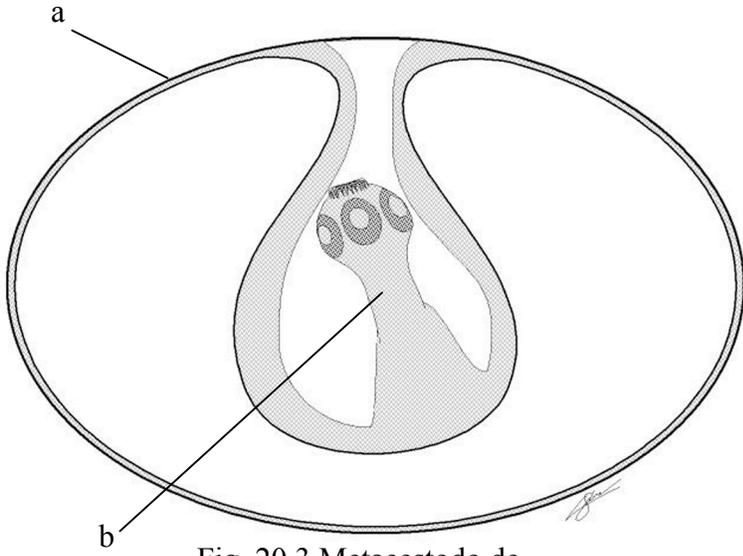
d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

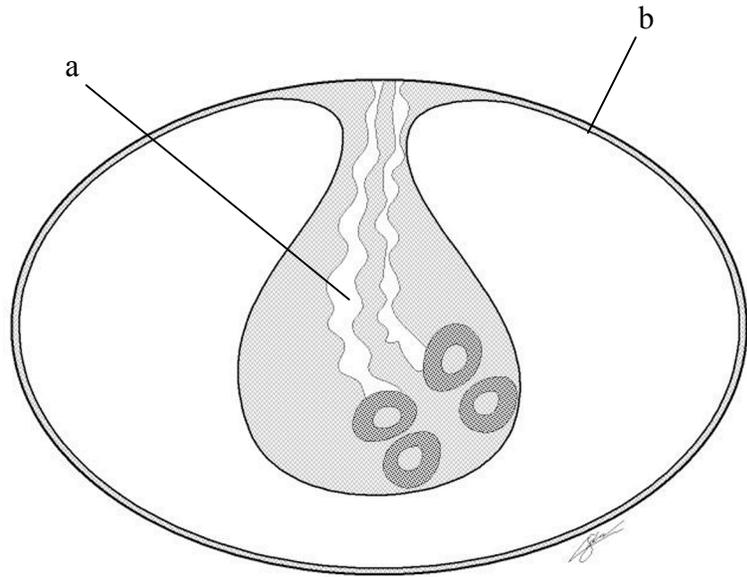
f) _____



a) _____

b) _____

Fig. 20.3 Metacestodo de *Taenia solium*



a) _____

b) _____

Fig. 20.4 Metacestodo de *Taenia saginata*

CAPÍTULO V: Nematodos

Práctica 21: Identificación de estructuras morfológicas de ascáridos en cerdo, caballo, perro y gato.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Ascaris suum*, *Parascaris equorum* y *Toxocara* spp, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Los ascáridos son parásitos del intestino delgado; *Ascaris suum* afecta a los cerdos, *Parascaris equorum* a los equinos, *Toxocara canis* a los cánidos y *Toxocara cati* a los felinos. Su tamaño varía de mediano a grande, el cuerpo es de color blanquecino y la boca está rodeada por 3 labios. Los machos tienen 2 espículas y generalmente el extremo posterior está curvado hacia la cara ventral. Su ciclo biológico es directo; las hembras son ovíparas; los huevos tienen gruesas y ornamentadas cubiertas de origen albuminoso, quitinoso y lipídico. Se diagnostican por la técnica de flotación.

Ascaris suum. Tiene tres labios, el dorsal con dos papilas dobles y cada labio ventrolateral tiene una papila doble subventral y una lateral pequeña, cada labio tiene en su interior una hilera de pequeños dientes (imperceptibles a simple vista) (fig. 21.1). Los machos miden de 15 a 25 cm de longitud por 3 mm de diámetro. Las hembras miden hasta 41 cm de largo por 5 mm de diámetro, el extremo posterior es recto y cónico. Los huevos son elípticos, miden de 50 a 75 por 40 a 50 μ con gruesa capa albuminosa provista de fosetas coloreadas de amarillo (ver anexo 1)

Parascaris equorum. Sus tres labios son prominentes están divididos por un surco horizontal formado por tres interlabios (fig. 21.2). El macho mide de 15 a 28 cm de largo, por 3 a 6 mm de diámetro, en el extremo posterior tiene pequeñas alas laterales y numerosas papilas pre y post cloacales. Las hembras miden de 18 a 50 cm por 8 mm de diámetro, la vulva se abre en la segunda mitad del cuerpo. Los huevos tienen forma subesférica y miden de 90 a 100 μ de diámetro, la capa externa está finamente punteada (ver anexo 1).

Toxocara canis. El extremo anterior está provisto de dos aletas cervicales estrechas que comienzan en el borde bucal, aumentan poco a poco en anchura y decrecen del mismo modo (fig. 21.3). El labio superior está provisto de dos papilas grandes y dos papilas muy pequeñas. El macho mide hasta 10 cm de longitud y 2.5 mm de diámetro, en su extremo posterior posee un apéndice en forma de dedo. La hembra mide alrededor de 18 cm de largo por 3 mm de diámetro y su extremo caudal es cónico. Los huevos son subesféricos tienen una cubierta gruesa finamente granulada y miden de 85 a 95 μ por 75 a 90 μ (ver anexo 1).

Toxocara cati. En el extremo anterior tienen dos aletas cervicales anchas y estriadas que poco a poco se van ensanchando y disminuyen de modo súbito a nivel del esófago (fig. 21.4), los tres labios son pequeños. Los machos miden de 3 a 6 cm de longitud, su extremo caudal presenta un par de espículas y una serie de papilas preanales y posanales (fig. 21.8). Las hembras miden de 4 a 10 cm de longitud y terminan en forma cónica. Los huevos miden de 65 a 75 μ de diámetro, son casi esféricos y su cutícula está finamente punteada (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará intestinos delgados de diferentes especies, los incidirá longitudinalmente. Observará los ascáridos *in situ*, los lavará con solución salina fisiológica y los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de ascáridos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos de ascáridos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

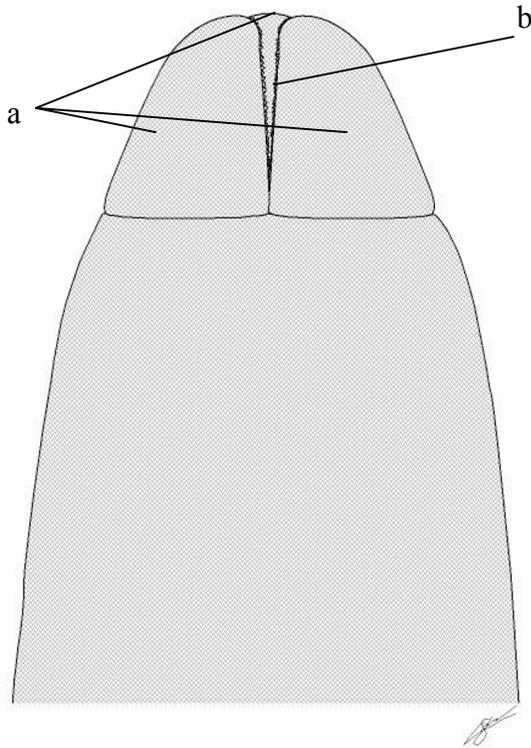
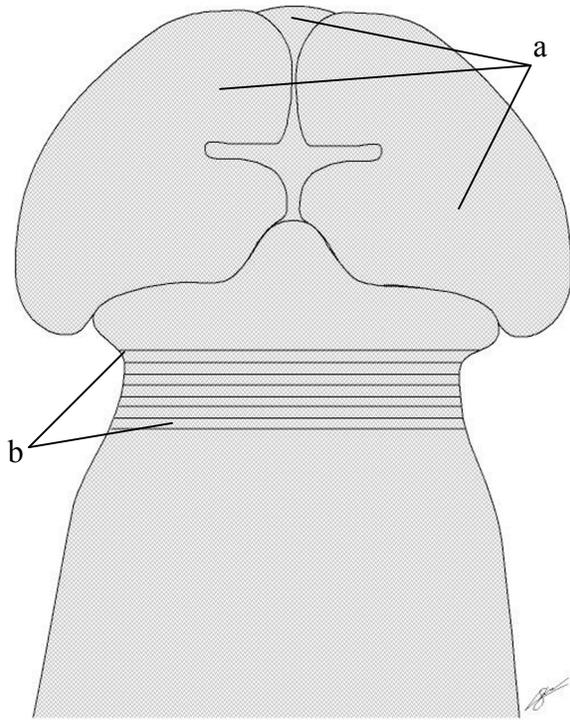


Fig. 21.1 Extremo anterior de *Ascaris suum*

a) _____

b) _____



a) _____
b) _____

Fig. 21.2 Extremo anterior de *Parascaris equorum*

a) _____
b) _____

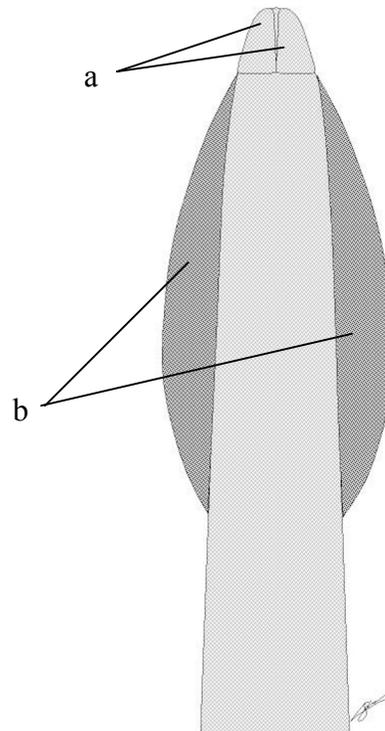
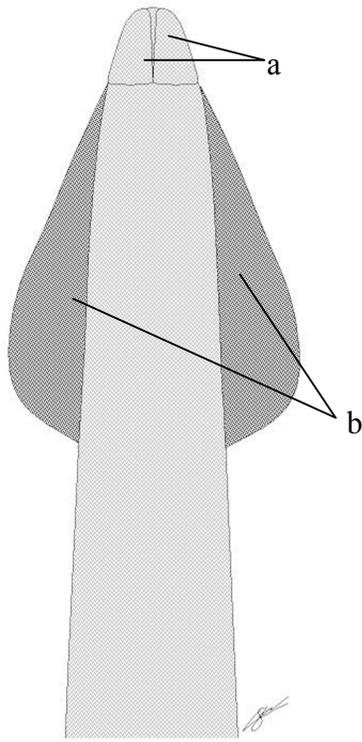


Fig. 21.3 Extremo anterior de *Toxocara canis*



a) _____

b) _____

Fig. 21.4 Extremo anterior de
Toxocara cati

Práctica 22: Identificación de estructuras morfológicas de *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum* en aves domésticas

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum* con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Ambos son parásitos de las aves, *A. galli* se encuentra en el intestino delgado y *H. gallinarum* en los ciegos, su ciclo biológico es directo, los huevos se detectan por la técnica de flotación.

Ascaridia galli. Tienen 3 labios, el dorsal de mayor tamaño, el esófago tiene forma de huso. El macho mide de 3 a 8 cm de largo por 0.5-1.2 mm de ancho, tiene una ventosa precloacal de forma circular o elipsoidal; en el extremo posterior posee dos alas membranosas sostenidas por 10 pares de papilas, las espículas son más o menos de igual tamaño, con un botón en el extremo (fig. 22.1). La hembra mide de 6 a 12 cm, termina recta con una punta cónica, la vulva es anterior a la mitad del cuerpo. Los huevos miden de 68-92 μ por 40-57 μ , son de forma elipsoidal, con cubierta lisa y no son segmentados al momento de la ovoposición (ver anexo 1).

Heterakis gallinarum. Tiene tres labios pequeños, el esófago tiene un bulbo posterior. En el extremo anterior posee dos alas laterales estrechas y transparentes. El macho mide de 4 a 13 mm de largo, tiene aletas caudales anchas, sostenidas por 10 a 15 pares de papilas, termina en forma de aguja, la ventosa precloacal está esclerosada, las espículas tienen estrías transversales (fig. 22.2). La hembra mide de 10 a 15 mm, la vulva se abre por detrás de la mitad del cuerpo. Los huevos miden de 59-92 μ por 31-57 μ , son de forma elíptica, su envoltura es lisa y gruesa (ver anexo 1).

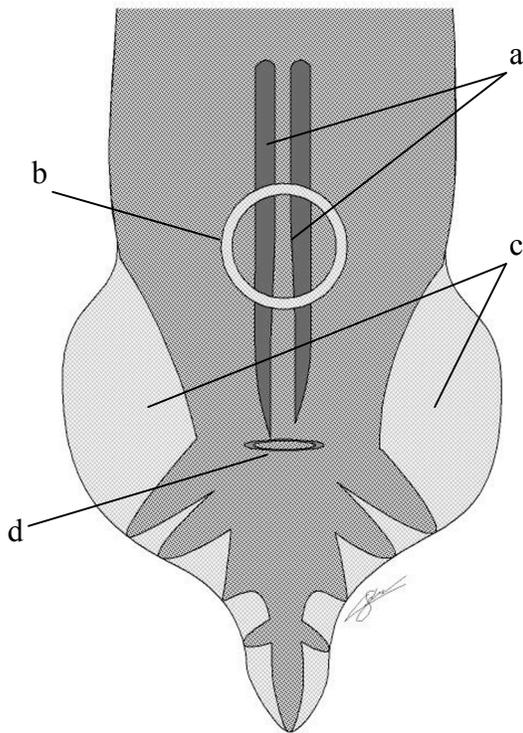
Actividades.

El alumno:

- a) Colectará intestinos de aves de corral y los incidirá longitudinalmente. Observará los ascáridos *in situ*, los lavará con solución salina fisiológica y los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos de *Ascaridia* spp y/o *Heterakis* spp.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 22.1 Extremo posterior del macho de *Ascaridia galli*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

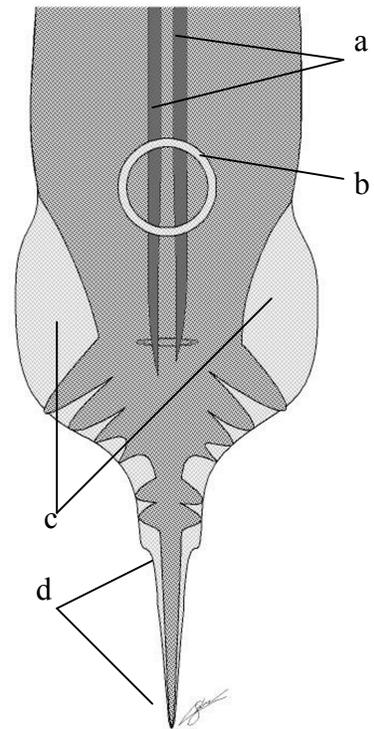


Fig. 22.2 Extremo posterior del macho de *Heterakis gallinarum*

Práctica 23: Identificación de estructuras morfológicas de oxiuridos en equinos y conejos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Oxyuris equi* y *Passalurus ambiguus* con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Los oxiuridos se localizan en el ciego y colon, *Oxyuris equi* en equinos y *Passalurus ambiguus* en conejos, son de ciclo directo, se caracterizan por que los machos tienen sólo una espícula y las hembras tienen una cola larga, estas salen a través del esfínter anal y depositan sus huevos en la región perianal del huésped. Los huevos son ligeramente asimétricos y operculados. El diagnóstico se realiza mediante la técnica de Graham.

Oxyuris equi. La boca tiene tres labios provistos de 6 papilas, de las cuales dos son laterales y pequeñas. El esófago es largo, estrecho en el centro y abultado en el extremo posterior sin llegar a formar un verdadero bulbo. El macho mide de 9 a 12 mm de longitud, tiene el extremo posterior romo con 5 papilas a cada lado, las más largas sostienen una membrana caudal, la espícula es recta, delgada y puntiaguda. La hembra mide 10 cm ó más dependiendo de la longitud de la cola, la cuál puede ser 5 veces más larga que el cuerpo, termina recta en forma filamentosa. La vulva se abre a 7 ó 10 mm del borde anterior. Los huevos son elípticos, asimétricos, ligeramente aplanados en uno de sus lados, tienen un opérculo polar oblicuo y miden de 80 a 90 por 40 a 45µm (ver anexo 1).

Passalurus ambiguus. Tienen un orificio bucal sencillo rodeado por 4 papilas asimétricas y en la base de la cavidad bucal, rodeando la abertura del esófago tienen 3 dientes. El esófago esta compuesto por un cuerpo, un corto istmo y un bulbo posterior y poseen alas cervicales segmentadas (fig. 23.1). El macho mide de 3 a 5mm de longitud, en su extremo posterior tiene pequeñas aletas y una espícula ligeramente curvada, la hembra mide de 8 a 12 mm de longitud, su extremo caudal es largo y finamente prolongado, con engrosamientos anulares, la vulva se abre por detrás del esófago. Los huevos son ligeramente pardos, asimétricos, tienen un opérculo polar y miden de 88 a 100 µ por 40 a 50 µ (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará el ciego y colon de equino o conejo y los incidirá longitudinalmente. Observará los oxiuridos *in situ*, los lavará con solución salina fisiológica y los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de Graham en conejos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

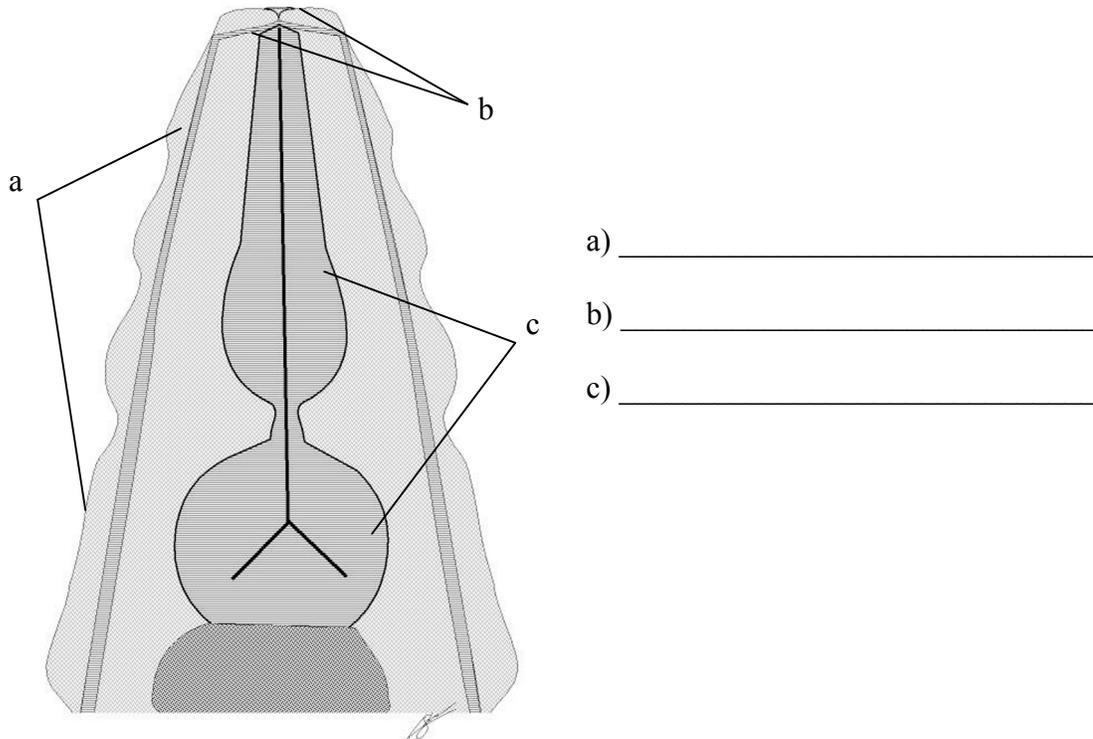


Fig. 23.1 Extremo anterior de *Passalurus ambiguus*

Práctica 24: Identificación de estructuras morfológicas del género *Strongylus* en equinos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Strongylus vulgaris*, *S. equinus* y *S. edentatus*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Las especies señaladas se localizan en el ciego y colon de los equinos. En estado fresco son de color rojizo. La cápsula bucal es caliciforme. Los machos poseen dos espículas y gubernáculo. Los huevos son elípticos, blastomerados y tienen cubierta delgada, el ciclo es directo (ver anexo 1).

Strongylus vulgaris. La cápsula bucal está rodeada por doble corona foliácea, en la base posee dos dientes de bordes redondeados y forma auricular (fig. 24.1). El macho mide de 14 a 16 mm de largo por 0.7 mm de ancho, el lóbulo dorsal de la bolsa copuladora es triangular y sobrepasa el borde de los lóbulos laterales, las costillas dorsales están hendidas, con tres ramas en cada brazo, de las cuales la interna es más larga. La hembra mide de 20 a 24 mm de largo por 1 mm de ancho, termina en forma cónica, la vulva se abre a 9 mm del extremo posterior. Los huevos miden de 75 a 93 μ por 40 a 54 μ m.

Strongylus equinus. La cápsula bucal es caliciforme, con un surco dorsal circular, en la base hay un diente subdorsal grande con la punta bífida y dos subventrales pequeños (fig. 24.2). El macho mide de 2.6 a 3.5 cm de largo por 1.25 mm de ancho, los lóbulos laterales de la bolsa copuladora son grandes y el dorsal es pequeño, la costilla dorsal es bifurcada y las ramas resultantes con tres prolongaciones. La hembra mide de 3.8 a 4.7cm por 2.25 mm de ancho, la vulva se abre a 12 mm del extremo posterior. Los huevos miden de 40 a 54 por 75 a 93 μ .

Strongylus edentatus. La cápsula bucal es caliciforme, más ancha en la región anterior, no tiene dientes (fig. 24.3). El macho mide de 2.3 a 2.8 cm de largo por 1.5 mm de ancho, el lóbulo dorsal de la bolsa copuladora tiene forma de cuadrilátero, la costilla dorsal profundamente hendida, cada brazo da lugar a tres ramas esbeltas. La hembra mide de 3.3 a 4.4 cm de longitud por 2 mm de ancho, la vulva se abre a 10 mm del extremo posterior. Los huevos son de cáscara delgada y miden de 40 a 54 por 75 a 93 μ .

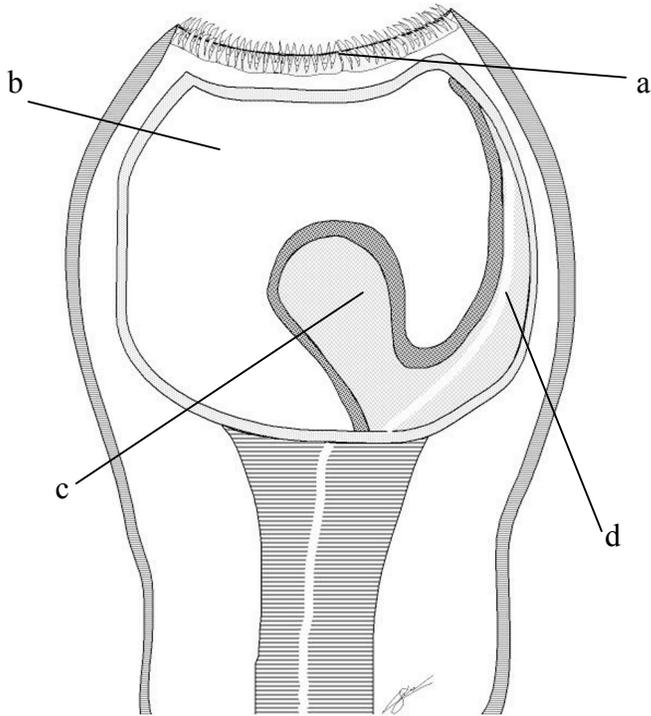
Actividades.

El alumno:

- a) Colectará en el rastro el ciego y colon de un equino, lo incidirá longitudinalmente en busca de parásitos, los separará y lavará con solución salina fisiológica y posteriormente los identificará mediante microscopía.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 24.1 Extremo anterior de *Strongylus vulgaris*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

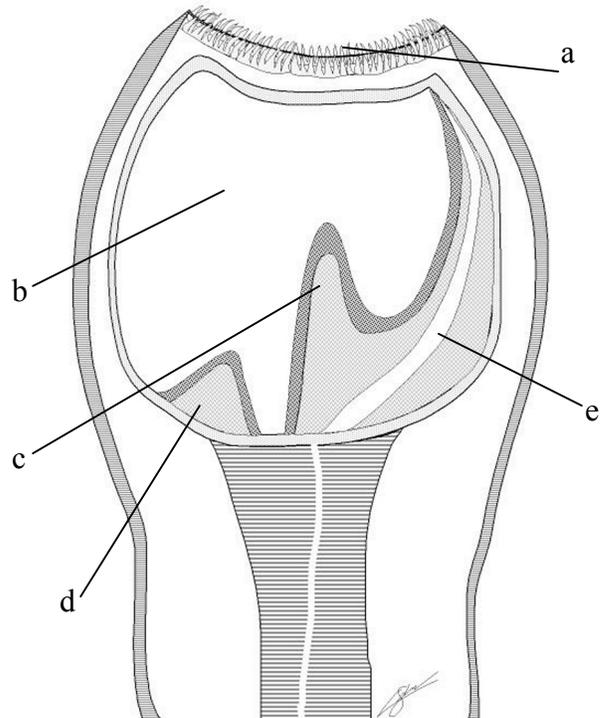
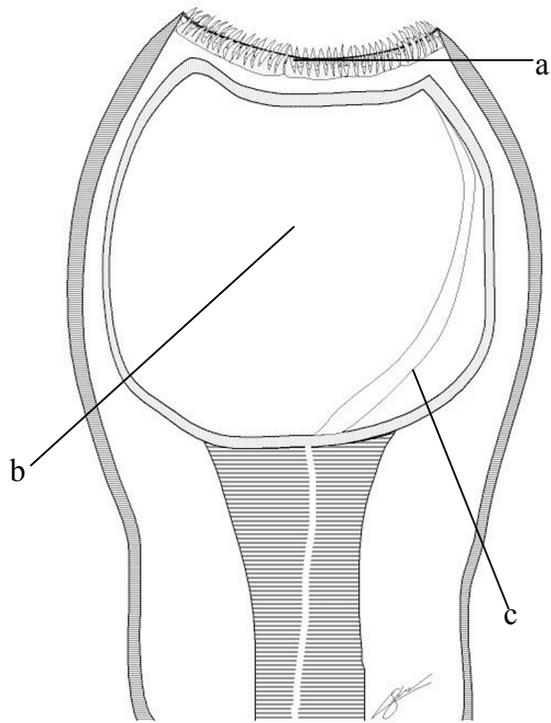


Fig. 24.2 Extremo anterior de *Strongylus equinus*



- a) _____
- b) _____
- c) _____

Fig. 24.3 Extremo anterior de *Strongylus edentatus*

Práctica 25: Identificación de estructuras morfológicas del género *Oesophagostomum* en ruminantes y cerdos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Oesophagostomum* spp, con la finalidad de realizar su diferenciación mediante microscopía.

Antecedentes. Existen varias especies de *Oesophagostomum*, algunas de las más frecuentes son: *O. radiatum*, en ganado bovino, *O. columbianum* y *O. venulosum* en borregos y cabras y *O. dentatum* en cerdos. Todas se localizan en el colon. El género se caracteriza por una cápsula bucal ancha dirigida hacia delante, de pared gruesa, con abertura oral pequeña la mayoría de las veces dotada de una corona foliácea interna y otra externa, en el extremo anterior la cutícula forma un collar alrededor del esófago y da la apariencia que lo constriñe, formando una vesícula (vesícula cefálica) (fig. 25.1). El macho posee bolsa copuladora bien desarrollada, un par de espículas delgadas y gubernáculo. Para diferenciar las especies se consideran al huésped, presencia de vesícula cefálica, disposición de las papilas cervicales y longitud del cuerpo. Son de ciclo directo y se diagnostican por coprocultivo.

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará en el rastro el ciego y colon de cerdos, ovejas o cabras y los incidirá longitudinalmente en busca de parásitos. Observará los parásitos *in situ*, los separará y lavará con solución salina fisiológica. Posteriormente los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en el esquema.

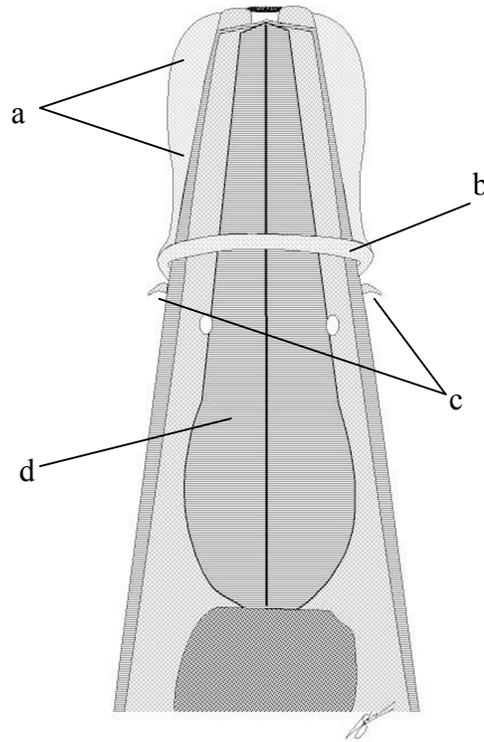


Fig. 25.1 Extremo anterior de *Oesophagostomum* spp

a) _____

c) _____

b) _____

d) _____

Práctica 26: Identificación de estructuras morfológicas de *Chabertia ovina* en rumiantes.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Chabertia ovina* con la finalidad de realizar su diferenciación mediante microscopía

Antecedentes. *Chabertia ovina*, se localiza en el colon del ganado bovino, ovino, caprino y otros rumiantes. Es de ciclo directo y se diagnostica por coprocultivo. Tiene el extremo anterior curvado ventralmente y una gran cápsula bucal que se abre anteroventralmente, el borde de la boca está rodeado por doble corona foliácea (fig. 26.1). El macho mide de 1.3 a 1.4 cm, su bolsa copuladora está bien desarrollada y tiene un par de espículas finas, unidas por un gubernáculo. La hembra mide de 1.7 a 2 cm de largo, la vulva se abre cerca del extremo posterior y los huevos al ser puestos se encuentran en estado de mórula, miden de 90 a 105 por 50 a 55 μ (ver anexo 1).

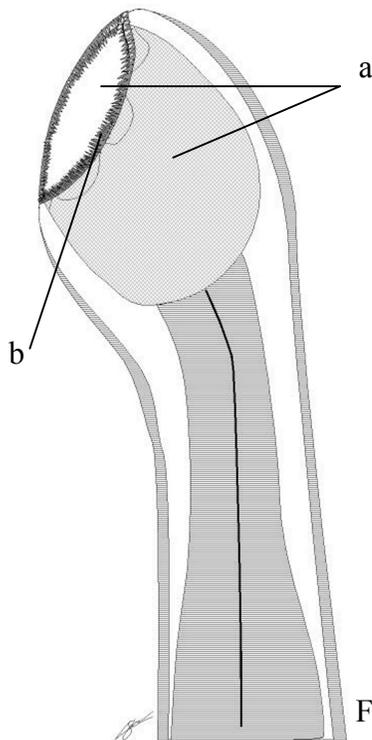
Actividades.

El alumno:

- a) Colectará el ciego y colon de ovejas o cabras y los incidirá longitudinalmente. Observará los parásitos *in situ*, los lavará con solución salina fisiológica y los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.



a) _____

b) _____

Fig. 26.1 Extremo anterior de *Chabertia ovina*

Práctica 27: Identificación de estructuras morfológicas de *Ancylostoma* spp en perros y gatos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Ancylostoma caninum* y *Ancylostoma tubaeforme*, con la finalidad de realizar su detección en perros y gatos mediante microscopía.

Antecedentes. *Ancylostoma caninum*, se localiza en el intestino delgado del perro y cánidos silvestres como el zorro, lobo, coyote y muy raramente en el ser humano. El macho mide 10 a 12 mm de longitud y la hembra, 14 a 16 mm., son de color gris o rojizo, dependiendo de la presencia de sangre en el tubo digestivo. El extremo anterior está incurvado dorsalmente y la cavidad bucal es profunda y de forma subglobular, en la parte ventral presenta tres dientes a cada lado, en el fondo de la cápsula bucal presenta un par de dientes triangulares dorsales y un par de dientes centrolaterales (fig. 27.1). El macho presenta una bolsa copuladora bien desarrollada y un par de espículas de 0.8 a 0.95 mm de longitud. La hembra presenta la vulva a nivel del segundo tercer tercio del cuerpo, el útero y los ovarios forman numerosas asas transversas a lo largo del cuerpo. Los huevos miden 56 a 75 μ por 34 a 47 μ y contienen alrededor de ocho blastómeros cuando salen con las heces.

Ancylostoma tubaeforme. Se localiza en el intestino delgado del gato. El macho mide 9.5 a 11 mm de longitud, y la hembra mide 12 a 15 mm. La cavidad bucal es similar a la de *Ancylostoma caninum*, pero los dientes del margen ventral son ligeramente más largos. La bolsa copuladora del macho esta bien desarrollada y sus espículas son mayores de 1 mm de longitud. Los huevos miden 55 a 75 por 34.4 a 44.7 μ .

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará intestino delgado de perro o gato y lo incidirá longitudinalmente en busca de parásitos. Observará los parásitos *in situ*, los lavará con SSF y los identificará en el microscopio.
- b) Identificará las características morfológicas de *A. caninum* en preparaciones teñidas.
- c) Realizará la técnica de flotación con materia fecal de perro y gato para observar la presencia de huevos de *A. caninum* y *A. tubaeforme*, si la muestra es positiva realizará la técnica de McMaster para contar los huevos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

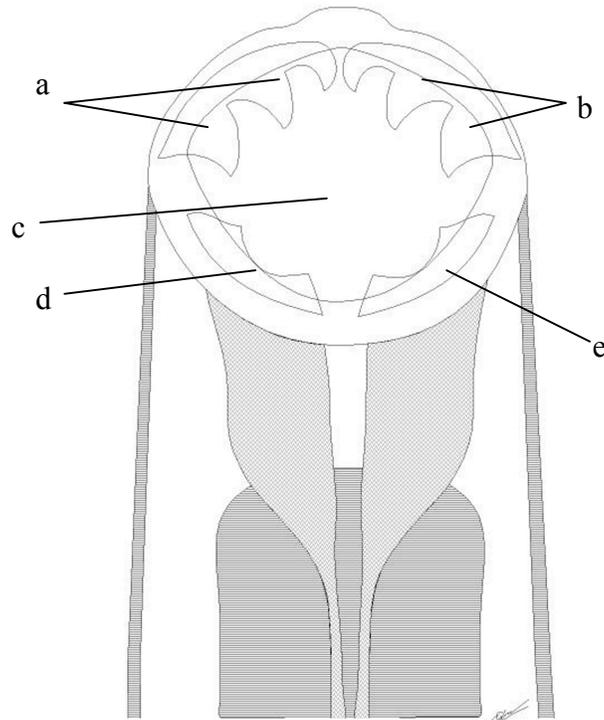


Fig. 27.1 Extremo anterior de *Ancylostoma caninum*

a) _____

d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

Práctica 28: Identificación de las estructuras morfológicas de tricostrongilidos en rumiantes

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Teladorsagia circumcincta*, *Haemonchus contortus*, *Mecistocirrus digitatus* y *Nematodirus* spp, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Son parásitos de los rumiantes: *Teladorsagia*, *Haemonchus* y *Mecistocirrus* se localizan en el abomaso, mientras que *Nematodirus* se encuentran en el intestino delgado. Son de ciclo directo y se diagnostican por flotación y coprocultivo.

Teladorsagia circumcincta. Son gusanos filiformes con vesícula cefálica pequeña y papilas cervicales. Los machos miden de 7.5 a 8.5 mm de longitud y las hembras de 1 a 1.2 cm. La vulva está cubierta por una solapa y se abre en el quinto final del cuerpo (fig. 28.1). Cerca del extremo de la cola hay una banda engrosada con 4 ó 5 estrías transversales. Las espículas en el macho son finas (fig. 28.2), cada una termina en un abultamiento grande y en un proceso pequeño y agudo. Los huevos miden de 80 a 100 por 40 a 50 μ (ver anexo 1).

Haemonchus contortus. Los machos miden de 1.9 a 2.2 cm y las hembras de 2.5 a 3.4 cm de longitud. Son de color rojizo en estado fresco. Poseen una cápsula bucal pequeña provista en su base de una lanceta en la parte dorsal tiene un par de papilas cervicales de forma triangular dirigidas hacia atrás. La estructura más importante del macho es la bolsa copuladora bien desarrollada, con los lóbulos laterales largos y sostenidos por cuatro costillas cada uno, el lóbulo dorsal es ligeramente asimétrico. Las espículas son de color pardo amarillento, provistas de un gancho terminal y un gubernáculo (fig. 28.3). La hembra termina en punta recta y muy aguda, los ovarios de color blanquecino y rodean al tubo digestivo formando espirales. La vulva se abre a 4mm de la extremidad caudal y puede o no estar cubierta por un lóbulo o solapa vulvar (fig. 28.4). Los huevos son elípticos y segmentados al momento de ser puestos, miden de 62 a 95 por 35 a 50 μ (ver anexo 1).

Mecistocirrus digitatus. Su extremo anterior tiene seis papilas, la boca se abre en dirección dorsal con un diente en la cápsula. El macho mide de 1.6 a 2.8 cm de largo. La bolsa copuladora tiene dos grandes lóbulos laterales y el dorsal pequeño, un par de espículas largas, unidas en la mayor parte de su longitud, sin gubernáculo (fig. 28.5). La hembra mide de 1.9 a 4 cm de longitud, en su extremo posterior termina en forma cónica, el útero rodea al tubo digestivo. Los huevos miden de 95 a 120 por 56 a 60 μ (ver anexo 1).

***Nematodirus* spp.** Son parásitos blancos o rojizos, de cuerpo filiforme. Tiene vesícula cefálica dilatada (fig. 28.6). El macho mide de 10 a 19 mm, la bolsa copuladora con dos grandes lóbulos laterales y uno dorsal pequeño y poco definido, en la superficie interna de la bolsa copuladora existen unas estructuras redondas u ovales, las espículas son finas y con alas transparentes en la punta, no tiene gubernáculo (fig.28.7). La hembra mide de 15 a 29 mm de largo, termina en forma cónica y generalmente truncada, con un proceso o espina en la punta, la vulva se localiza en la parte posterior del cuerpo. Los huevos miden de 130 a 260 por 71-12 μ , son elípticos y segmentados al ser puestos (ver anexo 1).

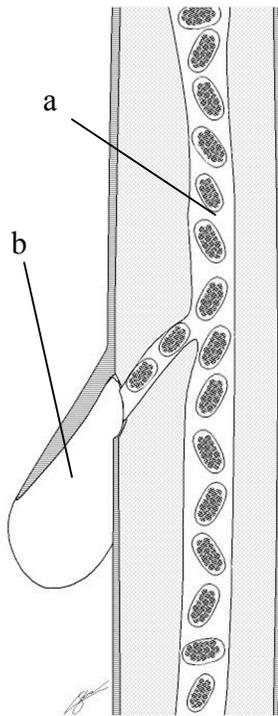
Actividades.

El alumno:

- a) Colectará el abomaso y el primer metro de intestino delgado de borrego o cabra, lo incidirá longitudinalmente en busca de parásitos, los separará y lavará con solución salina fisiológica. Posteriormente los identificará bajo el microscopio.
- b) Realizará raspados de la mucosa abomasal e intestinal y los observará en el microscopio estereoscópico en busca de parásitos.
- c) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- d) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos.
- e) Realizará un coprocultivo de las muestras fecales positivas a huevos de estrongilidos para obtener larvas 3, con la finalidad de identificar los diferentes géneros de la familia Trichostrongylidae.

Evaluación.

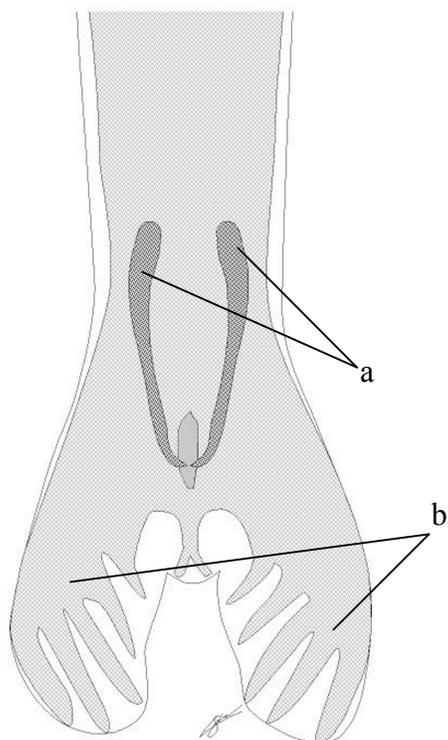
Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.



a) _____

b) _____

Fig. 28.1 Tercio posterior de la hembra de *Teladorsagia circuminecta*



a) _____

b) _____

Fig. 28.2 Extremo posterior del macho de *Teladorsagia circumcincta*

a) _____

b) _____

c) _____

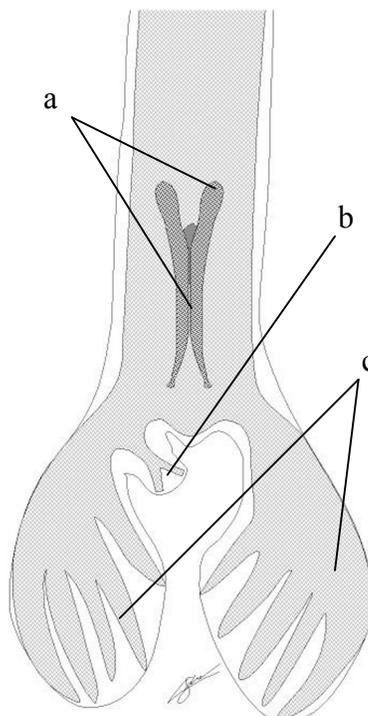
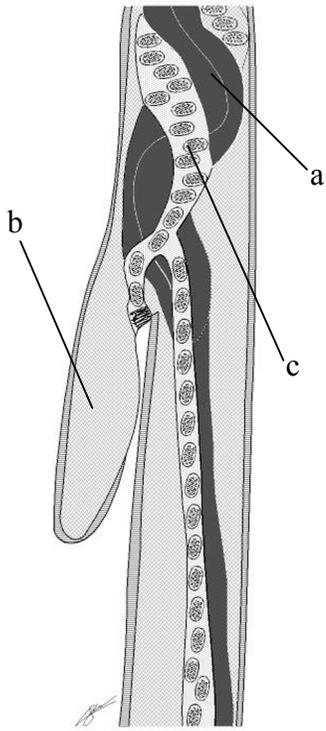


Fig. 28.3 Extremo posterior del macho de *Haemonchus contortus*



- a) _____
- b) _____
- c) _____

Fig. 28.4 Tercio posterior de la hembra de *Haemonchus contortus*

- a) _____
- b) _____

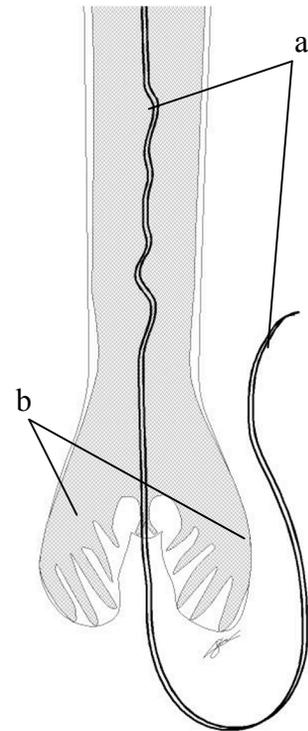
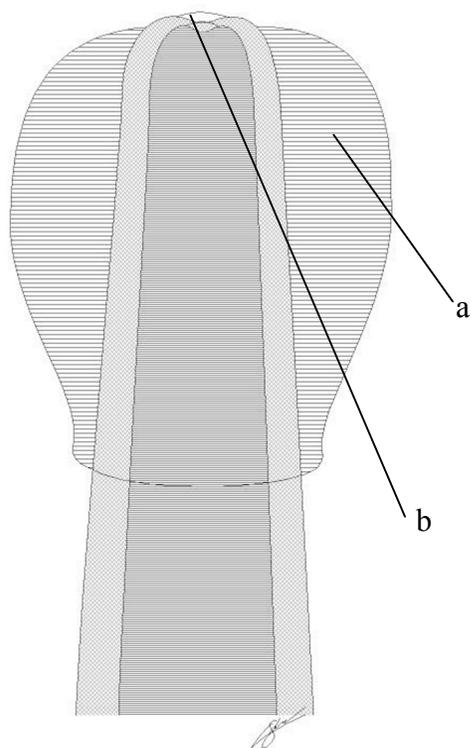


Fig. 28.5 Extremo posterior del macho de *Mecistocirrus digitatus*



a) _____
b) _____

Fig. 28.6 Extremo anterior de *Nematodirus spp*

a) _____
b) _____
c) _____

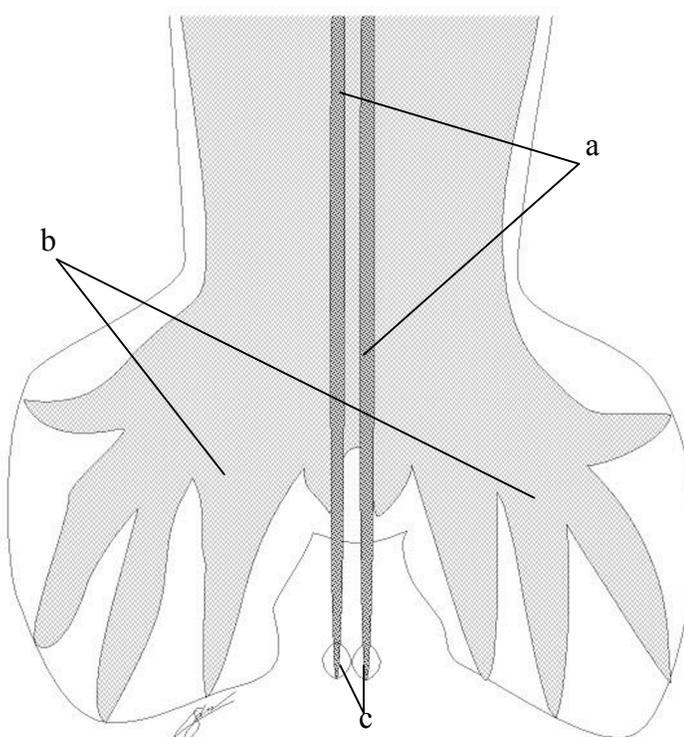


Fig. 28.7 Extremo posterior del macho de *Nematodirus spp*

Práctica 29: Identificación de las estructuras morfológicas del género *Dictyocaulus* en rumiantes y equinos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Dictyocaulus* spp., con la finalidad de realizar su detección mediante microscopía.

Antecedentes. Las especies de género se encuentran en la tráquea, bronquios y bronquiolos del ganado bovino (*Dictyocaulus viviparus*), de borregos y cabras (*D. filaria*) y en equinos (*D. arnfieldi*). Las especies de este género, se caracterizan por tener el cuerpo filiforme, cápsula bucal pequeña y rodeada por 4 labios (fig. 29.1). Los lóbulos de la bolsa copuladora están unidos (fig. 29.2), las espículas son cortas y gruesas, poseen gubernáculo. La vulva esta en la línea media del cuerpo y la cola de la hembra esta aplanada. Son de ciclo directo y se diagnostican por la técnica de migración larvaria (Baermann).

Dictyocaulus viviparus. El macho mide de 1.7 a 5 cm. Las puntas de los rayos dorsales están trilobuladas y los rayos medio y posterolaterales estan fusionados. La hembra mide de 2.3 a 8 cm, tienen una cola corta y puntiaguda. La vulva se encuentra en el tercio posterior del cuerpo. Los huevos son larvados y miden de 82 a 88 por 33 a 38 μ (ver anexo 1).

Dictyocaulus filaria. El macho mide de 3 a 8 cm de largo. Los rayos medio y posterolateral estan fusionados excepto en sus puntas, el rayo externo dorsal se origina separadamente y el rayo dorsal esta hendido en su base derecha. Las espículas son gruesas, de color café y un poco curvadas. La hembra mide de 4.3 a 11.2 cm de largo. Los huevos están larvados al ser puestos y miden de 112 a 138 por 52 a 67 μ (ver anexo 1). La larva I mide 480 a 580 μ m de largo por 20 μ m de ancho, presentan un tapón o botón en su extremidad cefálica y su extremidad caudal termina en punta roma (ver anexo 1).

Dictyocaulus arnfieldi. El macho mide de 2.5 a 4.3 cm de largo, los rayos ventrolaterales de la bolsa copuladora están sobrepuestos y los centrolaterales son mucho más cortos que los lateroventrales, las ramas del rayo dorsal son bilobuladas en sus puntas. La hembra mide de 4.6 a 6.8 cm de largo, tienen la cola corta ligeramente redondeada y la vulva esta en la región anterior. Los huevos miden de 80 a 100 por 50 a 60 μ y se encuentran larvados al ser puestos (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará pulmones de rumiantes, los incidirá a través de los bronquios y bronquiolos en busca de parásitos, los separará y lavará con solución salina fisiológica. Posteriormente los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos.
- c) Realizará la técnica de Baermann con heces de rumiante y de equino para buscar larvas 1.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

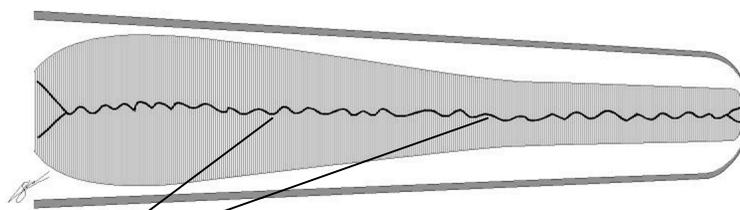
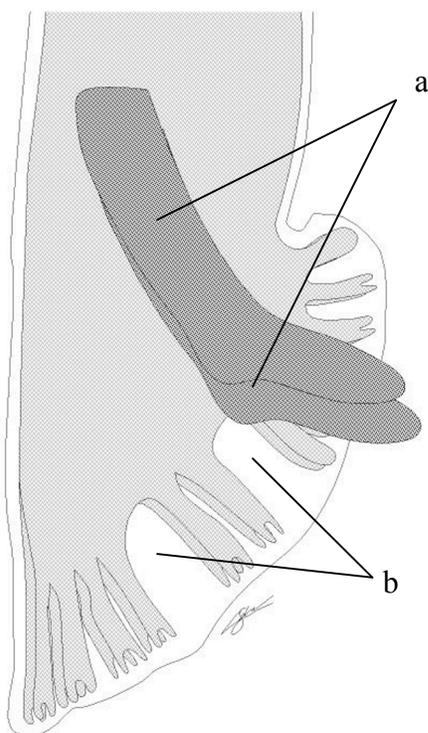


Fig. 29.1 Extremo anterior de *Dictyocaulus spp*

a) _____



a) _____

b) _____

Fig. 29.2 Extremo anterior del macho *Dictyocaulus spp*

Práctica 30: Identificación de estructuras morfológicas del género *Metastrongylus* en cerdos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas del género *Metastrongylus* spp, con la finalidad de realizar su detección mediante microscopía.

Antecedentes. Los miembros de este género tienen cuerpo filiforme, la boca posee dos labios trilobulados, el de en medio es el más grande, la cápsula bucal es muy pequeña y el esófago tiene forma de huso (fig. 30.1). La bolsa copuladora tiene dos grandes lóbulos laterales y el dorsal pequeño. Las espículas son largas y delgadas, con estrías transversales. Pueden o no presentar gubernáculo. El extremo posterior de la hembra tiene un abultamiento prevulvar, la vulva esta cerca del ano. Los huevos son larvados al ser puestos, tienen las paredes lisas y miden de 51 a 63 por 33 a 42 μ (ver anexo 1). Su ciclo es indirecto y sus huéspedes intermediarios son lombrices de tierra.

Metastrongylus salmi. Se encuentra en tráquea, bronquios y bronquiolos del cerdo, jabalí y pecari. El macho mide de 14 a 18 mm de largo, las espículas son más pequeñas que *M. apri* y terminan en un gancho. El cono genital está moderadamente desarrollado y posee gubernáculo. La hembra mide de de 3 a 4 cm de largo, el abultamiento prevulvar es de tamaño medio o reducido y la vulva esta muy cerca del extremo posterior el cual se incurva centralmente. Los huevos miden de 43 a 57 por 38 a 41 μ (ver anexo 1).

Metastrongylus apri. Se localiza en tráquea, bronquios y bronquiolos de cerdo, jabalí y pecari, como parásito accidental se ha encontrado en el perro, cabra, bovino, ovino y el ser humano. El macho mide de 1.1 a 2.6 cm de largo, sus espículas terminan en gancho, el cono genital esta bien desarrollado y no presenta gubernáculo. La hembra mide de 28 60 mm de largo, la vulva esta cerca del extremo posterior, la inflamación prevulvar es de tamaño medio (fig. 30.2). Los huevos miden de 45 a 57 por 38 a 41 μ y tienen la pared corrugada (ver anexo 1).

Metastrongylus pudendotectus. Se encuentra en tráquea, bronquios y bronquiolos de cerdos. El macho mide de 14 a 19 mm de largo, la bolsa copuladora esta flexionada ventralmente, el cono genital esta poco desarrollado, las espículas tienen un doble gancho y poseen gubernáculo. Las hembras miden de 1.9 a 4 cm de largo, el abultamiento prevulvar es subsférico y posee una cutícula transparente que envuelve a la provagina (fig. 30.3). Los huevos miden de 57 a 64 por 39 a 45 μ y tienen la cubierta arrugada (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará pulmones de cerdo, los incidirá longitudinalmente a través de los bronquios y bronquiolos en busca de parásitos, los colectará y lavará con agua destilada o solución salina fisiológica y posteriormente los identificará mediante microscopía.
- b) Identificará las estructuras morfológicas del género *Metastrongylus* spp de las preparaciones fijas.

- c) Realizará la técnica de flotación con materia fecal de cerdo para buscar huevos de *Metastrongylus* spp.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

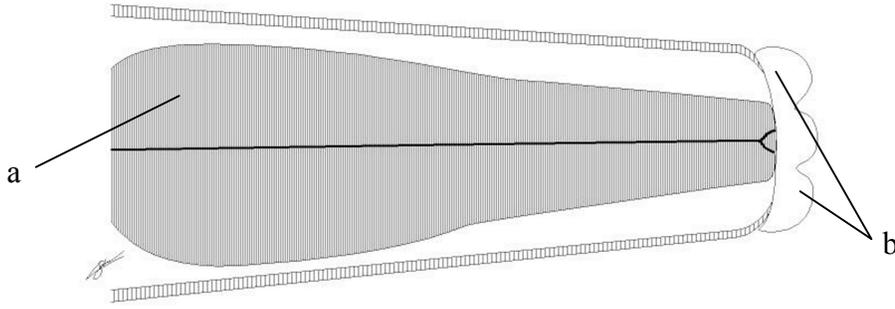


Fig. 30.1 Extremo anterior de *Metastrongylus* spp

a) _____

b) _____

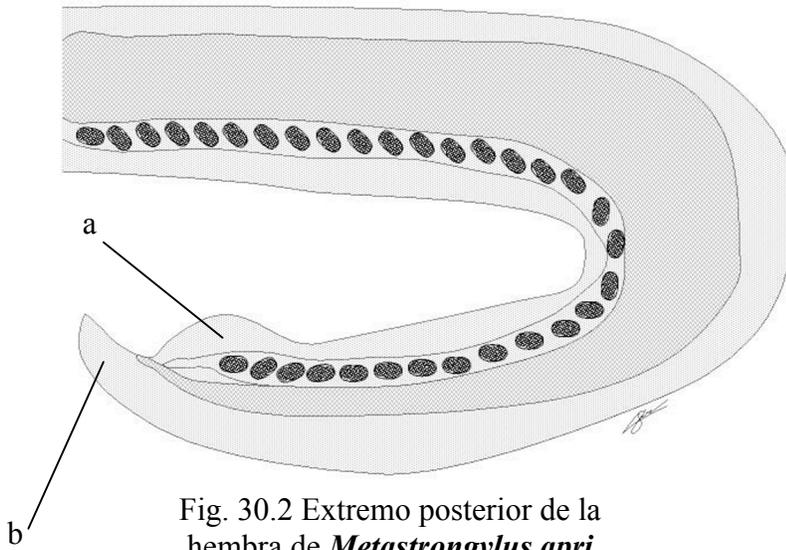


Fig. 30.2 Extremo posterior de la hembra de *Metastrongylus apri*

a) _____

b) _____

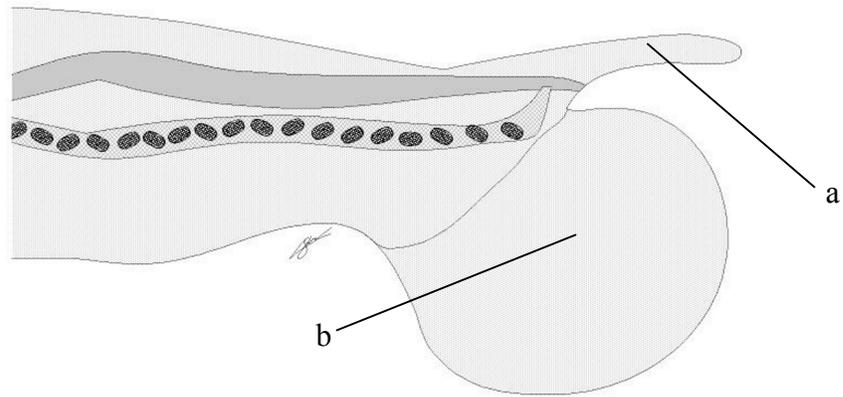


Fig. 30.3 Extremo posterior de la hembra de *Metastrongylus pudendotectus*

a) _____

b) _____

Práctica 31: Identificación de estructuras morfológicas de *Muellerius capillaris* en ovinos y caprinos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Muellerius capillaris*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Los adultos de *Muellerius capillaris* se alojan en el parénquima pulmonar de borregos, cabras y otros pequeños rumiantes. Los huéspedes intermediarios son caracoles y babosas de las familias Helicidae, Limacidae y Arionidae entre otras.

Los adultos tienen aspecto capilar. El macho tiene una longitud de 11 a 25 mm y su extremidad posterior se encuentra enrollada con 11 a 25 vueltas, la bolsa copuladora es reducida y con espículas curvadas, con alas estriadas transversalmente, presenta gubernáculo y un pequeño telamón. La hembra mide de 18 a 30 mm de largo, la vulva se encuentra cerca del ano y próxima a la punta de la cola.

Los huevos son larvados pero se rompen en su paso por el tracto digestivo. La larva 1 mide de 300 a 320 μ de largo por 12 a 16 μ de ancho, tiene cola ondulante y con una espina o espolón dorsal (fig. 31.1).

Actividades.

El alumno:

- a) Examinará pulmones de oveja o cabra en busca de nódulos de 2 mm de diámetro, los separará y colocará en el aparato de Baermann con solución salina fisiológica a 37°C. o en jugo gástrico artificial. Posteriormente observará el sedimento bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de larvas 1.
- c) Con heces de oveja o cabra realizará la técnica de migración larvaria en busca de larvas 1 de *M. capillaris*.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

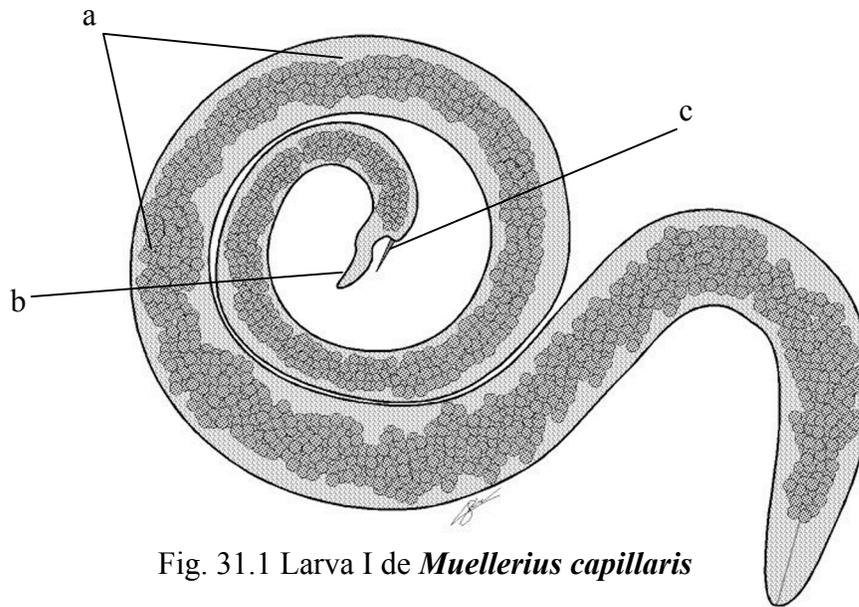


Fig. 31.1 Larva I de *Muellerius capillaris*

a) _____

c) _____

b) _____

Práctica 32: Identificación de estructuras morfológicas de espiuridos gástricos en caballos y cerdos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Habronema microstoma*, *Habronema muscae*, *Draschia megastoma* y *Ascarops strongylina* con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. *Habronema* spp y *Draschia* spp se localizan en el estómago de équidos. Son de ciclo indirecto, los huéspedes intermediarios para *Habronema muscae* son moscas domésticas (*Musca domestica*), para *H. microstoma* la mosca de establo (*Stomoxys calcitrans*), mientras que para *Draschia megastoma* pueden ser ambas especies de moscas. El diagnóstico se puede realizar por flotación o lavado gástrico.

Son de color blanco-amarillento, tienen 2 labios. Los machos terminan incurvados en espiral, tienen dos espículas marcadamente desiguales, la izquierda es más grande y una aleta caudal del lado izquierdo. Para distinguir las especies es importante considerar las características de la faringe.

Habronema microstoma. Su faringe es la más corta, se estrecha ligeramente en la parte anterior y posee dos láminas que llevan tres apéndices dentarios que llegan hasta la abertura bucal (fig. 32.1). El macho mide de 16 a 22 mm y la hembra de 15 a 22 mm, la vulva se encuentra situada ventralmente. Los huevos miden de 40 a 55 por 8 a 16 μ y son larvados al momento de ser puestos (ver anexo 1).

Habronema muscae. La faringe es cilíndrica, está cubierta por una gruesa pared cuticular (fig. 32.2). El macho mide de 8 a 14 mm y la hembra de 13 a 22 mm. Los huevos miden de 40 a 55 por 8 a 16 μ , tienen cubierta delgada y están larvados al ser puestos (ver anexo 1).

Draschia megastoma. Tienen una hendidura justo detrás de la boca, lo que le da aspecto de collar y a la faringe forma de embudo (fig. 32.3). Los huevos son iguales a los de *Habronema* spp, excepto por que son más pequeños (35 por 8 μ) y siempre se rompen en el estómago (ver anexo 1). Los machos miden 10 mm y las hembras hasta 13 mm de largo

Ascarops strongylina. Los adultos se localizan en el estómago del cerdo, sus huéspedes intermediarios son escarabajos coprófagos. La boca tiene 2 labios trilobulados, cada uno con tres papilas y un diente intermedio. Tiene un ala cervical del lado izquierdo y papilas cervicales asimétricas. La faringe es cilíndrica con gruesos cordones en forma de espiral (fig. 32.4). El macho mide de 10 a 15 mm de largo, termina en espiral y las espículas son desiguales. La hembra mide de 15 a 22 mm, la vulva esta en la línea media del cuerpo ligeramente anterior a la cola. Los huevos son oblongos, de cáscara gruesa y miden de 34 a 40 por 18 a 22 μ y se encuentran larvados al ser puestos (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará estómago de equino o cerdo, lo incidirá a través de la curvatura mayor en busca de parásitos, los separará y lavará con solución salina fisiológica. Posteriormente los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos.
- c) Con heces de caballo o cerdo, realizará la técnica de flotación en busca de huevos de *Habronema* spp o *Ascarops strongylina*.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

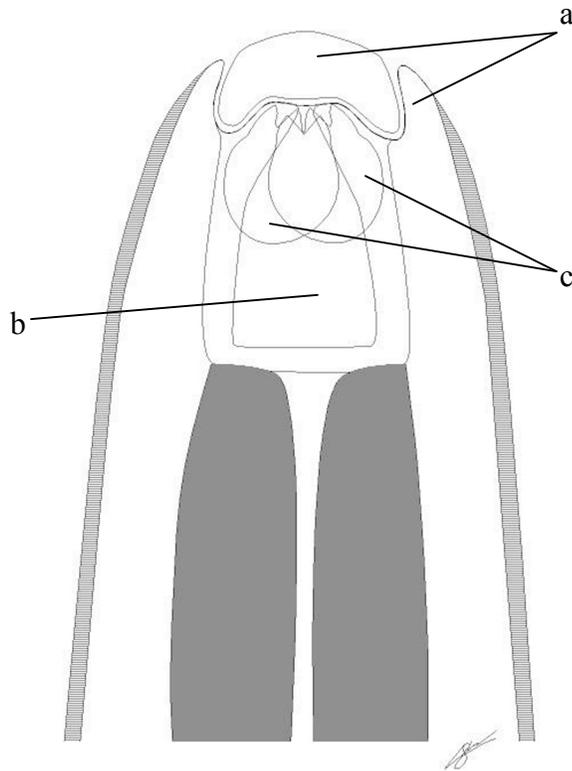
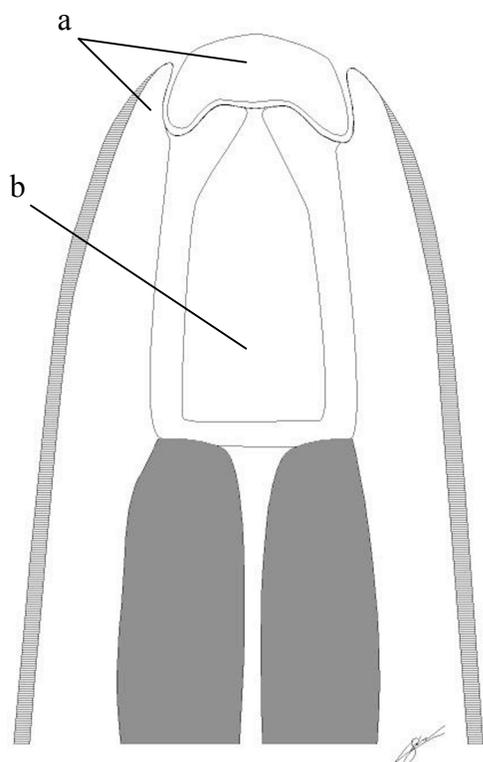


Fig. 32.1 Extremo anterior de *Habronema microstoma*

a) _____

b) _____

c) _____



- a) _____
- b) _____
- c) _____

Fig. 32.2 Extremo anterior de *Habronema muscae*

- a) _____
- b) _____

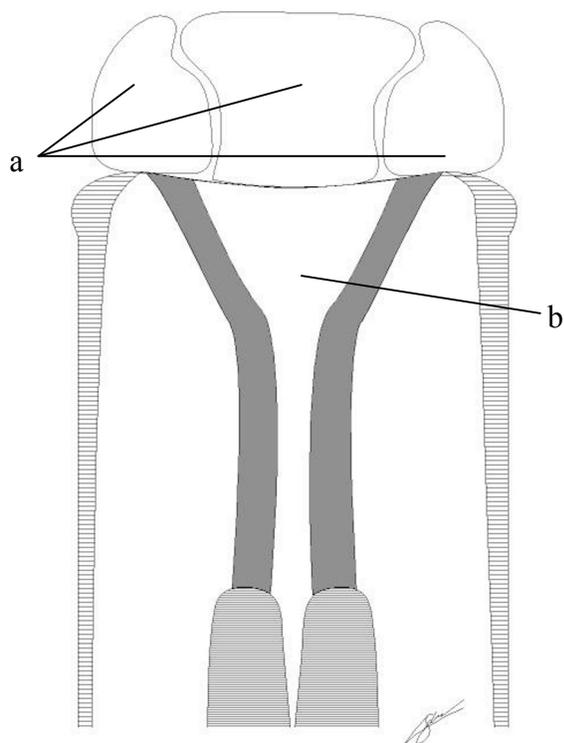


Fig. 32.3 Extremo anterior de *Draschia megastoma*

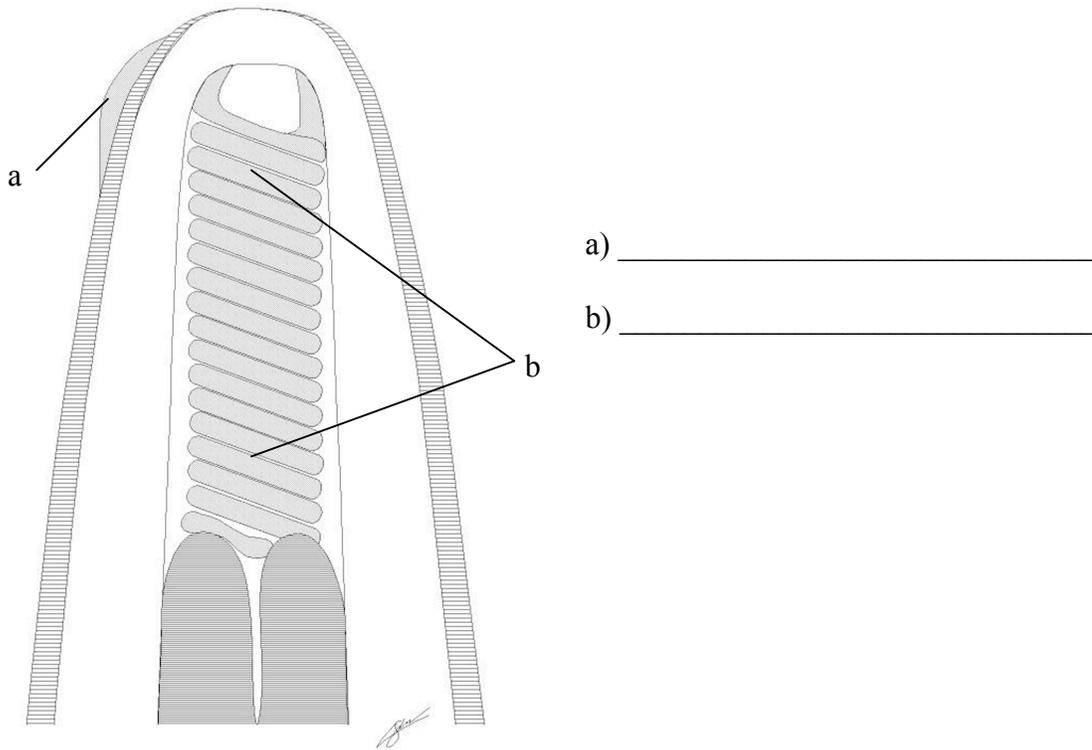


Fig. 32.3 Extremo anterior de *Ascarops strongylina*

Práctica 33: Identificación de estructuras morfológicas de filarias en perros, caballos y bovinos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de filarias, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Las filarias adultas tienen aspecto filiforme. Son de ciclo indirecto, los huéspedes intermediarios son insectos hematófagos. Son vivíparas, sus larvas se conocen como microfilarias y se pueden diagnosticar por frotis sanguíneo, técnica de Knott o a la necropsia. Las microfilarias se encuentran en sangre, piel y ganglios linfáticos subcutáneos.

Dirofilaria immitis. Se encuentra en el ventrículo derecho y arteria pulmonar de perros, coyotes, zorros, gatos y ocasionalmente en el ser humano se han observado microfilarias en nódulos en pulmón. Los huéspedes intermediarios son mosquitos *Culex* spp y *Aedes* spp y garrapatas del género *Rhipicephalus* spp. Tienen boca sin labios y el esófago corto y delgado. Los machos miden de 12 a 20 cm de largo, terminan en forma de tirabuzón, poseen alas caudales y papilas caudales pedunculadas (fig. 33.1). Las hembras miden de 25 a 31 cm de largo. La vulva se encuentra detrás del esófago. Las microfilarias sanguíneas no mudan y miden 218 a 340 μ de largo (fig. 33.2).

Setaria equina. Se le puede encontrar en la cavidad peritoneal, pleural, pulmones, espacios aracnoideos, intestino grueso, escroto y ojos de equinos y ocasionalmente en vacunos y el ser humano. Los huéspedes intermediarios son mosquitos *Anopheles* spp., y *Culex* spp. La cutícula tiene finas estrías transversales, la boca es pequeña rodeada de un anillo cuticular, el cual termina en dos prominencias ventrales y dorsales (fig. 33.3a y 33.3b). El macho mide de 5 a 8 cm, su extremo posterior está enrollado en espiral, tiene dos espículas desiguales, la izquierda más grande. La hembra mide de 7 a 13 cm de largo, su extremo posterior está débilmente ondulado en espiral, terminando en un botón redondo, del cual se observan dos protuberancias cónicas. Las microfilarias están provistas de vaina y miden de 250-290 μ .

Onchocerca gutturosa. Son gusanos grandes y delgados, semejan hebras de hilo. Se encuentra en el tejido conectivo alrededor de ligamentos de la nuca, de la rodilla, en el ligamento gastroesplénico y en la cápsula del bazo de bovinos y búfalos. Los huéspedes intermediarios son mosquitos *Simulium* spp. y *Culicoides* spp. El macho mide de 2.8 a 5.5 cm extremidad posterior enrollada en forma de espiral y se dobla ventralmente tiene dos espículas desiguales en forma y tamaño, la derecha es corta y de paredes quitinizadas con estrías transversales. La hembra mide de 40 a 55 cm de largo, tiene elevaciones anulares en forma de espiral (fig. 33.5). Las microfilarias miden de 240-280 μ y no tienen vaina.

Actividades.

El alumno:

- a) Realizará la técnica de Knott con sangre de perro y buscará microfilarias.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y microfilarias.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

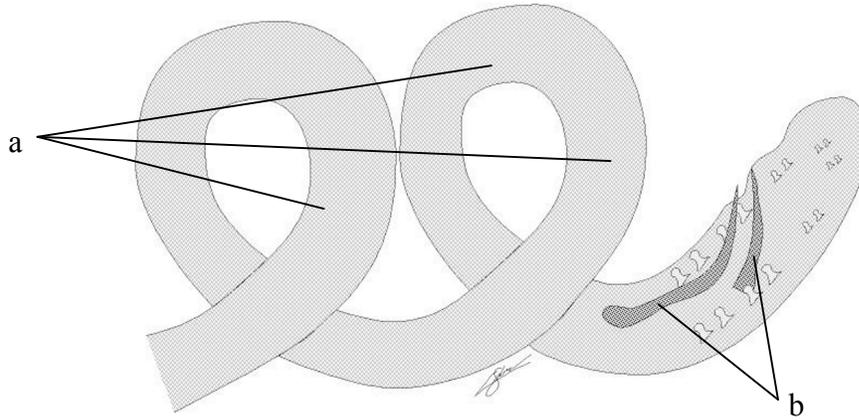


Fig. 33.1 Extremo posterior del macho de *Dirofilaria immitis*

a) _____

b) _____

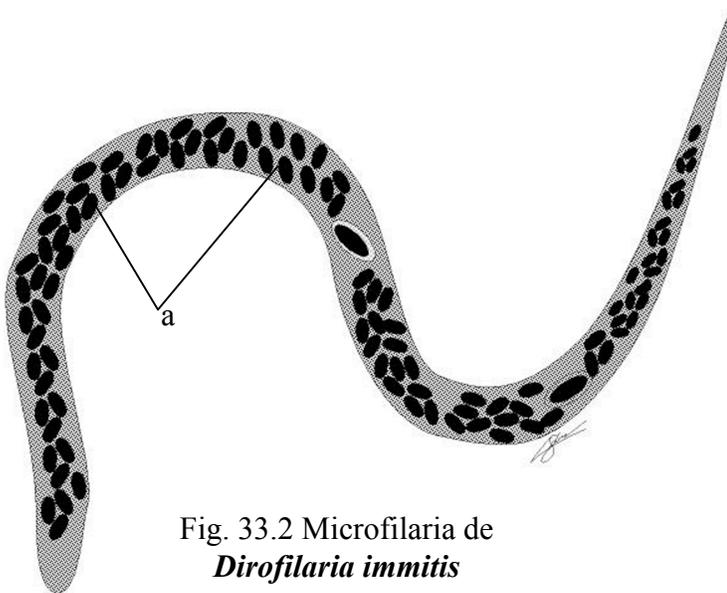


Fig. 33.2 Microfilaria de *Dirofilaria immitis*

a) _____

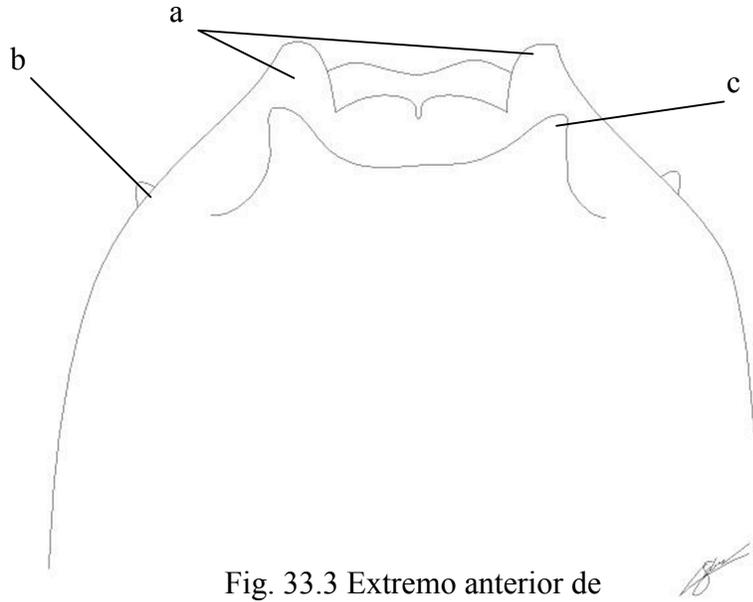


Fig. 33.3 Extremo anterior de *Setaria equina*

a) _____

c) _____

b) _____

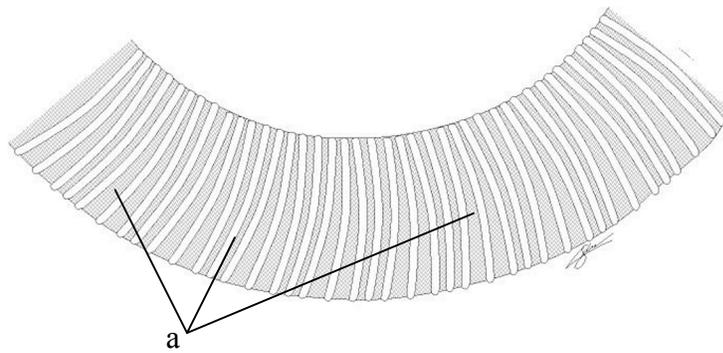


Fig. 33.4 Hembra de *Onchoserca guttuosa*

a) _____

Práctica 34: Identificación de estructuras morfológicas del género *Trichuris*, en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificara las características morfológicas de *Trichuris* spp, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Existen varias especies de *Trichuris* (*T. vulpis* en el perro, *T. ovis* en los rumiantes, *T. suis* en el cerdo). Los miembros de este género se caracterizan por tener el cuerpo dividido en dos porciones, la anterior muy delgada y la posterior gruesa (fig. 34.1). El extremo posterior del macho esta enrollado, posee una sola espícula rodeada por una bolsa prepucial que se evagina cuando la espícula se retrae (las características de la bolsa y la disposición de las espinas sirven para diferenciar las especies) (fig. 34.2). La hembra en su extremidad posterior esta ligeramente curvada, la vulva se encuentra cerca de la unión de las dos porciones del cuerpo. Los huevos tienen cubierta de color café y un opérculo en cada uno de sus polos (ver anexo 1).

Trichuris ovis. El macho mide de 5 a 8 cm de largo, la porción delgada del cuerpo ocupa las tres cuartas partes de la longitud total. La espícula es larga, delgada y termina en punta, la bolsa que la recubre posee un bulbo distal y las espinas que la cubren se hacen más pequeñas distalmente. Las hembras miden de 3.5 a 7 cm de longitud, la porción delgada constituye dos terceras partes de la longitud total del cuerpo. Los huevos tienen forma de barril, con dos opérculos y miden de 70 a 80 por 20 a 42 μ (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará el ciego y colon de rumiante o perro, lo incidirá longitudinalmente en busca de parásitos, los separará y lavará con solución salina fisiológica. Posteriormente los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de flotación en busca de huevos de *Trichuris* spp.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

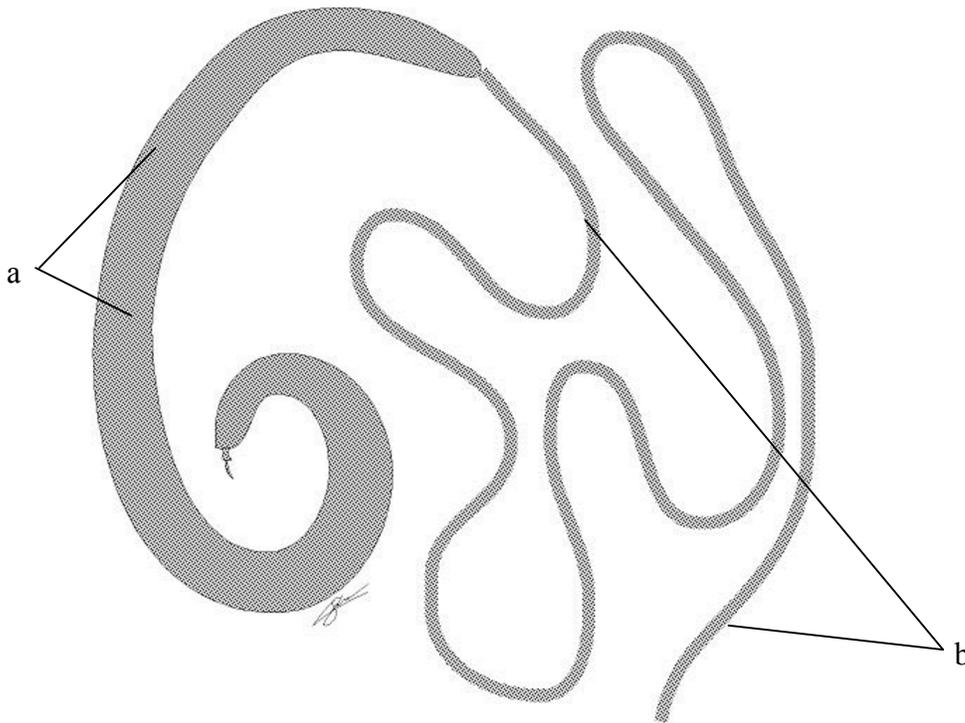


Fig. 34.1 Macho de *Trichuris spp*

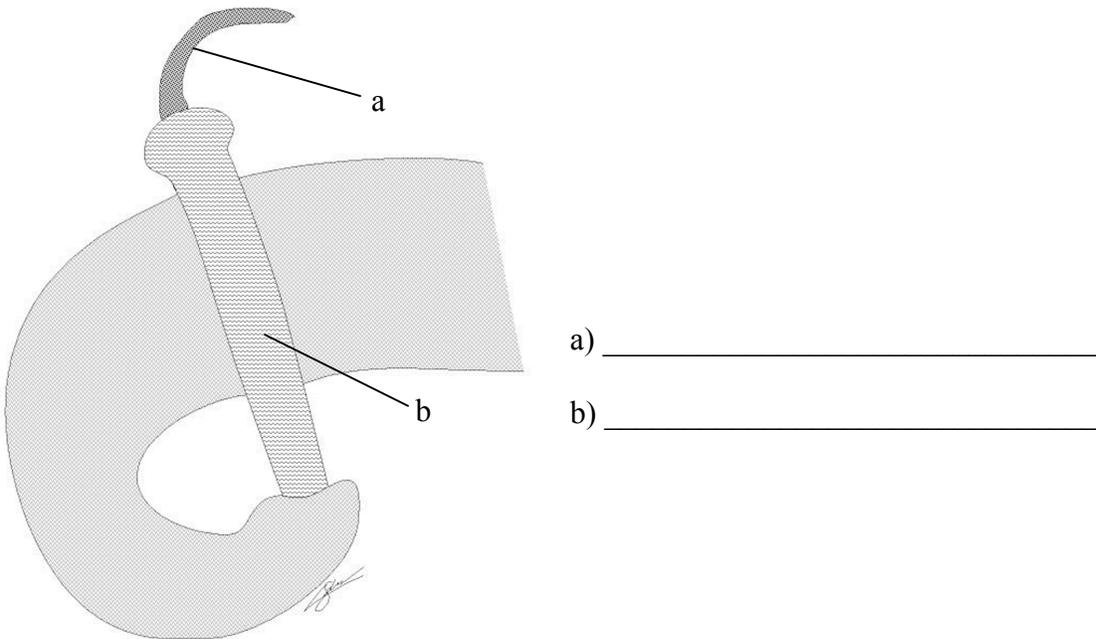


Fig. 34.2 Extremo posterior del macho de *Trichuris spp*

Práctica 35: Identificación de estructuras morfológicas de *Trichinella spiralis* en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Trichinella spiralis*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. El estado adulto de *Trichinella spiralis* se localiza en el intestino delgado y la larva 1 se encuentra en el tejido muscular estriado, principalmente en los pilares del diafragma, intercostales, maseteros y linguales entre otros. El ciclo es directo, los huéspedes son mamíferos, algunos de los implicados son el cerdo, jabalí, zorro, marta, hurón, cobayo, gato, oso, foca, ser humano y la rata. El diagnóstico se puede realizar por triquinoscopía, digestión artificial o técnicas serológicas como ELISA.

Los adultos son de color blanco cremoso, el extremo anterior es muy delgado, la boca presenta un pequeño estilete y el esófago ocupa la tercera parte de su longitud. El macho mide de 1.4 a 1.6 mm, no posee espículas, pero en el extremo posterior del cuerpo hay un par de apéndices cónicos, uno a cada lado de la cloaca. La hembra mide de 3 a 4 mm de largo, es vivípara. Los quistes miden de 400 a 600 μ de largo por 250 de ancho y generalmente contienen una larva enrollada en su interior (fig. 35.1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará una muestra de músculos del diafragma de cerdo y realizará la técnica de compresión en placa con carne de cerdo y la examinará en el triquinoscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de larvas 1.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

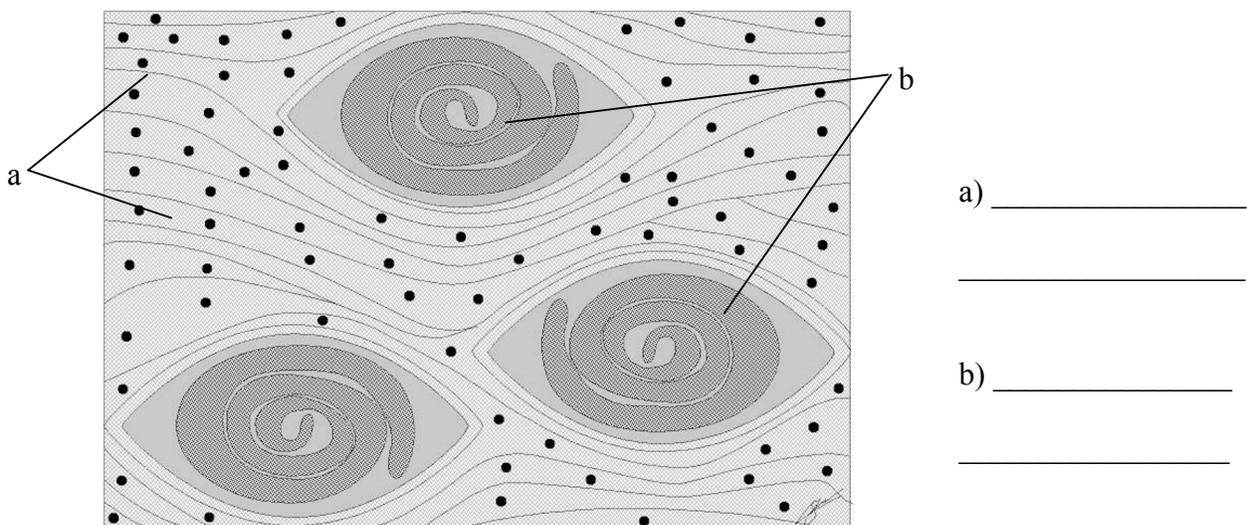


Fig. 35.1 Larvas I de *Trichinella spiralis*

CAPÍTULO VI: Acantocéfalos

Práctica 36: Identificación de estructuras morfológicas de *Macracanthorhynchus hirudinaceus* en cerdos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Los adultos de *Macracanthorhynchus hirudinaceus* se localizan en el intestino delgado del cerdo. Los huéspedes intermediarios son escarabajos, cucarachas y cochinillas. Se diagnostican por la técnica de sedimentación.

En estado fresco son de color blanco lechoso, con el cuerpo ligeramente enroscado y aplanado hacia la parte posterior. La cutícula tiene pliegues transversales (fig. 36.1). En la parte anterior poseen una probóscide con 5 a 6 hileras de ganchos. Los machos miden de 6 a 12 cm y las hembras de 14 a 45 cm de longitud. El macho posee la abertura copuladora en el extremo posterior del cuerpo y la hembra termina ligeramente redondeada.

Los huevos miden de 67 a 100 por 40 a 65 μ , son de forma ovoide, de color café y poseen cuatro capas, en su interior se encuentra una larva con espinas y 4 ganchos grandes (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará intestino delgado de cerdo y lo incidirá longitudinalmente en busca de parásitos, los separará y lavará con solución salina fisiológica. Posteriormente los identificará bajo el microscopio.
- b) Observará las preparaciones fijas de parásitos adultos y huevos.
- c) Realizará la técnica de sedimentación en busca de huevos de *M. hirudinaceus*.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas.

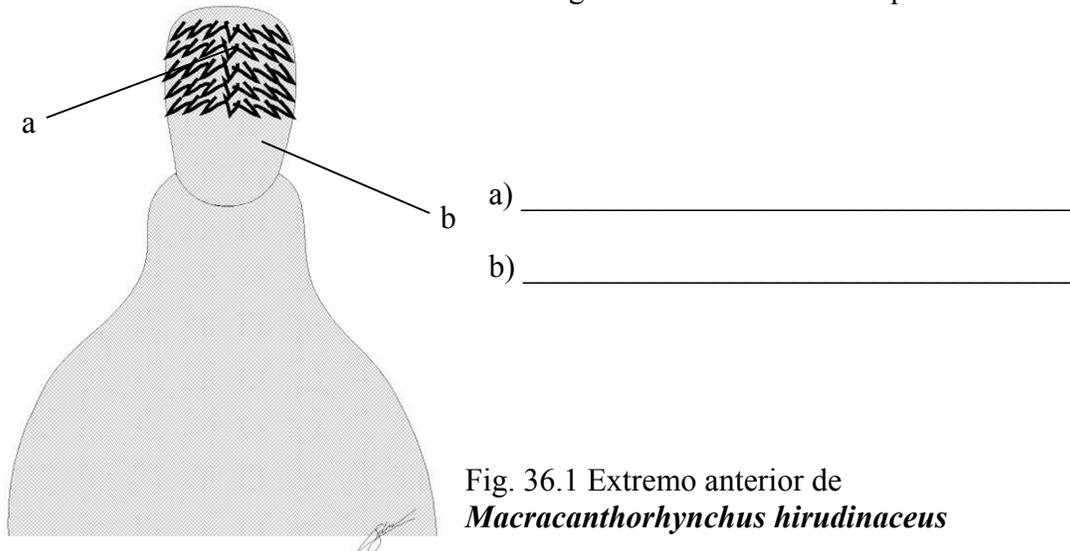


Fig. 36.1 Extremo anterior de *Macracanthorhynchus hirudinaceus*

CAPÍTULO VII: Insectos

Práctica 37 : Identificación de estructuras morfológicas de piojos de los órdenes Anoplura y Mallophaga en animales domésticos.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de géneros de piojos del orden Anoplura y Mallophaga, que afectan a los animales domésticos con la finalidad de realizar su diagnóstico mediante microscopía.

Antecedentes. Orden Anoplura: Las especies de este orden son conocidos como piojos chupadores, que viven como ectoparásitos de mamíferos, carecen de alas, sus piezas bucales están adaptadas para succionar los líquidos tisulares y la sangre del huésped, las antenas son visibles a los lados de la cabeza y constan normalmente de cinco artejos, no presentan dimorfismo sexual.

Haematopinus suis, se localiza en cualquier región del cuerpo, especialmente alrededor de la espaldilla, axilas e ingles del cerdo, el macho mide 4 mm y la hembra 5 mm de longitud. Su cabeza y el abdomen son de color gris amarillento, el tórax es de color pardo. La cabeza es ancha por detrás, tiene agudas y prominentes prolongaciones hacia delante (ángulos temporales) detrás de las antenas, estas tienen cinco artejos. El tórax es ancho, posee tres pares de patas del mismo tamaño terminando en una garra. El abdomen es oval, cada segmento abdominal presenta a los lados una placa paratergal quitinizada y pigmentada y una hilera de pequeñas sedas a lo ancho del segmento (fig. 37.1).

Haematopinus eurysternus, se localiza principalmente en las partes superiores del cuello, en la cabeza y en la cola de los bovinos. El macho mide 2 mm y la hembra 3 mm de longitud. La cabeza y el tórax son de color amarillo-rojizo y el abdomen pardo-amarillento. La cabeza con la máxima anchura a la altura de las antenas, redondeada por delante y provista de un cuello esbelto, las antenas están divididas en cinco artejos. El tórax es rectangular, más ancho que largo. Su abdomen es oval, muy ancho en las hembras y compuesto de 9 segmentos, los dos últimos están fusionados, en cada uno de los cuales hay una hilera de sedas cortas y las placas paratergales tienen forma triangular (fig. 37.2).

Linognathus setosus, se localiza en cualquier parte del cuerpo, especialmente en la nuca, alrededor de los ojos, axilas, ingle y cola del perro. El macho mide 1.5 mm y la hembra 2 mm de longitud, son piojos de color azul o blanco parduzco, cuando se alimentan. Su cabeza es tan larga como ancha, redondeada por delante, las antenas son potentes divididas en cinco artejos. El tórax es poco más ancho que la cabeza y con estigmas respiratorios largos, localizados a cada lado, poseen tres pares de patas, el segundo y tercer par de patas son del mismo tamaño, pero el primer par es mucho más pequeño. El abdomen se caracteriza por ser membranoso y tiene forma oval, dividido en 9 segmentos con numerosas sedas largas y seis pares de estigmas respiratorios prominentes localizados a los lados de cada segmento (fig. 37.3).

Orden Mallophaga: Las especies de este orden son llamados piojos masticadores, parasitan aves y mamíferos. Las especies del orden Mallophaga son pequeñas, sin alas y con el cuerpo aplanado dorsoventralmente, su aparato bucal esta adaptado para masticar, sus antenas son cortas y constan de tres a cinco artejos.

Damalinia bovis, se localiza en la base de la cola, en la espaldilla y a lo largo del dorso del ganado bovino. Se caracteriza por presentar antenas iguales con tres artejos en ambos sexos. El macho mide 1.2 mm y hembra 1.4 mm de longitud, son de color café. La cabeza de forma parabólica con numerosas sedas en su parte posterior. El tórax es más pequeño que la cabeza, posee tres pares de patas. El abdomen es ovoide, con una hilera de sedas por delante del borde posterior de cada segmento y además presenta una mancha de color pardo a lo ancho del segmento abdominal (fig. 37.4).

Menopon gallinae, se localiza principalmente en el cañón de las plumas de las gallinas, gansos y patos. El macho mide 1.8 mm y la hembra 2mm de longitud, son de color amarillo sucio con manchas abdominales amarillo-pajizas, su cabeza es semilunar o triangular con salientes prominentes que llevan cuatro sedas de mayor tamaño y otras más cortas, las antenas presentan cuatro artejos y estas se encuentran ocultas debajo de la cabeza. El tórax es tan largo como la cabeza, las patas poseen dos uñas. El abdomen es oval alargado, provisto de una hilera de sedas por segmento y seis pares de estigmas respiratorios (fig. 37.5).

Menacanthus stramineus, se encuentra más en la epidermis, que en las plumas, especialmente en las partes que no están densamente pobladas de plumas, como el pecho, muslos y en áreas alrededor de la cloaca de las aves de corral. El macho mide 3 mm y la hembra 3.5 mm de longitud, son piojos de color blanquecino en el abdomen con manchas amarillas, la cabeza y el tórax más oscuro. Su cabeza es relativamente pequeña en forma triangular, con sedas a ambos lados, por delante es parabólica con sienes redondeadas, poco prominentes, cada una con cinco sedas largas, las antenas son en forma de maza y en su mayor parte ocultas bajo la cabeza y están divididas en cuatro artejos. La porción ventral de la parte anterior de la cabeza armada con un par de procesos espinosos, los cuales son indicación general de especie. El tórax es más largo que la cabeza y sus lados están revestidos de sedas, posee tres pares de patas que terminan con doble uña. El abdomen es oval alargado y con dos hileras de sedas por segmento (fig. 37.6).

Columbicola columbae, se localiza en la epidermis y en las plumas de las alas de las palomas. El macho mide 1.7 mm y la hembra 2.7 mm de longitud, son de color blanco sucio con manchas amarillentas y bandas laterales casi negras. La cabeza es muy alargada hacia delante, siendo el doble de larga que ancha, con sus lados casi rectos y paralelos. El dimorfismo sexual de las antenas sirve para diferenciar machos de hembras, siendo más gruesas en el macho. El tórax es alargado longitudinalmente, las patas terminan en doble uña. El abdomen es alargado y estrecho, revestido de escasas sedas (fig. 37.7).

Chelopistes meleagridis, se localiza en la epidermis de pavos y gallinas de guinea. El macho mide 3.8 mm y la hembra 3.5 mm de largo, son de color blanco sucio con manchas amarillas y bandas de tono pardo-negruzco. La cabeza tiene forma parabólica en su parte anterior y los ángulos de las sienes forman un cuerno afilado dirigido hacia atrás, que terminan en una larga seda. El tórax presenta en su borde posterior afilado sobre el abdomen. El abdomen posee manchas laterales de forma de lengua que ocupan el tercio externo de los siete primeros segmentos abdominales (fig. 37.8).

Lipeurus caponis, se localiza principalmente debajo de las plumas de las alas de las gallinas. El macho mide 1.9 mm y la hembra 2.2 mm de longitud, son de color blanco amarillento con manchas oscuras y bandas negras. La cabeza es de forma semilunar en su parte anterior, las antenas presentan 5 artejos, poseen dimorfismo sexual, en el macho el primer artejo es más largo que los otros cuatro juntos y el tercero se encuentra un apéndice ancho y romo. El tórax tiene una mancha en el centro, los tres pares de patas terminan en doble uña. El abdomen es alargado, estrecho con escasas sedas en el borde posterior y lateral de los segmentos (fig. 37.9).

Actividades.

El alumno:

- a) Observará preparaciones en fresco y fijadas de piojos anopluros y malófagos de diferentes animales domésticos.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

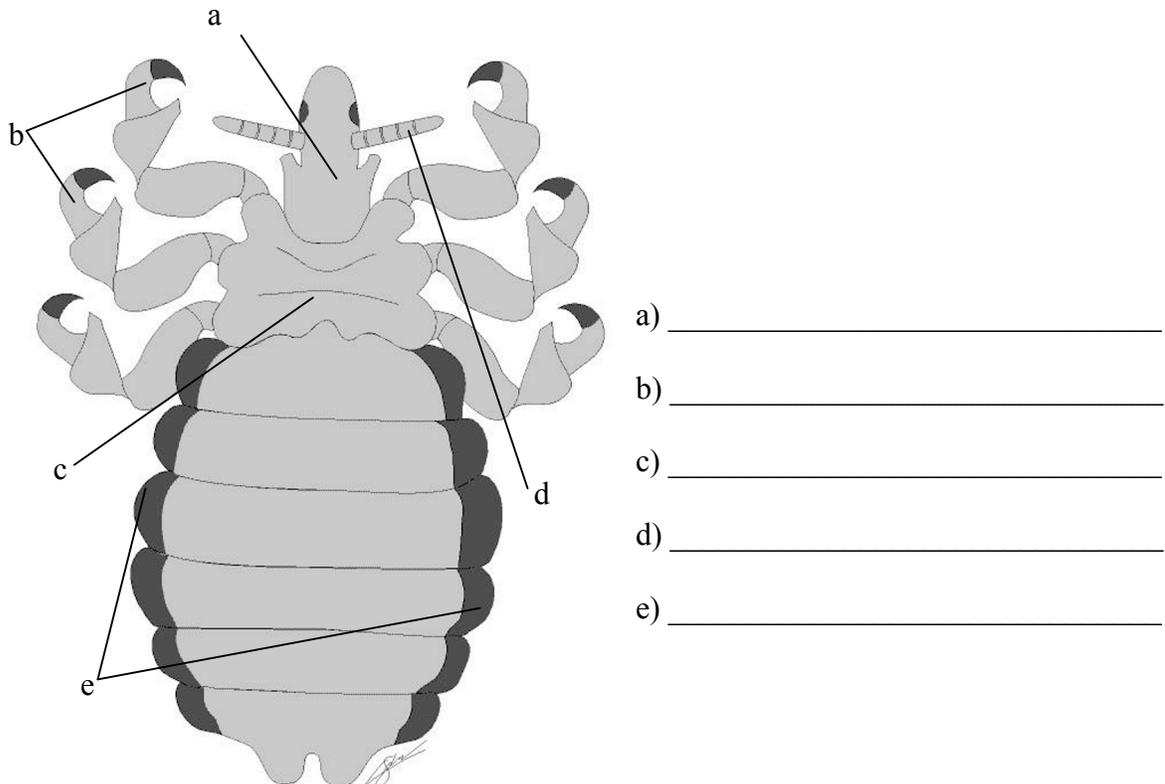


Fig. 37.1 *Haematopinus eurysternus*

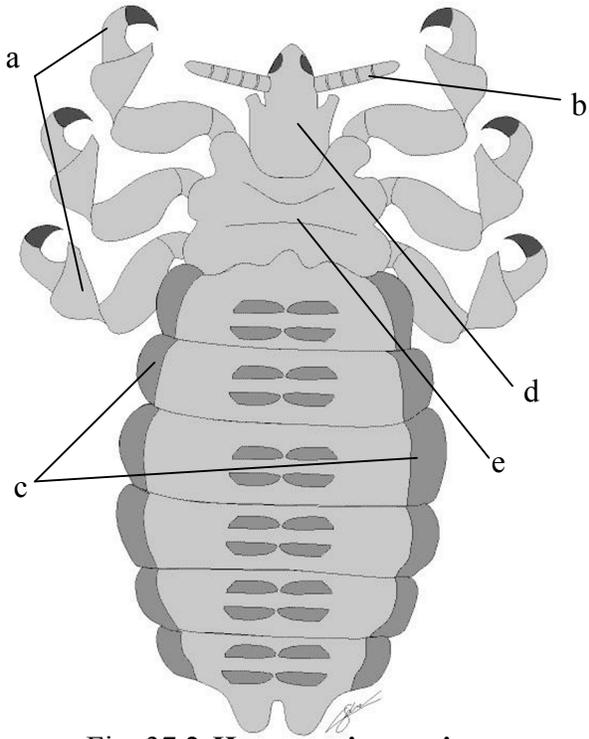


Fig. 37.2 *Haematopinus suis*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

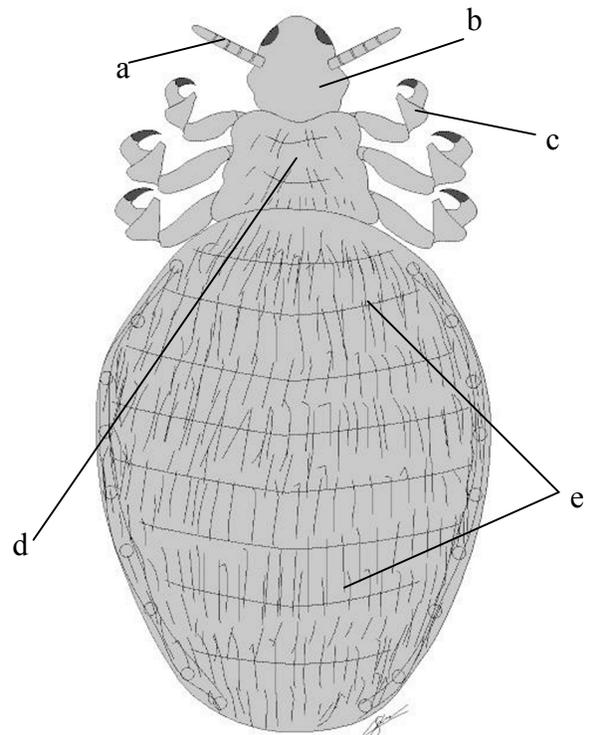
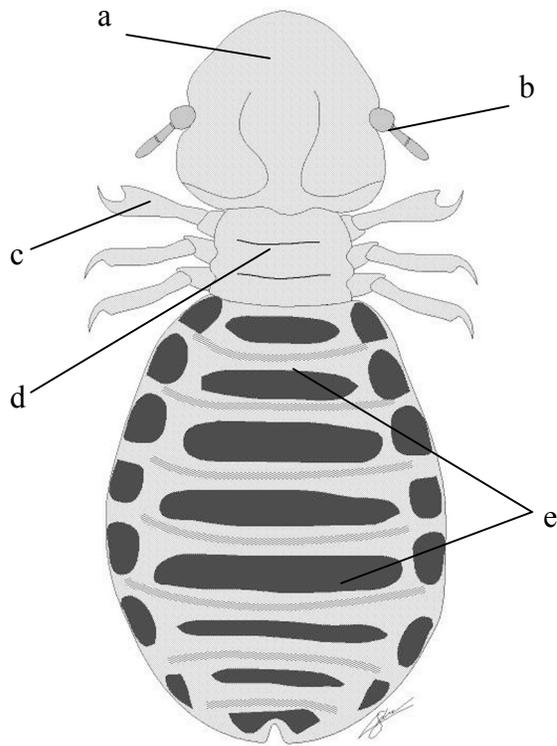


Fig. 37.3 *Linognathus setosus*



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

Fig. 37.4 *Damalinia bovis*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

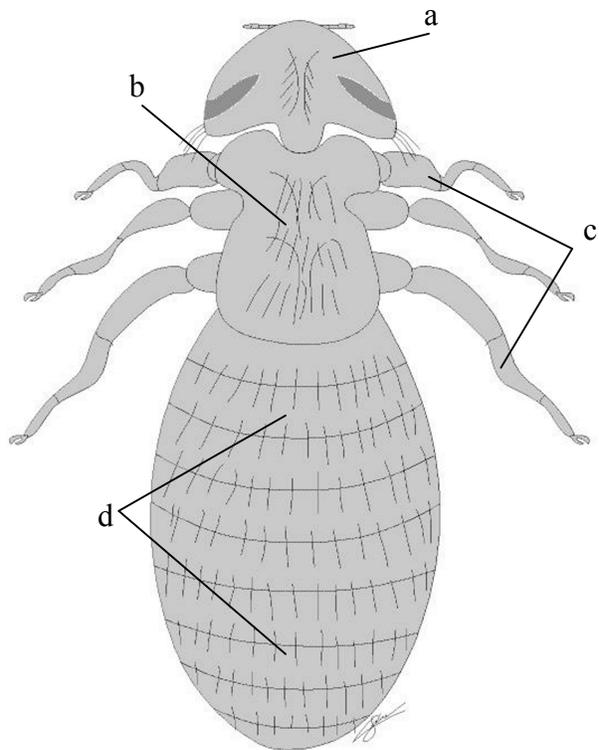
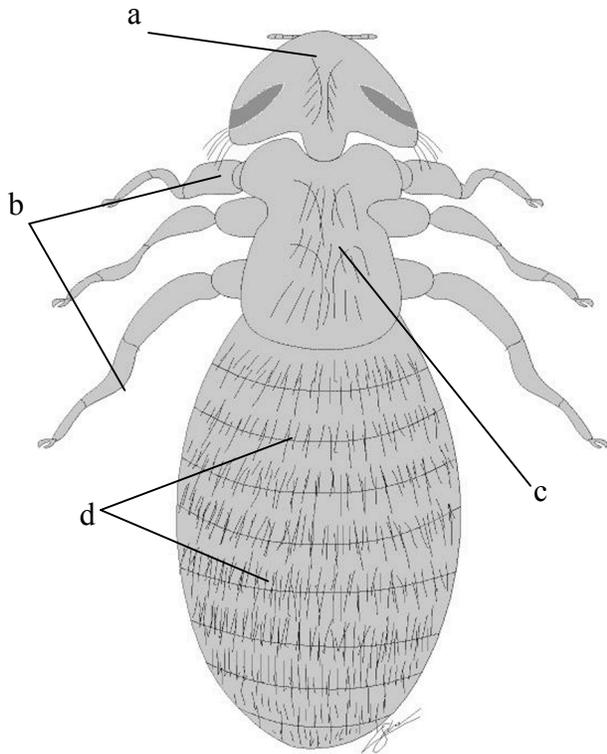


Fig. 37.5 *Menopon gallinae*



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 37.6 *Menacanthus stramineus*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

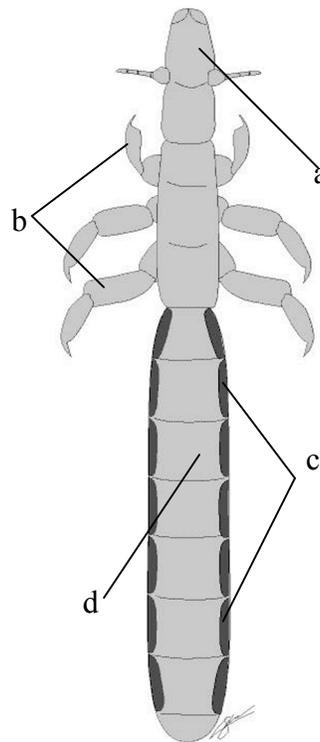


Fig. 37.7 *Columbicola columbae*

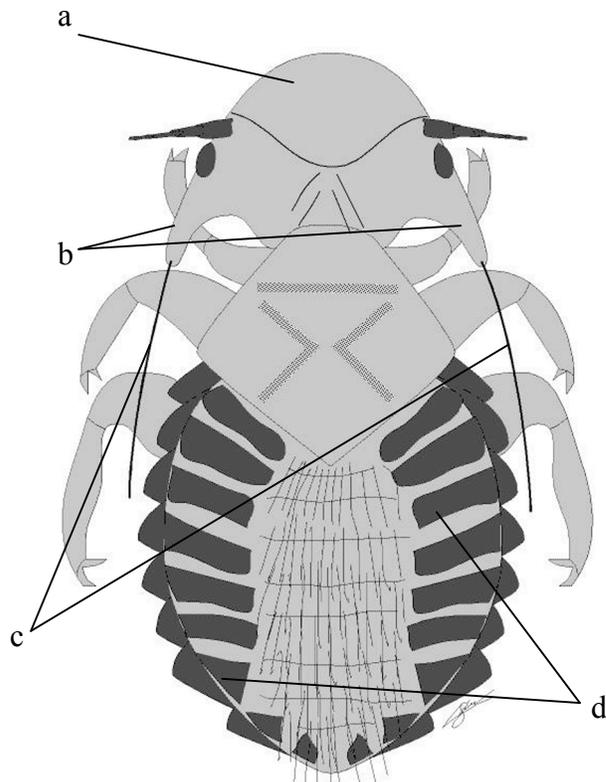


Fig. 37.8 *Chelopistes meleagridis*

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

- a) _____
- b) _____
- c) _____

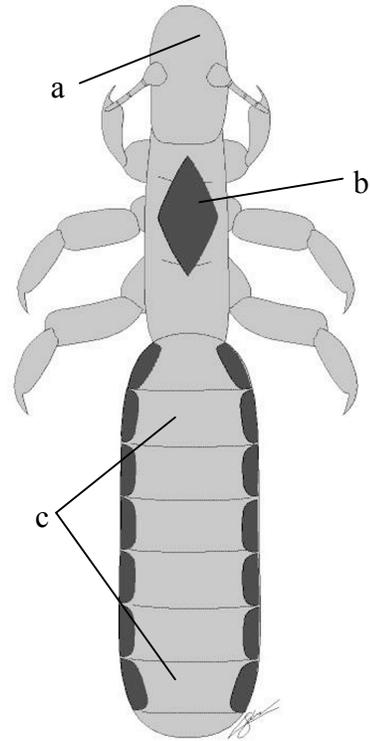


Fig. 37.9 *Lipeurus caponis*

Práctica 38: Identificación de estructuras morfológicas de *Cimex lectularius*.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Cimex lectularius*, con la finalidad de realizar su detección, mediante microscopía.

Antecedentes. El Orden Hemiptera agrupa a los insectos conocidos comúnmente como chinches. *Cimex lectularius* es un parásito temporal del ser humano y de varias especies de animales domésticos y de laboratorio, principalmente roedores, conejos, gallinas y palomas, se encuentra en rendijas, grietas, nidos de los corrales y de habitaciones. El macho mide 4 a 6.5 mm y la hembra 4.5 a 8.5 mm de longitud, son chinches que en estado fresco y en ayuno están aplanadas dorsoventralmente, son de color pardo amarillento a pardo oscuro, todo el cuerpo está cubierto densamente de sedas cortas. La cabeza posee un par de antenas largas con cuatro artejos, las piezas bucales forman una trompa larga o probóscide picadora-suctora dividida en tres artejos, generalmente la cabeza es poco móvil y se asienta en una base ancha en el tórax (protórax), las patas son largas que terminan en dos uñas, los adultos poseen un par de glándulas fétidas en la cara ventral del tórax y en los estados juveniles tienen glándulas similares situadas en posición dorsal abdominal. El abdomen está formado por ocho segmentos. Los huevos son de color cremoso de 1 mm de longitud y van provistos de un opérculo, la larva y las ninfas (cinco estadios), son parecidas al adulto (fig. 38.1).

Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las características morfológicas de *Cimex lectularius* de las preparaciones fijas y en fresco.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas del siguiente esquema.

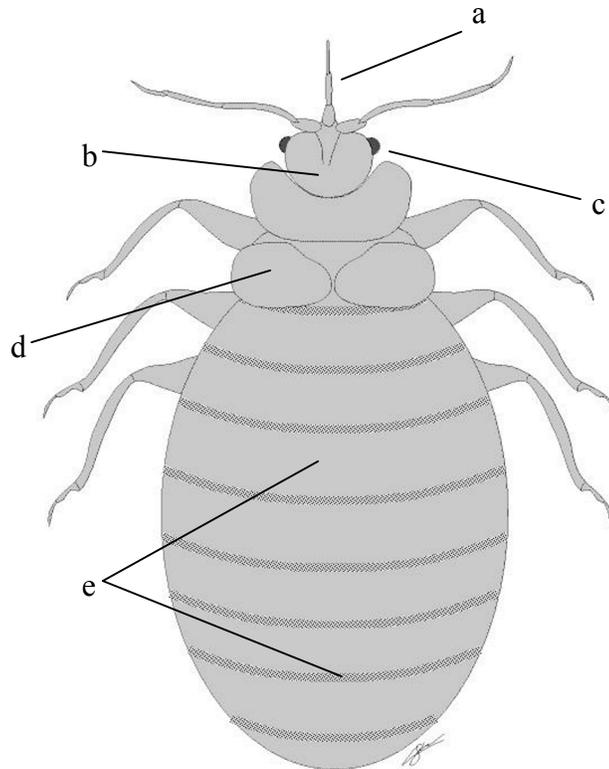


Fig. 38.1 *Cimex lectularius*

a) _____

d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

Práctica 39: Identificación de estructuras morfológicas de pulgas de la familia Pulicidae

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis*, *Pulex irritans* y *Echidnophaga gallinacea*, con la finalidad de realizar su detección en diferentes animales domésticos, mediante microscopía.

Antecedentes. El Orden Siphonaptera agrupa a los insectos conocidos comúnmente como pulgas. Sólo son parásitos cuando llegan al estado adulto, tienen el cuerpo aplanado lateralmente y el tercer par de patas más largo y adaptado para saltar. Las larvas y las pupas se encuentran en el suelo.

Ctenocephalides canis, es un ectoparásito temporal que afecta principalmente al perro, además del gato, conejo, rata y ser humano. El macho mide 2 mm y la hembra 3 mm de longitud, son de color pardo y son aplanados lateralmente. La cabeza es redondeada en la porción anterior en ambos sexos, las antenas se localizan detrás de la cabeza en una fosa antenal. Poseen ctenidio genal y pronotal, el primer diente del ctenidio genal frecuentemente sólo tiene la mitad de la longitud del siguiente (figs. 39.1 y 39.2).

Cenocephalides felis, los adultos se localizan en todo el cuerpo del gato principalmente, pero afectan también al perro, ratas, ratones y ser humano. El macho y la hembra miden de 2 a 4 mm de longitud. La cabeza es alargada en la parte anterior. Presentan ctenidio genal y pronotal, los dientes de estos ctenidios tienen tamaño similar (figs. 39.1 y 39.3).

Pulex irritans, son pulgas que parasitan principalmente al ser humano, pero afectan también al perro, gato, rata, cerdo, conejo y mamíferos silvestres. El macho mide 2 a 2.5 mm y la hembra 3 a 4 mm de longitud. Presentan frente suavemente redondeada, carecen de ctenidios genal y pronotal. Poseen una seda ocular colocada debajo del ojo y una pequeña seda en forma de espina en el borde de la gena. En el primer segmento abdominal presentan dos hileras de sedas y del segundo al octavo poseen una fila de sedas en el dorso (fig. 39.4).

Echidnophaga gallinacea, parasitan principalmente aves domésticas, pero afectan también al perro, gato, conejo, cabra, caballo y al ser humano. El macho y la hembra miden aproximadamente 1.5 mm de longitud. La cabeza presenta frente angulosa y carece de ctenidios genal y pronotal (fig. 39.5).

Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las estructuras morfológicas de los diferentes géneros de pulgas de las preparaciones fijas y en fresco.

b) Colectará pulgas en diferentes animales domésticos y las identificará que género pertenecen.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

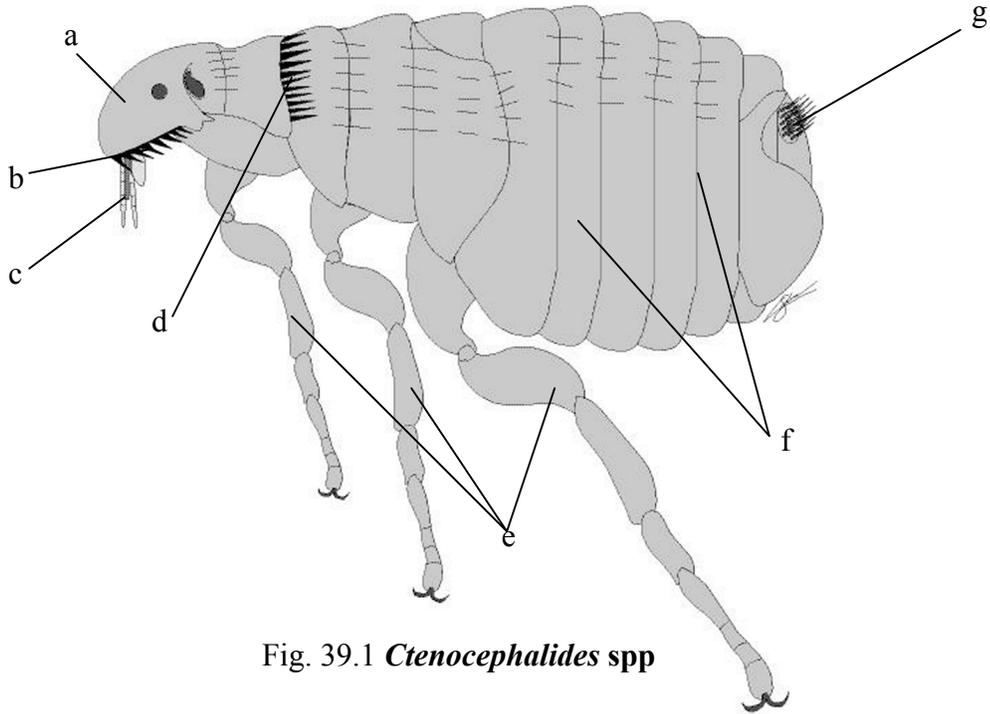


Fig. 39.1 *Ctenocephalides spp*

a) _____

e) _____

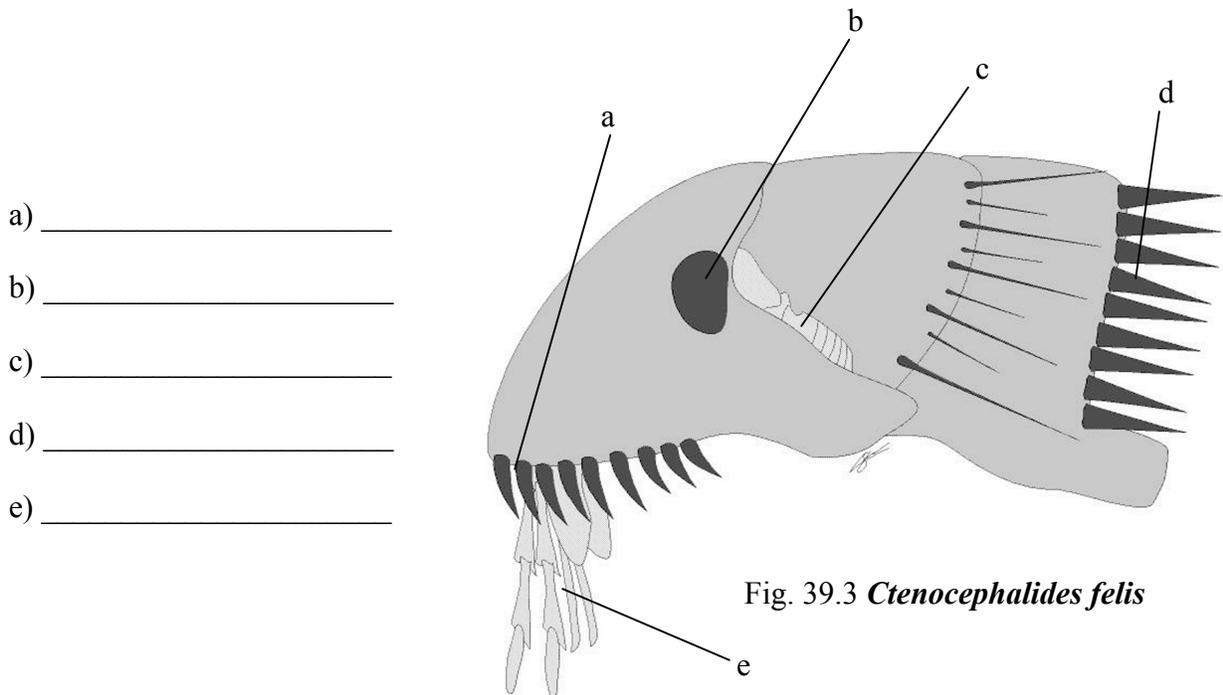
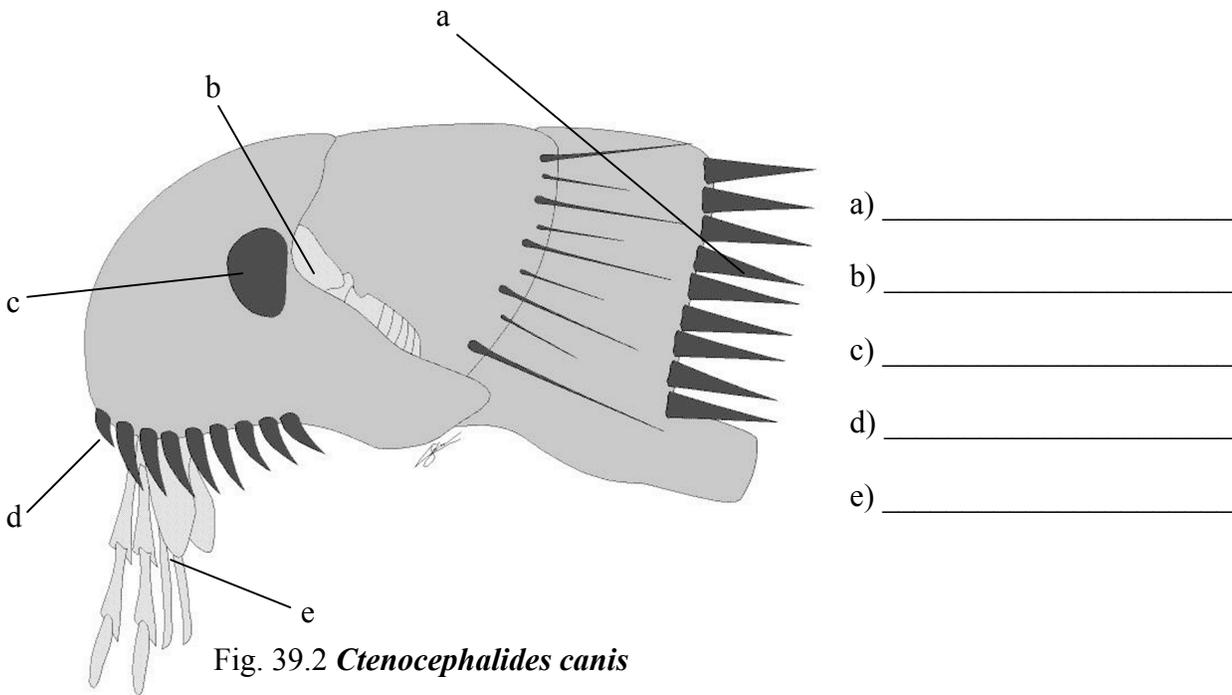
b) _____

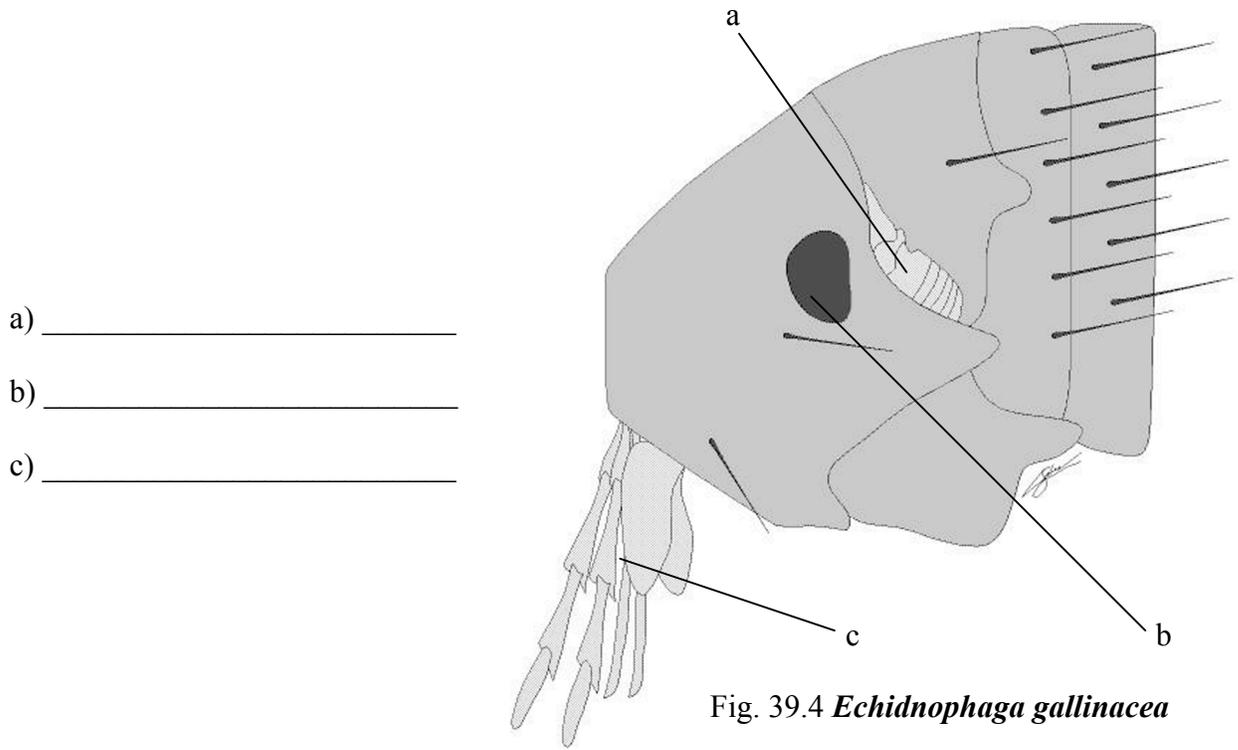
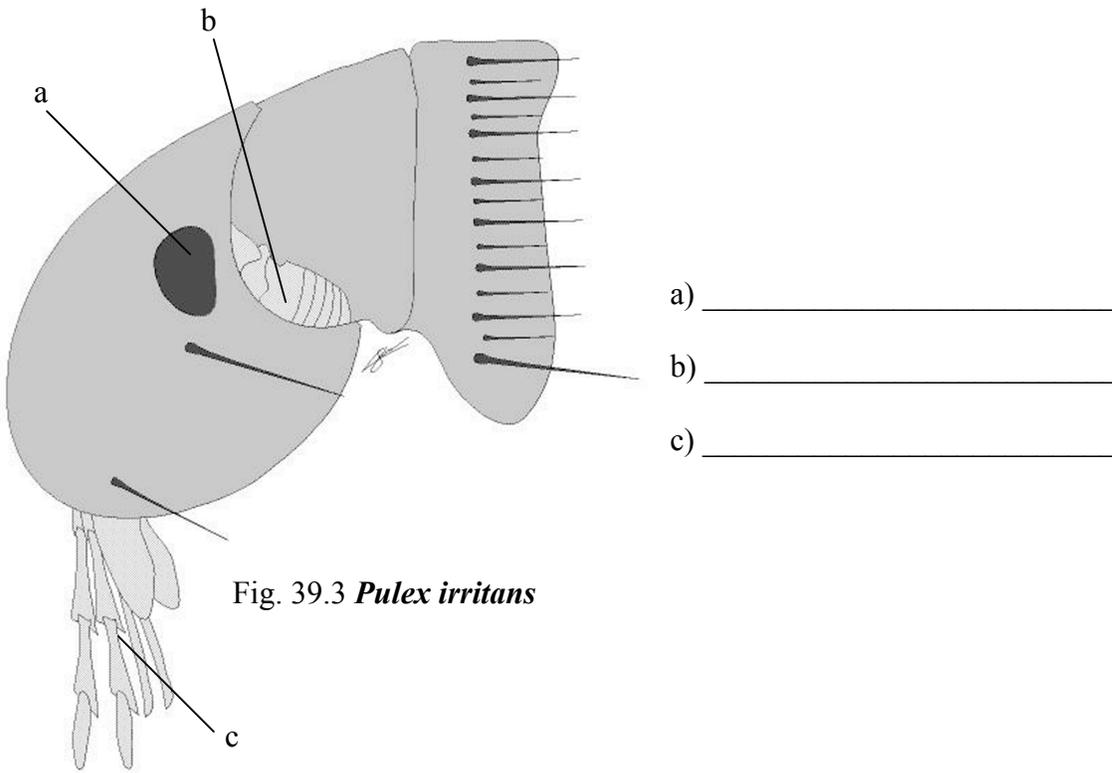
f) _____

c) _____

g) _____

d) _____





Práctica 40: Identificación de estructuras morfológicas de larvas miasígenas de dípteros.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de larvas miasígenas de dípteros de los géneros *Cochliomyia* spp, *Oestrus* sp, *Hypoderma* spp y *Gasterophilus* spp, que afectan a diferentes especies animales domésticas con la finalidad de realizar su detección mediante microscopía.

Antecedentes. Estos parásitos pertenecen al Orden Díptera, conocidos comúnmente como moscas, a la infección ocasionada por sus larvas se les denomina miasis. Sólo las larvas son parásitas, las pupas se encuentran en el suelo, los adultos vuelan en busca del huésped y para aparearse.

Cochliomyia hominivorax, es un parásito obligatorio que causa infestaciones en todo tipo de heridas de los animales domésticos, silvestres e inclusive del ser humano. La mosca adulta mide 10 mm de longitud, es de color azul verdoso metálico, la cabeza posee un par de ojos compuestos de color anaranjado, el tórax presenta en su superficie dorsal tres bandas longitudinales.

La larva 3 denominada también gusano barrenador, es alargada, se caracteriza por ser de color blanco o rojizo cuando están maduras miden 15 mm de longitud, su extremo anterior termina en punta, los estigmas respiratorios anteriores tienen de 7 a 9 prolongaciones digitiformes. La larva presenta 11 segmentos con numerosas espinas que forman círculos completos alrededor de cada segmento excepto en onceavo a donde casi siempre el círculo es incompleto (fig. 40.1), las espinas presentan una sola punta, su base es poco elevada y son pigmentadas. Los estigmas respiratorios posteriores son de color café oscuro, con peritrema (tubo traqueal) incompleto que rodea a tres hendiduras (ojales), se observa un botón a la altura de la parte incompleta del peritrema, el área que rodea a los estigmas respiratorios posteriores, se encuentra rodeada por 10 o más tubérculos y la protuberancia anal tiene 10 a 15 microespinas.

Oestrus ovis, es un díptero cuyas larvas son parásitas en la cavidad nasal, senos frontales, senos maxilares y conchas etmoidales de los ovinos y caprinos y rara vez el ser humano. La mosca adulta mide 10 a 12 mm de largo, tiene un color gris oscuro con pequeñas manchas negras especialmente manifiestas en el tórax y está cubierta por unos pelos de color marrón claro. La larva 3 (madura) (fig. 40.2), mide 20 a 26 mm de longitud, es plana en su cara ventral y convexa en la dorsal. El extremo anterior presenta dos grandes ganchos robustos de color pardo-negruzco. Presenta bandas de color café en la cara dorsal de los segmentos. La superficie ventral de los segmentos 2 al 9 posee bandas de espinas, cada banda consta de siete a ocho hileras. Los estigmas respiratorios posteriores se encuentran en el último segmento, tienen una lámina quitinosa de color negra en forma de D, en la que hay una abertura o botón central.

Hypoderma bovis, sus larvas son parásitas que se localizan en el tejido subcutáneo, principalmente en la región dorsal del ganado bovino. La mosca adulta mide 15 mm de largo, es de color amarillo negruzco, son peludas y tienen piezas bucales no funcionales. La larva 3 (fig. 40.3), mide de 20 a 26 mm de longitud, tiene forma de barril, terminando su extremo anterior en punta, presenta once segmentos. Su lado dorsal es cóncavo y el ventral

convexo, carece de ganchos bucales, porque éstos y el esqueleto cefalofaríngeo han desaparecido, presentan espinas en la cara dorsal como la ventral a excepción de los dos últimos segmentos.

Los estigmas respiratorios posteriores, tienen la forma de oreja o de riñón, con el botón en el centro de la curvatura, con una depresión dando el aspecto de embudo.

***Gasterophilus* spp.** Presentan varias especies, cuyas larvas se desarrollan en la cavidad gástrica, piloro y duodeno de los equinos. Las especies *G. intestinalis* y *G. nasalis*, los adultos son moscas vellosas, semejantes a abejas, con manchas de color pardo oscuro o negras y amarillas, tienen el cuerpo alargado, miden 9 a 18 mm de longitud. Las larvas tienen forma de barril, cuatro ganchos bucales, los segmentos pueden tener o no espinas, cuando existen pueden rodear al segmento y estar en una o dos hileras. La larva 3 de *Gasterophilus intestinalis* (fig. 40.4), mide 18 mm de longitud, tiene forma de barril de coloración amarilla o rojiza, con extremidad anterior adelgazada y la posterior roma, presenta trece segmentos. Posee dos estigmas respiratorios anteriores en el primer segmento y los estigmas respiratorios posteriores en el último. Las aberturas de los estigmas posteriores tienen forma de arco. Las espinas que circundan los segmentos tienen forma de gancho y punta roma, están dispuestas en dos hileras muy juntas, siendo más grande las de la hilera anterior, en el noveno segmento no presenta espinas en la línea media dorsal ni en el último segmento.

La larva 3 de *Gasterophilus nasalis* (fig. 40.5), mide de 13 a 15 mm de longitud, los segmentos poseen sólo una hilera de espinas que está interrumpida en la parte dorsal del octavo y noveno segmento.

Actividades.

El alumno:

- a) Observará especímenes fijados en formol de los diferentes estadios de *Cochliomyia hominivorax* que se les proporcionará para su identificación.
- b) Identificará las estructuras morfológicas de la larva 3 y pupa de *Oestrus ovis* fijadas en formol.
- c) Identificará y diferenciará las características morfológicas de las larvas 3 de *Gasterophilus intestinalis* y *G. nasalis* fijadas.
- d) Colectará un estómago de equino y lo incidirá a través de la curvatura mayor en busca de larvas de *Gasterophilus* spp, las colocará con ayuda de pinzas de disección en cajas de Petri con solución salina fisiológica para su identificación observándolos en el microscopio estereoscopio.
- e) Identificará las estructuras morfológicas de la larva 3 de *Hypoderma bovis* fijadas en formol

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

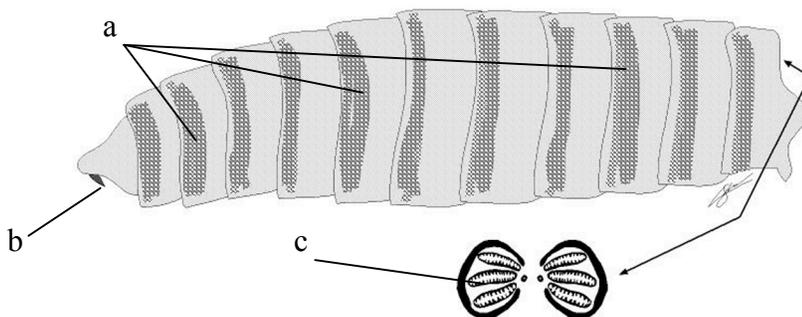


Fig. 40.1 Larva III de *Cochliomyia hominivorax*

a) _____

b) _____

c) _____

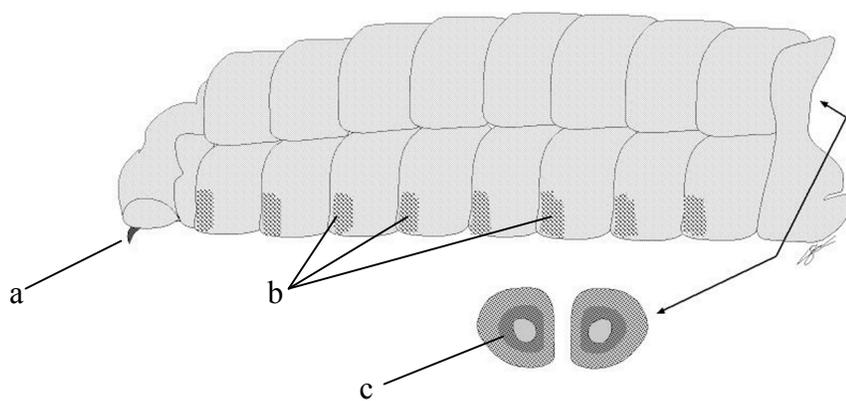


Fig. 40.2 Larva III de *Oestrus ovis*

a) _____

b) _____

c) _____

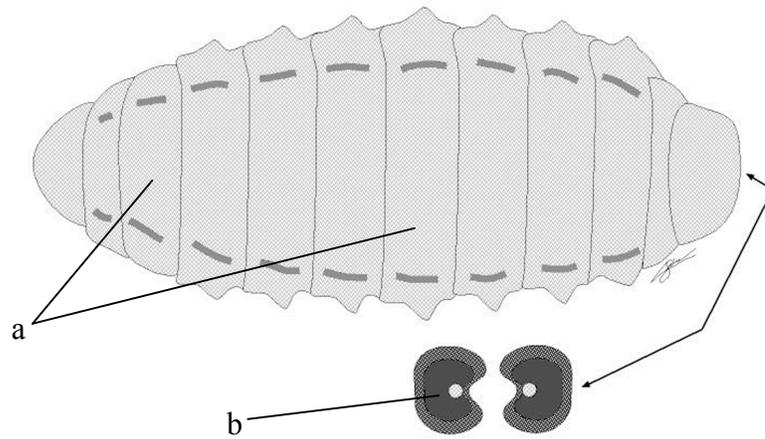


Fig. 40.3 Larva III de *Hypoderma bovis*

a) _____

b) _____

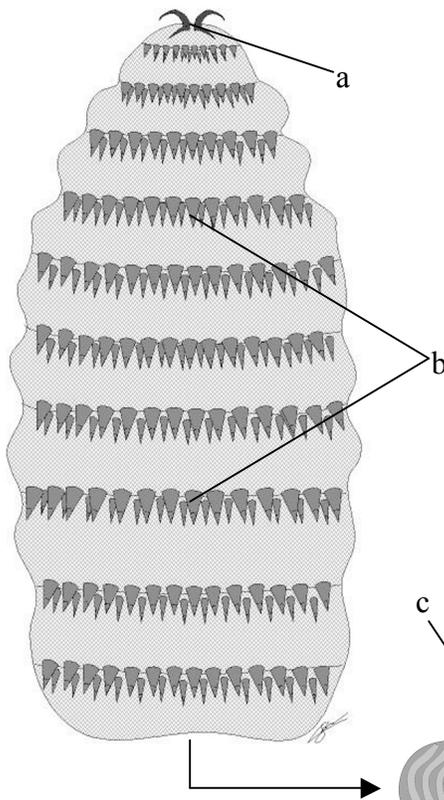


Fig. 40.4 Larva III de *Gasterophilus intestinalis*

a) _____

b) _____

c) _____

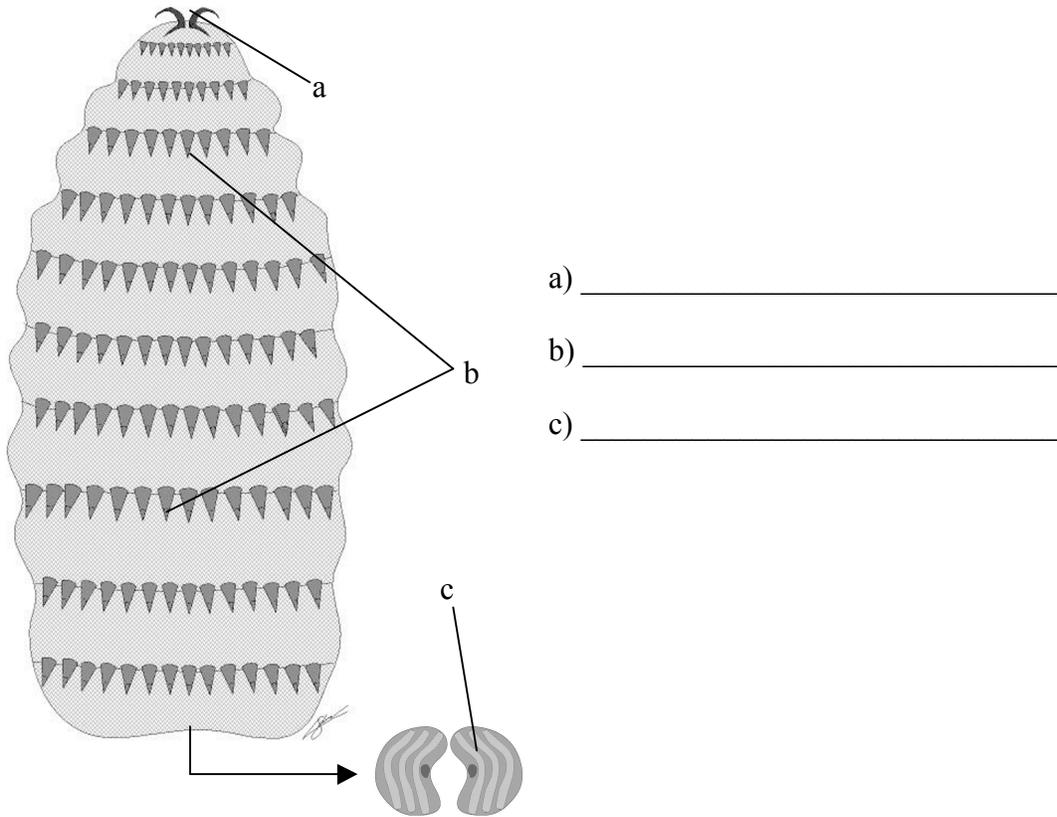


Fig. 40.1 Larva III de *Gasterophilus nasalis*

Práctica 41: Identificación de estructuras morfológicas de hipoboscidos en ovinos y palomas

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de los géneros *Melophagus ovinus* y *Pseudolynchia canariensis*, con la finalidad de realizar su detección.

Antecedentes. *Melophagus ovinus* (falsa garrapata), es una mosca sin alas que se localiza en el vellón de los ovinos, el adulto mide de 4 a 6 mm de longitud, es de color marrón en el tórax y el abdomen es de color café grisáceo. Todo el cuerpo esta cubierto de sedas amarillentas. La cabeza es corta, ancha y poco móvil, posee ojos pequeños y un par de antenas cortas desnudas, sus piezas bucales están adaptadas para la punción y succión de sangre. El tórax presenta dos pares de estigmas respiratorios y tres pares de patas fuertes y el tarso de cada una de ellas termina en un par de garras dentadas (fig. 41.1). La pupa es de color marrón castaño y tiene forma ovoide con los extremos anchos, mide 3 a 4 mm de longitud.

Pseudolynchia canariensis, es una mosca que se localiza con mayor frecuencia en las plumas de las alas, pero también se encuentra en todo el cuerpo de las palomas. Es una mosca pequeña que mide 6 mm de longitud, es de color café grisáceo, tiene cuerpo aplanado dorsoventralmente. Su cabeza de forma redonda con un par de ojos compuestos y sus piezas bucales están adaptadas para la punción y succión. El tórax presenta un par de alas planas y transparentes con la venación reducida y concentrada a lo largo del borde anterior y tres pares de patas que terminan en uñas fuertes y curvadas. El abdomen es semilunar (fig. 41.2).

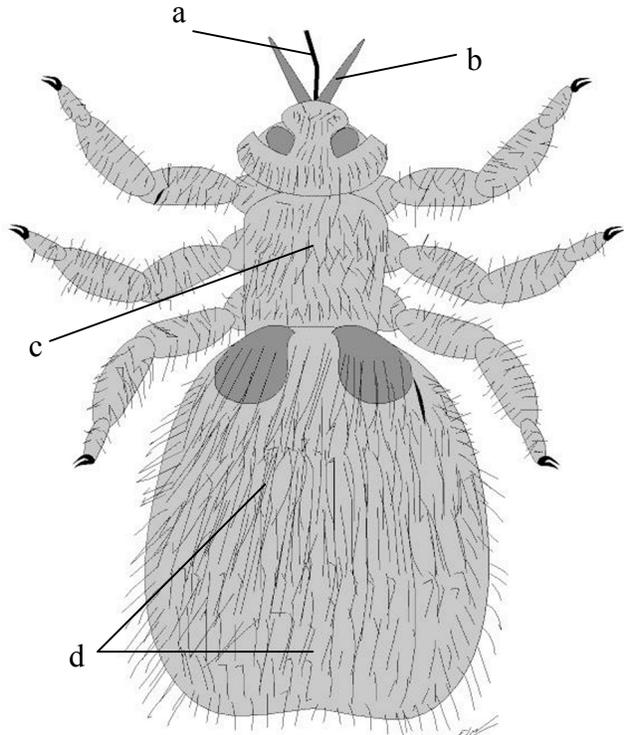
Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las características morfológicas de *Melophagus ovinus* y *Pseudolynchia canariensis* en preparaciones en fijadas.
- b) Identificará las estructuras morfológicas señaladas en los esquemas anexos a la práctica.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 41.1 *Melophagus ovinus*

- a) _____
- b) _____
- c) _____

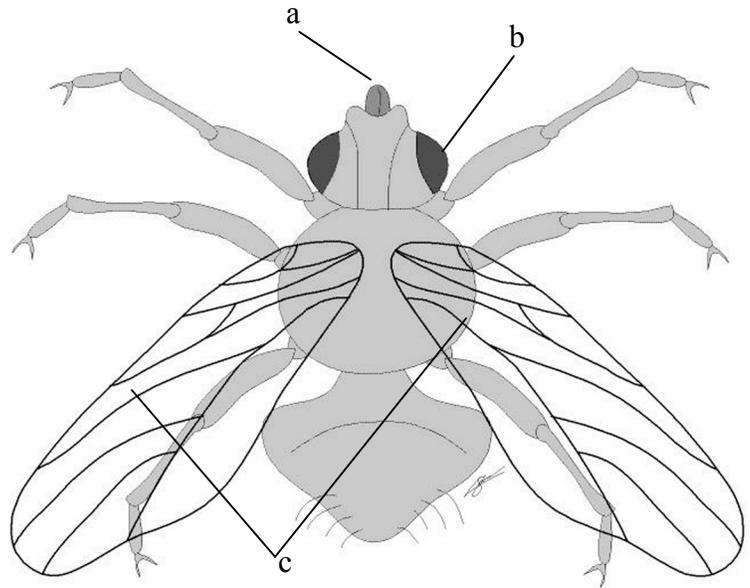


Fig. 41.2 *Pseudolynchia canariensis*

CAPÍTULO VIII: Ácaros

Práctica 42: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden metastigmata.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de las garrapatas de las familias Ixodidae y Argasidae, con la finalidad de realizar su identificación mediante microscopía.

Antecedentes. El suborden metastigmata agrupa a los ácaros conocidos comúnmente como garrapatas, de las cuales existen dos familias en México (Ixodidae y Argasidae). Tienen el cuerpo formado por una sola región o tagma, llamada Idiosoma y por el aparato bucal llamado gnatosoma.

El idiosoma contiene a los órganos internos, sostiene a las patas y al gnatosoma. Se divide en propodosoma (primero y segundo par de patas), histerosoma (tercero y cuarto par de patas) y opistosoma (segmento posterior al cuarto par de patas).

El gnatosoma (fig. 42.1) está formado por un par de quelíceros adaptados para cortar, un par de pedipalpos (sensoriales) y el hipostoma provisto de fuertes dientes dirigidos hacia atrás y dispuestos en hileras longitudinales (dentición).

Familia Ixodidae (garrapatas duras), las larvas, ninfas y adultos se caracterizan por presentar su gnatosoma articulado en la porción anterior del idiosoma y poseen un escudo dorsal (placa quitinizada del exoesqueleto) de diferente tamaño, forma y color de acuerdo al género que pertenecen, los cuatro pares de patas se articulan en las partes laterales del idiosoma de la ninfa y adulto, la larva es hexápoda. Existe dimorfismo sexual marcado, el macho es más pequeño que la hembra debido a que el escudo cubre todo el dorso. Los estigmas respiratorios están situados en placas estigmáticas bien definidas detrás de las coxas del cuarto par de patas.

***Boophilus* spp.**, se localiza en las axilas, ingles, glándula mamaria, genitales y en infestaciones graves en todo el cuerpo del ganado bovino y en ocasiones parasita al ovino, equino y ser humano. La hembra (fig. 42.2) presenta su cuerpo de forma ovalada, el color varía de amarillo, a café rojizo oscuro, la base del gnatosoma es hexagonal dorsalmente, centralmente es angulado en su extremo posterior, presenta áreas porosas de forma de una elipse irregular, los pedipalpos son anchos, cortos y acinturados, el segundo artejo es más ancho que largo y el tercero es tan largo como ancho. El escudo presenta forma de lengüeta, no tiene patrón ornamental, es liso de color café rojizo y no posee festones. La abertura genital se encuentra a nivel de la segunda coxa.

El macho (fig. 42.3) tiene el cuerpo piriforme de color semejante a la hembra. La base del gnatosoma es un poco más ancha que la hembra, centralmente no está angulado, los pedipalpos son iguales a los de la hembra, el escudo es ligeramente sinuoso a la altura de las placas estigmáticas y en la región posterior es ondulado, no presenta patrón ornamental, es liso de color café rojizo. La abertura genital está situada a la altura de la segunda y tercera coxa.

***Amblyomma* spp.**, se localiza en las axilas, ingles, glándula mamaria, genitales y en infestaciones graves en todo el cuerpo del ganado bovino, también infesta al ovino, equino, reptiles y ser humano. La hembra (fig. 42.4) tiene el cuerpo más o menos redondo cuando

no está repleta de sangre, el gnatosoma en su base es casi rectangular presenta áreas porosas pequeñas y casi circulares, los pedipalpos son largos y comprimidos lateralmente, el segundo artejo es el doble de largo que de ancho. El escudo tiene forma acorazada, casi tan largo como ancho, en la parte más ancha del escudo se localizan los ojos, además posee un patrón ornamental de color amarillento por casi toda su superficie y presenta once festones en el extremo posterior del idiosoma, el orificio genital está situado a la altura de la segunda y tercera coxa.

El macho (fig. 42.5) tiene forma muy semejante a la hembra, pero carece de áreas porosas en la base del gnatosoma. El escudo cubre todo el dorso del idiosoma, presenta un patrón ornamental amarillo o dorado, donde se condensa más hacia el centro que en la periferia del escudo. El orificio genital está situado a nivel del segundo tercer par de coxa.

Las garrapatas de la Familia Argasidae (blandas), tienen el cuerpo cubierto de una cutícula coriácea con numerosos tubérculos o granulaciones y a veces también pequeños discos circulares, pero sin placas o escudos. El gnatosoma se encuentra en la parte anterior de la porción ventral del idiosoma. Los cuatros pares de patas se articulan ventralmente y los estigmas respiratorios se encuentran cerca de la cuarta coxa.

Argas (Persicargas) spp, se localiza en las grietas de los corrales, nidos, perchas y cuando se alimentan se encuentran sobre el cuerpo de las aves de corral y otras aves silvestres y a veces el ser humano. Los adultos son ovoides, miden de 4 a 11 mm de longitud, presentan un tegumento coriáceo, se caracteriza por poseer un borde corporal o sutura lateral que divide el idiosoma en una cara dorsal y otra ventral. El gnatosoma está en la cara ventral del idiosoma es de tamaño moderado con base rectangular, los pedipalpos son anchos y redondeados, los estigmas respiratorios se sitúan cerca de la cuarta coxa y la abertura genital se encuentra a nivel de la primera coxa (fig. 42.6).

Otobius megnini, las larvas y ninfas de esta garrapata, parasitan las orejas del ganado bovino, ovino, equino y también se pueden encontrar en los perros, cabras, cerdos, gatos y en el ser humano, así como en animales silvestres. Las larvas son esféricas y estrechas en la parte anterior del cuerpo, son de color café rojizo. Las ninfas son de cuerpo redondeado más anchas en la parte media del cuerpo y angostas en el extremo posterior, son de color gris, su tegumento mamelonado cubierto de numerosas espinas amarillas gruesas y finas (fig. 42.7). Los adultos, no parásitos, son más angostos en la parte media del cuerpo, por lo que tienen una forma semejante a la de un violín, su tegumento es granuloso sin espinas.

Actividades.

El alumno:

- a) Colectará garrapatas en diversos animales domésticos y los llevará al laboratorio para su identificación.
- b) Identificará en preparaciones fijadas las características morfológicas que determinan el género de las garrapatas.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

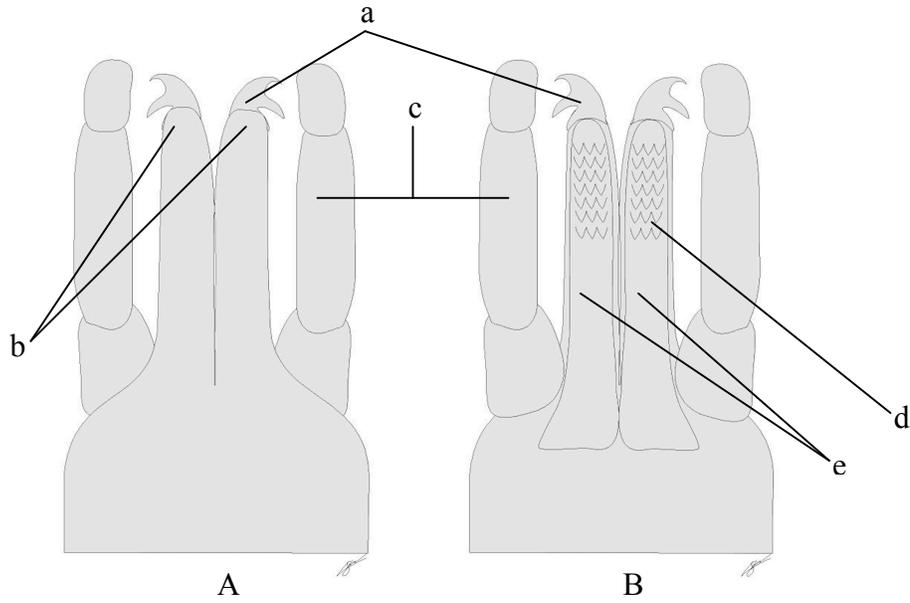


Fig. 42.1 Vista dorsal (A) y ventral (B), del gnatosoma de una garrapata

a) _____

d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

a) _____

b) _____

c) _____

d) _____

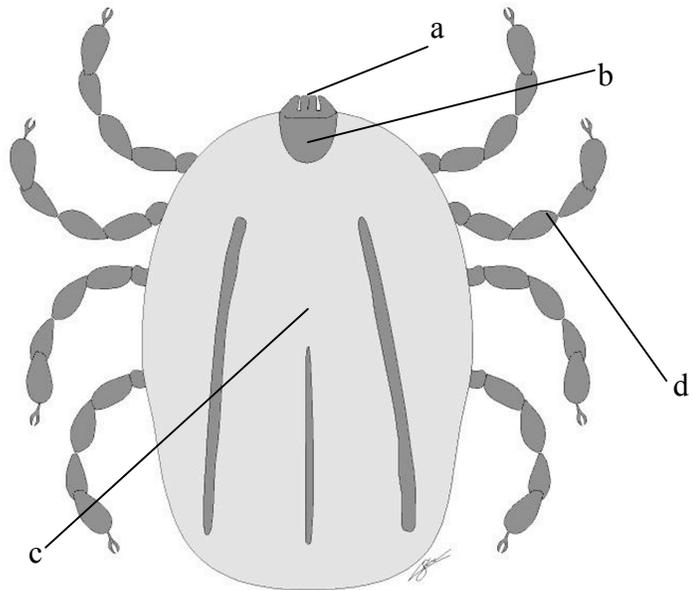
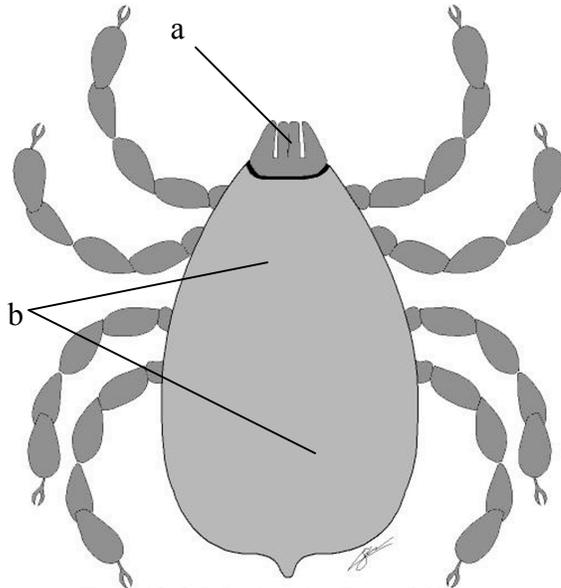


Fig. 42.2 Hembra de *Boophilus* spp



a) _____

b) _____

Fig. 42.3 Macho de *Boophilus* spp

a) _____

b) _____

c) _____

d) _____

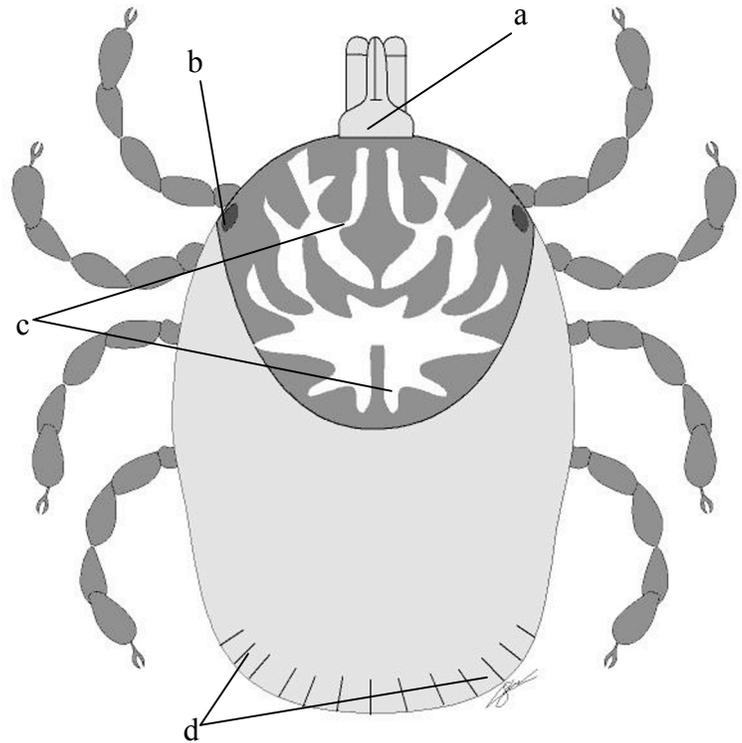
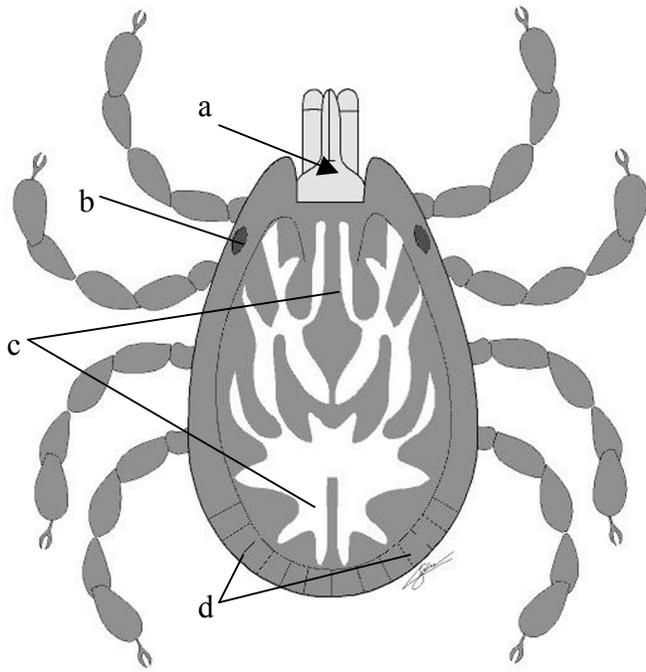


Fig. 42.4 Hembra de *Amblyomma* spp



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

Fig. 42.5 Macho de *Amblyomma* spp

- a) _____
- b) _____
- c) _____

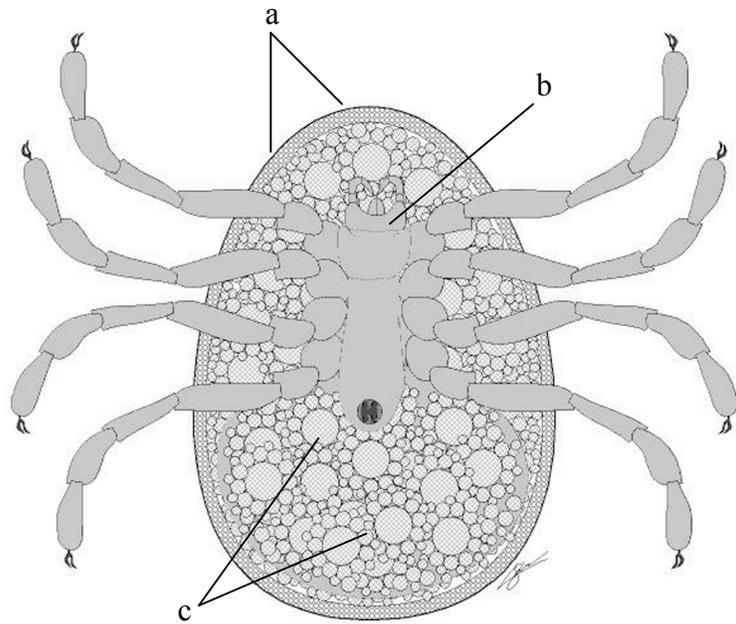


Fig. 42.6 *Argas (Persicargas)* spp

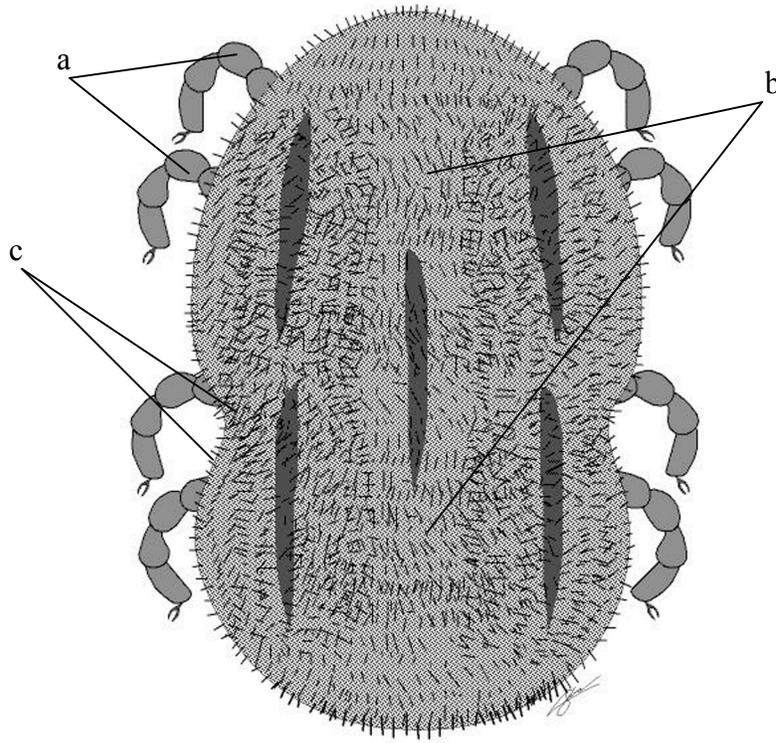


Fig. 42.7 *Otobius megnini*

a) _____

c) _____

b) _____

Práctica 43: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden mesostigmata.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de los géneros *Dermanyssus* sp, *Ornithonyssus* spp. y *Varroa* sp., con la finalidad de realizar su detección mediante microscopía.

Antecedentes. Los ácaros mesostigmata tienen un solo par de estigmas respiratorios situados en la parte media del cuerpo. Entre las coxas del primer par de patas hay una estructura llamada tritosterno que sólo se presenta en este grupo. En la región ventral las hembras poseen 3 placas (esternal, genital y anal), en los machos la placa esternal y genital se fusionan formando la placa holoventral.

Dermanyssus gallinae, es un ácaro que vive en las grietas de los corrales, perchas, nidos de las aves de corral, cuando se alimenta se encuentra en todo el cuerpo principalmente de las gallinas, palomas, aves de ornato y silvestres, en ocasiones pueden alimentarse del ser humano y de animales domésticos. El macho mide 600 μ de largo y la hembra 700 μ , cuando se han alimentado llega a medir hasta 1 mm. Los quelíceros son estiletiformes. En la hembra, la placa esternal es rectangular, curvada en su parte central y presenta dos pares de sedas en las partes laterales, la placa genital es truncada en la porción anterior y convexa en la posterior. En ambos sexos la placa anal está truncada en la parte anterior y convexa en la posterior, el orificio anal se ubica en la mitad posterior de la placa. El escudo dorsal es ancho en la porción anterior y está truncado en el extremo posterior. El cuerpo está escasamente revestido por sedas cortas, las patas son largas con sedas cortas y cada una de sus extremidades están provistas de una doble garra (fig. 43.1).

Ornithonyssus sylviarum, es un ácaro que se localiza en todo el cuerpo de las aves de corral, principalmente gallinas, palomas y varias aves silvestres, en ocasiones pueden afectar al ser humano. Los adultos tanto machos y hembras miden de 700 a 1000 μ de largo. Los quelíceros son quelados (tienen una pieza móvil a manera de pinza). En la hembra la placa esternal es rectangular, curvada en su parte media posterior con dos pares de sedas dentro de la placa y un par fuera de ella, la placa genital es triangular. En ambos sexos la placa anal tiene forma oval y el ano se encuentra en la primera mitad de la placa. La placa dorsal es ancha en la parte anterior que se extiende a los dos tercios de la longitud total del cuerpo, a partir de ahí se estrecha hasta formar una especie de lengua que alcanza el extremo posterior del cuerpo (fig. 43.2).

***Varroa* sp.**, es un ácaro que se localiza externamente tanto en abejas adultas como en la cría operculada, en las adultas se encuentran principalmente en zonas menos quitinizadas como son en los primeros segmentos abdominales, la base de las alas, áreas entre la cabeza y el tórax y entre el tórax. La hembra adulta es de color marrón, mide 1.6 mm de ancho por 1 mm de largo. El idiosoma tiene forma elíptica, está aplanado dorsoventralmente y cubierto por sedas y espinas. Posee cuatro pares de patas relativamente cortas las cuales terminan en ventosas y uñas. Presenta siete placas ventrales; la placa esternal, genital y anal son impares y las placas endopodales y metapodales son pares (fig. 43.3). El macho mide 715 μ de largo por 700 μ de ancho, su forma es esférica, de color gris amarillento y su cutícula está poco esclerosada, no son parásitos debido a que su aparato bucal no está adaptado para succionar hemolinfa (fig. 43.3).

Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las características morfológicas de las preparaciones fijas de *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum* y *Varroa* sp.
- b) Colectará ácaros mesostigmata de aves de corral y abejas, los llevará al laboratorio para identificar a que género pertenecen.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

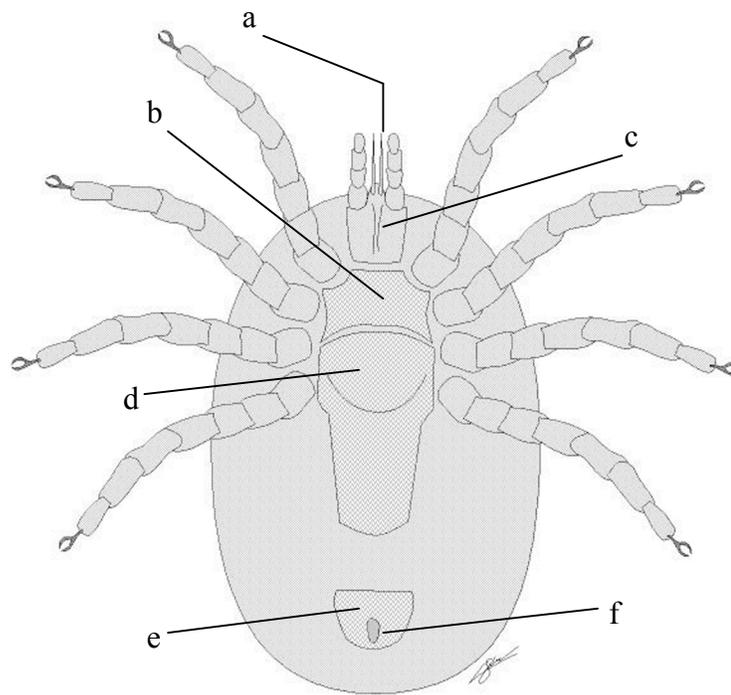


Fig. 43.1 *Dermanyssus gallinae*

a) _____

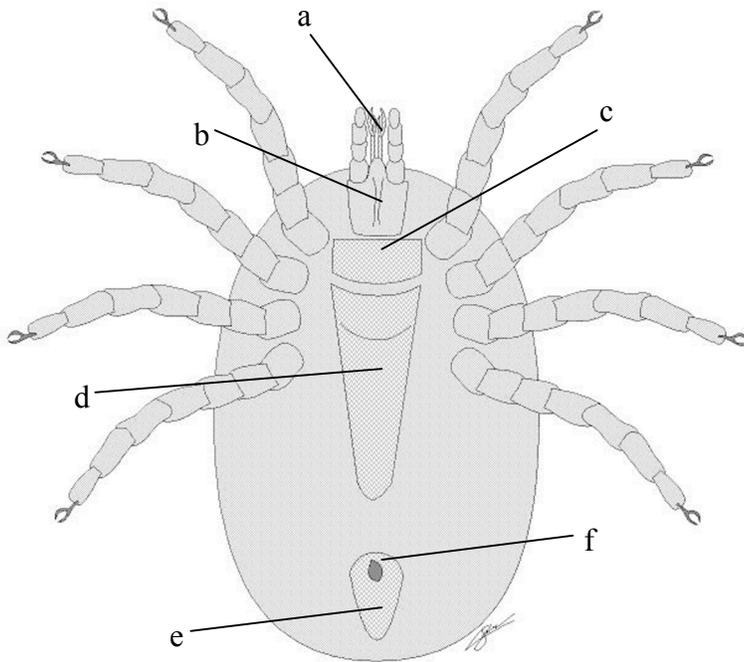
d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

f) _____



- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____
- f) _____

Fig. 43.2 *Ornithonyssus silviarum*

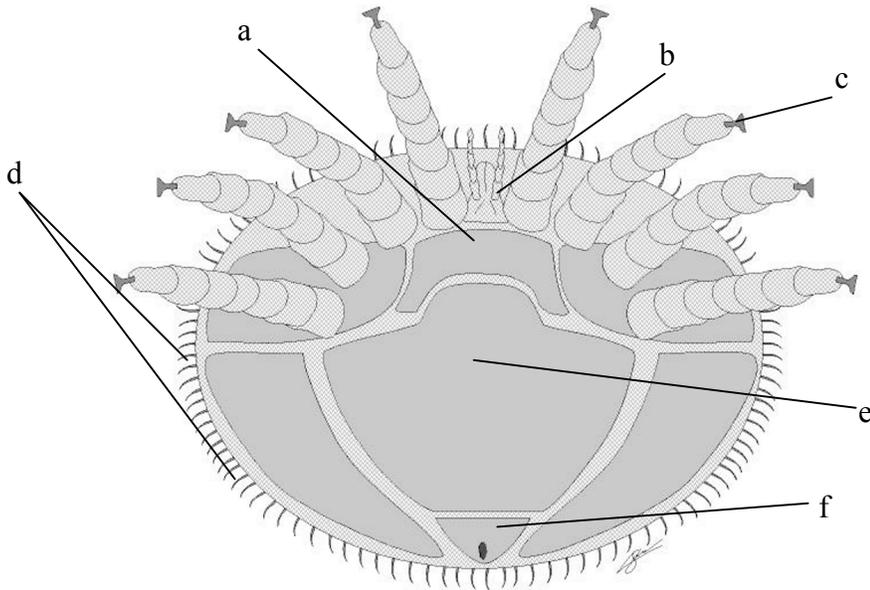


Fig. 43.3 *Varroa* sp

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____
- f) _____

Práctica 44: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden prostigmata.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas del género *Demodex* spp., con la finalidad de realizar su diagnóstico en raspados cutáneos de diferentes animales domésticos mediante microscopía.

Antecedentes. El Suborden prostigmata agrupa a los ácaros que tienen el par de estigmas respiratorios en la base del gnatosoma. La familia Demodicidae comprende un grupo de ácaros parásitos muy especializados que viven en los folículos pilosos, glándulas sebáceas y glándulas de Meibomio de distintos mamíferos, la mayor parte de las especies se denominan como sus huéspedes por ejemplo: *Demodex canis*, *D. bovis*, *ovis*, *D. caprae*, mientras que *D. phylloides* en los cerdos y *D. folliculorum* afecta al ser humano. Todas las especies de este género difieren poco morfológicamente. Dependiendo de la especie que se trate miden de 180 a 500 μ de largo, tienen aspecto vermiforme, que termina alargado en punta y desprovisto de sedas. El gnatosoma es corto, los quelíceros son estiletiformes. En el propodosoma se encuentran los cuatro pares de patas cortas y triarticuladas que terminan en un par de uñas. Ventralmente a la altura del cuarto par de patas se localiza la abertura genital de las hembras. El macho tiene el pene o edeago situado en el propodosoma dorsalmente. El opistosoma tiene aspecto anillado (fig. 44.1).

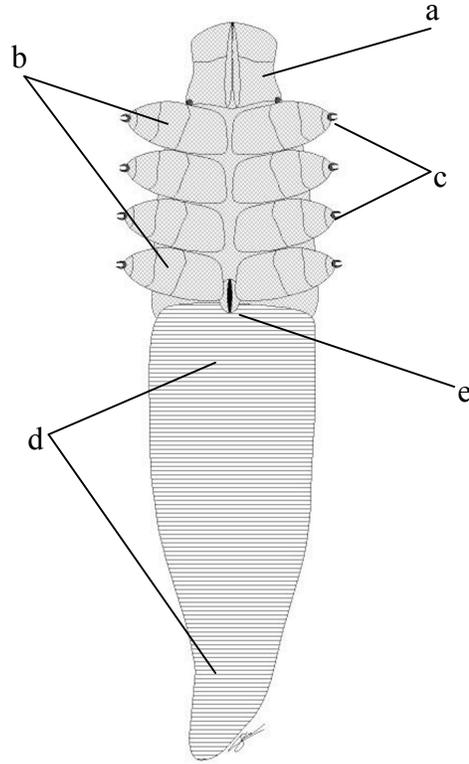
Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las características morfológicas de *Demodex* spp en preparaciones fijas.
- b) Realizará raspados cutáneos profundos en diferentes animales domésticos sospechosos a sarna demodésica, los llevará al laboratorio para su observación e identificación.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.



a) _____

d) _____

b) _____

e) _____

c) _____

Práctica 45: Identificación de estructuras morfológicas de ácaros del suborden astigmata.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de los géneros *Sarcoptes* spp y *Psoroptes* spp, con la finalidad de realizar su detección en raspados cutáneos de diferentes animales domésticos, mediante microscopía.

Antecedentes. El suborden astigmata agrupa a los ácaros que no poseen estigmas respiratorios, respiran a través de la cutícula.

***Sarcoptes* spp,** estos ácaros viven en túneles y galerías que forman en la dermis de distintos animales domésticos y silvestres, afectan principalmente al perro, bovino, cerdo y el ser humano. Las especies de este ácaro, miden en promedio 500 μ de longitud, su cuerpo puede tener forma redondeada u oval, su gnatosoma tiene forma cónica achatada. Los machos (fig. 45.1) miden 200 a 280 μ de longitud, tiene el cuerpo casi esférico, poseen ventosas tarsales en el 1º, 2º y 4º par de patas, el tercer par de patas terminan en largas sedas, el órgano copulador se localiza a la altura del 4º par de patas. Las hembras (fig. 45.2) miden 300 a 500 μ de longitud, su cuerpo es casi cilíndrico, en la parte dorsal del idiosoma tiene varias hileras de escamas triangulares, tres pares de sedas en forma de espina y siete pares de sedas anchas y largas en la región posterior. La abertura genital es transversa y se localiza entre el 3º y 4º par de patas, el ano es una abertura longitudinal que se encuentra en el extremo posterior del idiosoma. El 1º y 2º par de patas tienen una ventosa tarsal, el 3º y 4º terminan en una seda larga.

***Psoroptes* spp.** Los ácaros de este género son parásitos que viven en la epidermis de diversos animales domésticos presentan el cuerpo alargado, miden de 400 a 800 μ de longitud, su gnatosoma es más largo que ancho. La hembra (fig. 45.3) posee el idiosoma estriado, la abertura genital es de forma de “U” invertida se ubica en la región ventral a la altura del 2º par de patas, el ano es terminal, las patas son largas presentan en el 1º, 2º y 4º par, uñas así como ventosas sostenidas por un pedicelo trisegmentado, el tercer par de patas termina en un par de sedas largas. El macho (fig. 45.4) presenta el órgano genital a la altura del 3º y 4º par de patas, en el borde posterior del idiosoma existen dos apéndices provistos de dos sedas largas y tres cortas, a cada lado del ano una ventosa adanal. El 1º, 2º y 3º par de patas poseen pedicelo trisegmentado y ventosas, mientras que el 4º par de patas es de menor tamaño y no presenta pedicelo ni ventosas.

Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las características morfológicas de *Psoroptes* spp y *Sarcoptes* spp. en preparaciones fijas.
- b) Realizará raspados cutáneos profundos en diferentes animales domésticos sospechosos a sarna, los llevará al laboratorio para su observación e identificación.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas de los siguientes esquemas.

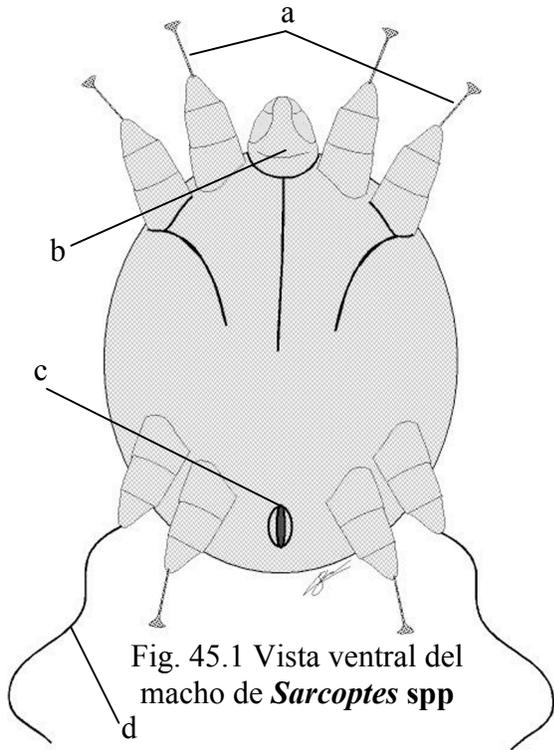


Fig. 45.1 Vista ventral del macho de *Sarcoptes* spp

- a) _____
- b) _____
- c) _____

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____
- e) _____

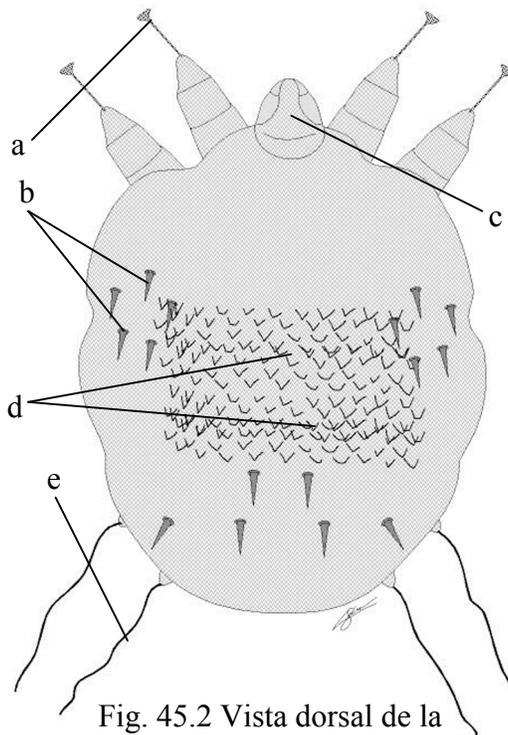


Fig. 45.2 Vista dorsal de la hembra de *Sarcoptes* spp

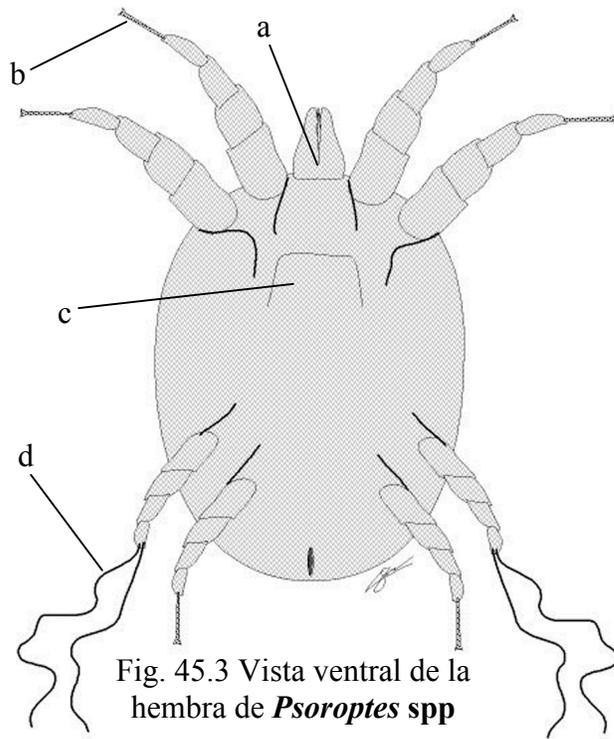


Fig. 45.3 Vista ventral de la hembra de *Psoroptes* spp

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

- a) _____
- b) _____
- c) _____
- d) _____

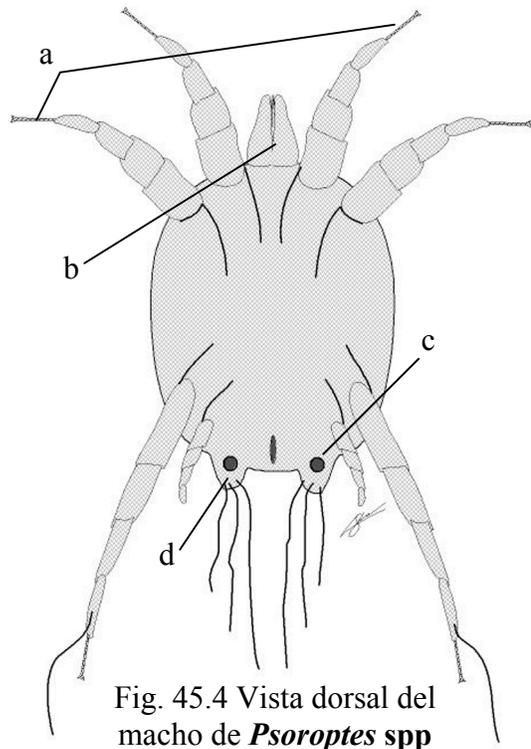


Fig. 45.4 Vista dorsal del macho de *Psoroptes* spp

CAPÍTULO IX: Pentastómidos

Práctica 46: Identificación de estructuras morfológicas de la clase pentastomida.

Objetivo. Al término de la práctica el alumno identificará las características morfológicas de *Linguatula serrata*, con la finalidad de realizar su detección en diferentes animales domésticos.

Antecedentes. *Linguatula serrata*. El parásito adulto se localiza en los conductos nasales y senos frontales principalmente de perros y otros carnívoros. Los estadios ninfales se encuentran en el parénquima hepático, pulmonar, renal y ganglios mesentéricos de los huéspedes intermediarios principalmente del caballo, oveja, cabra, bovino, conejo y algunos roedores. Los adultos son de color blanco amarillento o casi incoloros tienen la forma de lengua, son planos ventralmente y convexos dorsalmente la cutícula presenta estriaciones transversales en la parte dorsal, la boca se encuentra entre dos pares de ganchos en parte anterior de la cara ventral. Las hembras miden de 10 a 13 cm. de longitud y de ancho hasta 1 cm. Los machos miden menos de 2 cm. de longitud y de 3 a 4 mm. de ancho. Las ninfas (fig. 46.1) miden de 4 a 6 mm de longitud por 1.5 mm de ancho, su cuerpo presenta de 80 a 90 estrías o anillos, cada uno de los cuales está rodeado por una hilera de espinas muy apretadas entre sí, estas espinas se desprenden cuando la ninfa se transforma en adulto. Los huevos miden 90 por 70 μ , poseen una delicada membrana externa y otra interna gruesa de color amarillo, contienen embriones con cuatro patas rudimentarias, son expulsados juntamente con el moco nasal o bien con las heces (ver anexo 1).

Actividades.

El alumno:

- a) Identificará las características morfológicas de las ninfas de *Linguatula serrata* en preparaciones teñidas.
- b) Colectará hígados de ganado bovino, ovino y equino decomisados en el rastro sospechosos a *Linguatula serrata* y en el laboratorio realizará una pequeña incisión en los nódulos que presentan los hígados para buscar los diferentes estadios ninfales.

Evaluación.

Escriba el nombre de las estructuras morfológicas señaladas en el esquema.

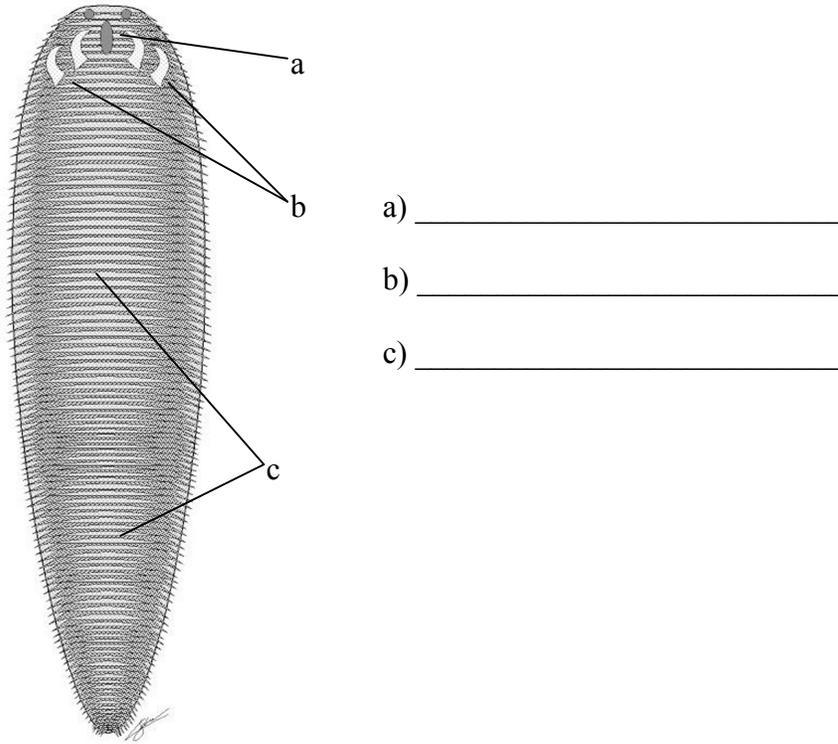


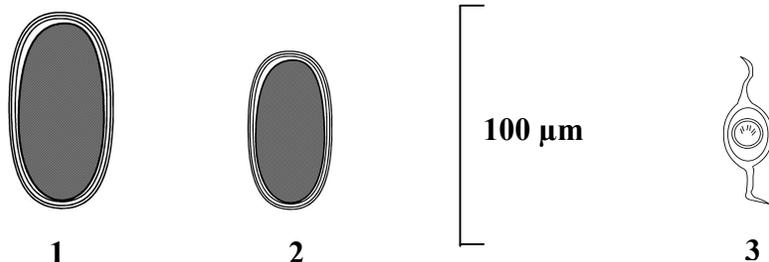
Fig 46.1 Ninfa de *Linguatula serrata*

ANEXO 1: Huevos y ooquistes

AVES

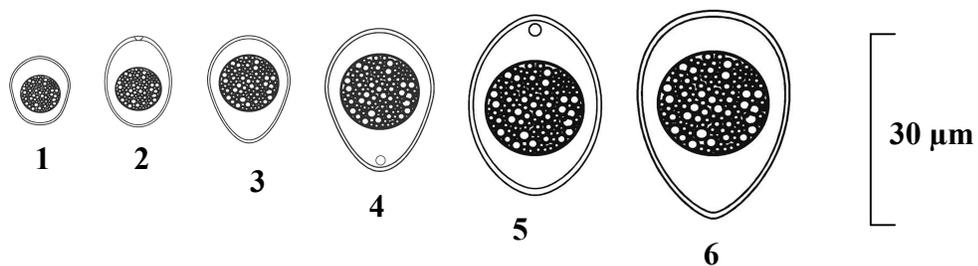
Nematodos

Cestodos



- 1- *Ascaridia galli*
- 2- *Heterakis gallinarum*
- 3- *Choanotaenia infundibulum*

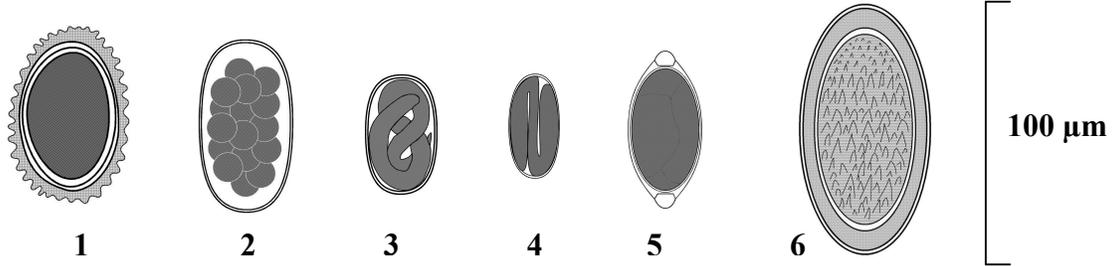
Protozoarios



- 1- *Eimeria mitis*
- 2- *E. acervulina*
- 3- *E. necatrix*
- 4- *E. praecox*
- 5- *E. tenella*
- 6- *E. maxima*

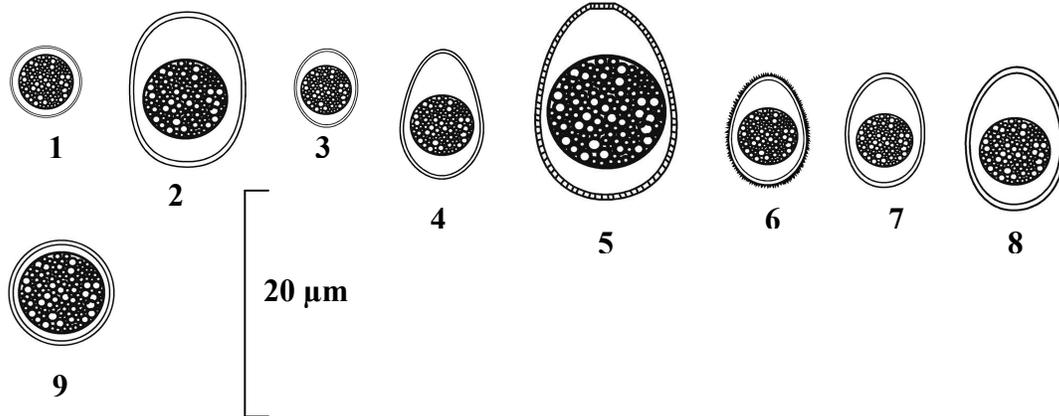
CERDOS

Nematodos



- 1- *Ascaris suum*
- 2- *Oesophagostomum dentatum*
- 3- *Metastrongylus* spp
- 4- *Ascarops strongylina*
- 5- *Trichuris suis*
- 6- *Macracanthorhynchus hirudinaceus*

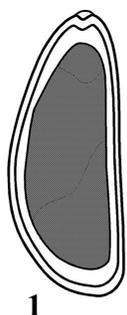
Protozoarios



- 1- *Eimeria perminuta*
- 2- *E. cerdonis*
- 3- *E. suis*
- 4- *E. porci*
- 5- *E. scabra*
- 6- *E. spinosa*
- 7- *E. neodebliecki*
- 8- *E. debliecki*
- 9- *Isospora suis*

CONEJOS

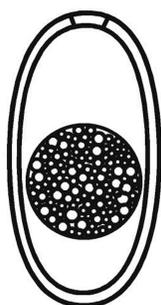
Nematodos



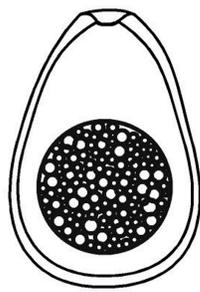
100 μ m

1- *Pasalurus ambiguus*

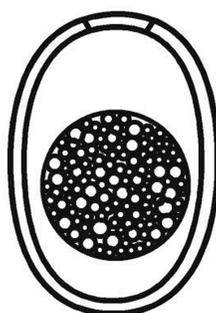
Protozoarios



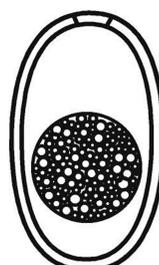
1



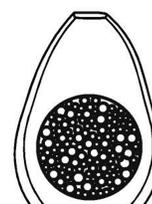
2



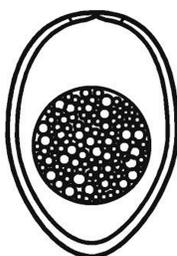
3



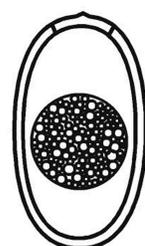
4



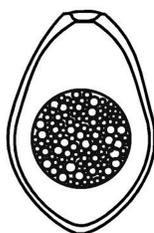
5



6



7



8



9

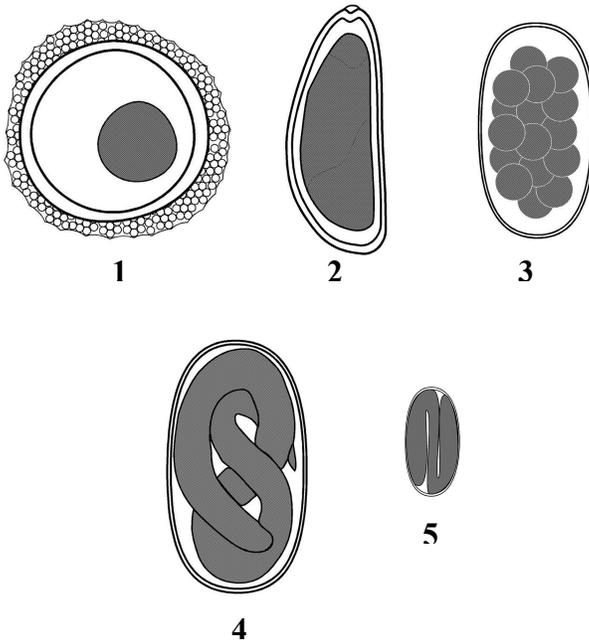
40 μ m

- 1- *Eimeria stiedai*
- 2- *E. magna*
- 3- *E. irresidua*
- 4- *E. coecicola*
- 5- *E. intestinalis*

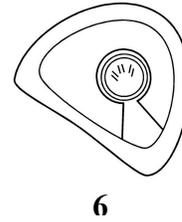
- 6- *E. flavescens*
- 7- *E. media*
- 8- *E. piriformis*
- 9- *E. perforans*

EQUINOS

Nematodos



Cestodos

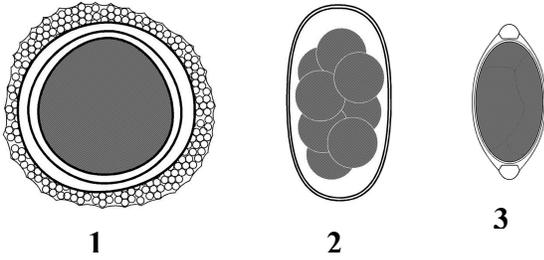


100 μ m

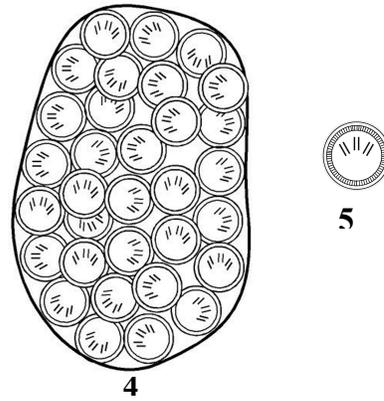
- 1- *Parascaris equorum*
- 2- *Oxyuris equi*
- 3- *Strongylus* spp
- 4- *Dictyocaulus arnfieldi*
- 5- *Habronema* spp
- 6- *Anoplocephala* spp

PERROS Y GATOS

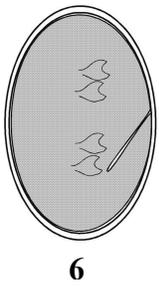
Nematodos



Cestodos



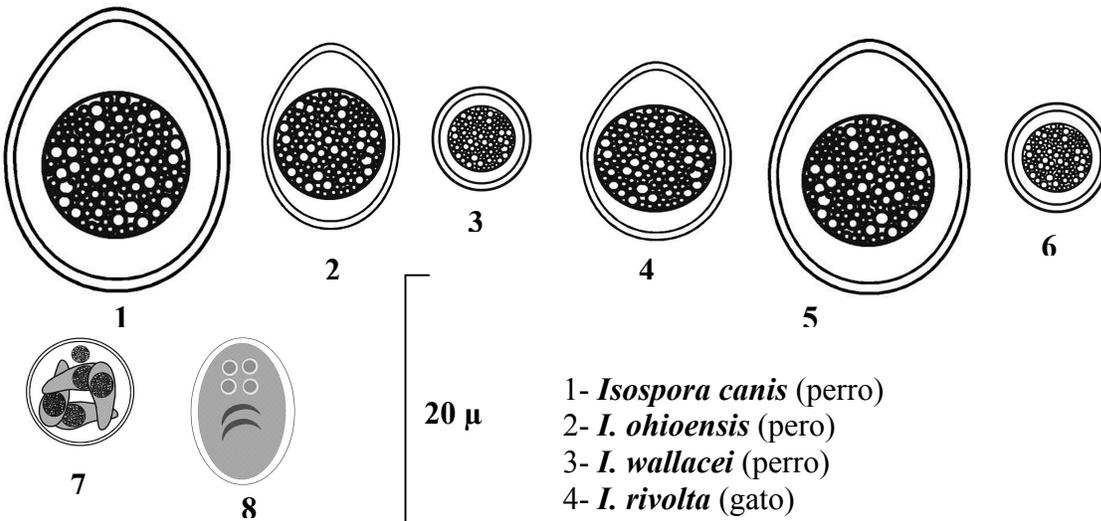
Pentastómidos



100 μ

- 1- *Toxocara* spp (perro y gato)
- 2- *Ancylostoma caninum* (perro)
- 3- *Trichuris* spp (perro y gato)
- 4- *Dipylidium caninum* (perro y gato)
- 5- *Taenia* spp (perro y gato)
- 6- *Linguatula serrata* (perro)

Protozoarios

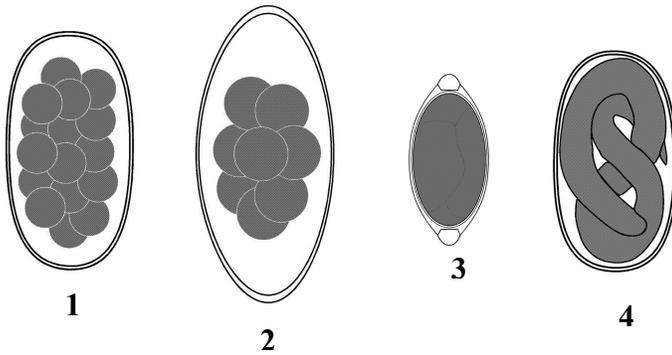


20 μ

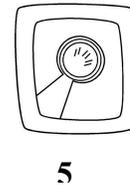
- 1- *Isospora canis* (perro)
- 2- *I. ohioensis* (perro)
- 3- *I. wallacei* (perro)
- 4- *I. rivolta* (gato)
- 5- *I. felis* (gato)
- 6- *Sarcocystis* spp (perro y gato)
- 7- *Toxoplasma gondii* (gato)
- 8- *Giardia* spp (perro y gato)

RUMIANTES

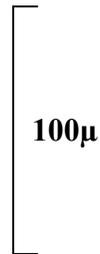
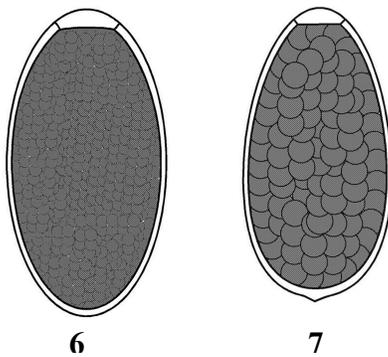
Nematodos



Cestodos



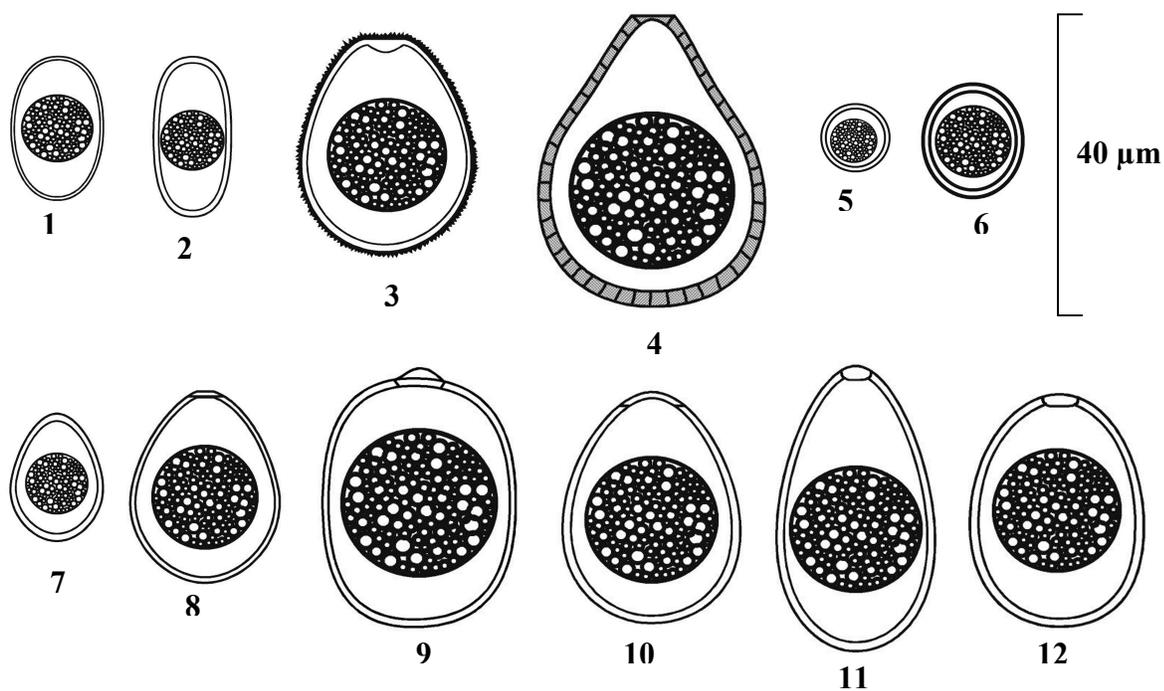
Trematodos



- 1- Huevo de estrongilido
- 2- *Nematodirus* spp
- 3- *Dictyocaulus* spp
- 4- *Trichuris* spp
- 5- *Moniezia* spp
- 6- *Fasciola hepatica*
- 7- Huevo de Parafistómido

Protozoarios

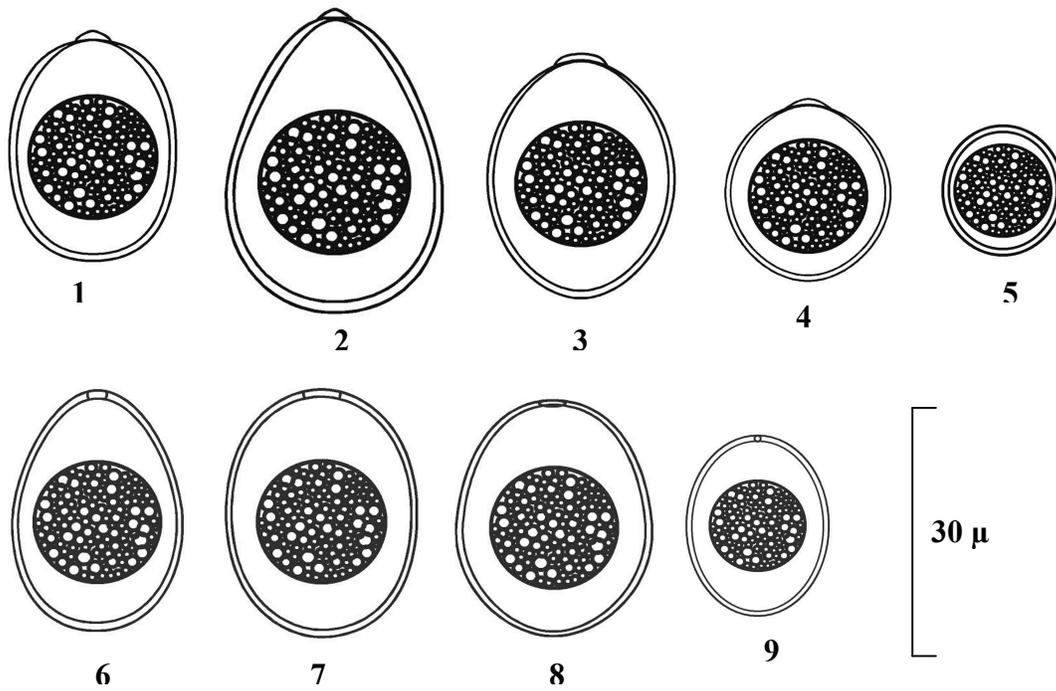
- Bovinos



- 1- *Eimeria ellipsoidalis*
- 2- *E. cylindrica*
- 3- *E. pellita*
- 4- *E. bukidonensis*
- 5- *E. subspherica*
- 6- *E. zuerni*

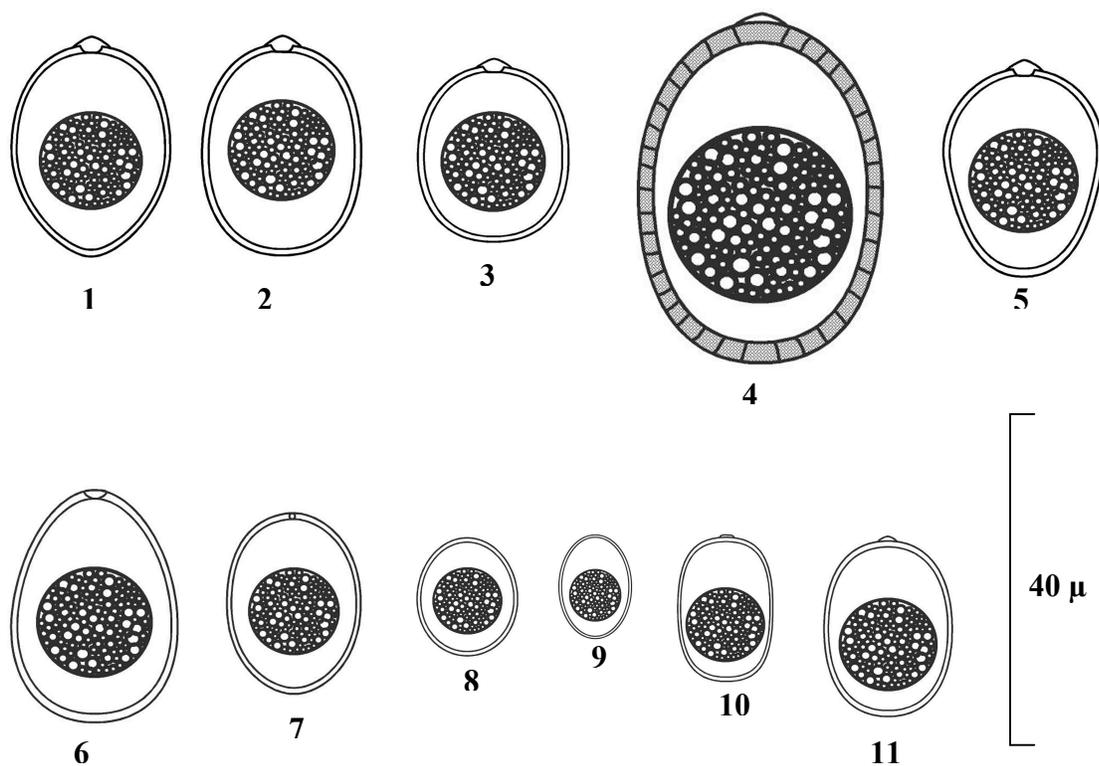
- 7- *E. alabamensis*
- 8- *E. bovis*
- 9- *E. brasiliensis*
- 10- *E. canadensis*
- 11- *E. auburnensis*
- 12- *E. wyomingensis*

- Caprinos

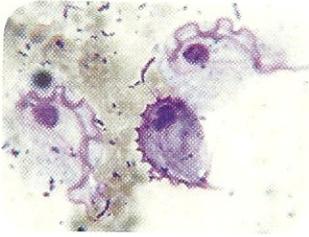


- 1- *Eimeria arloingi*
- 2- *E. christenseni*
- 3- *E. jolchijevi*
- 4- *E. hirci*
- 5- *E. alijevi*
- 6- *E. apsheronica*
- 7- *E. caprina*
- 8- *E. caprovina*
- 9- *E. ninaekohlyakimovae*

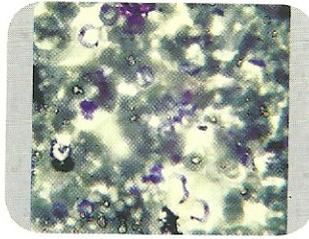
- Ovinos



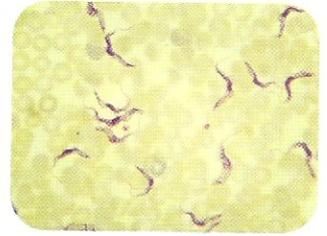
- 1- *Eimeria ahsata*
- 2- *E. ovina*
- 3- *E. crandalis*
- 4- *E. intricata*
- 5- *E. granulosa*
- 6- *E. faurei*
- 7- *E. ovinoidalis*
- 8- *E. parva*
- 9- *E. pallida*
- 10- *E. marsica*
- 11- *E. weybridgensis*



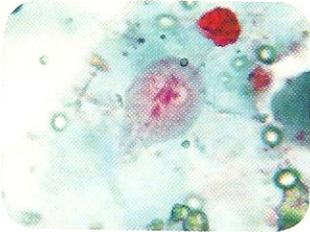
1. *Trichomonas* spp
(trofozoitos)



2. *Trypanosoma cruzi*
(tripomastigotes)



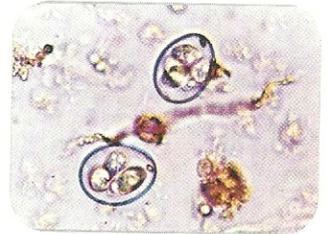
3. *Trypanosoma equiperdum*
(tripomastigotes)



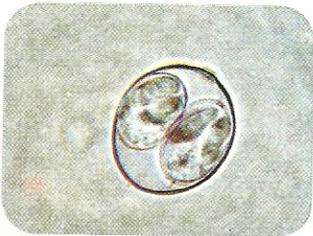
4. *Giardia* spp
(trofozoito)



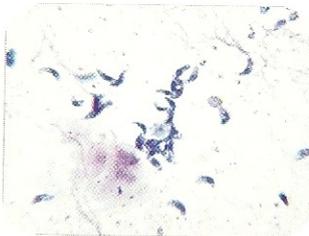
5. Coccidias
(oozistes no esporulados)



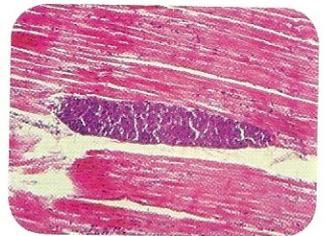
6. *Eimeria* spp
(oozistes esporulados)



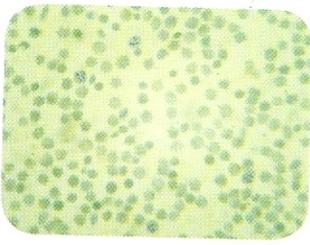
7. *Isospora* spp
(ooziste esporulado)



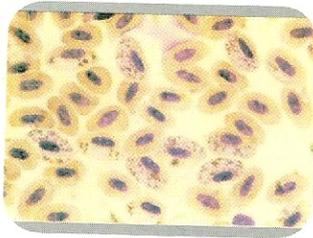
8. *Toxoplasma gondii*
(trofozoitos)



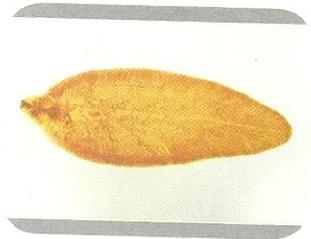
9. *Sarcocystis* spp
(quiste)



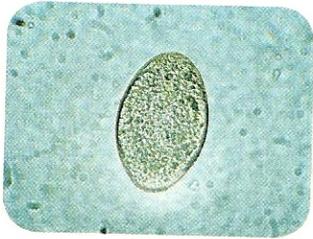
10. *Babesia* spp
(trofozoitos)



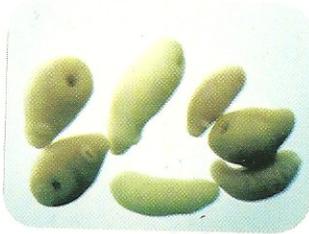
11. *Haemoproteus*
columbae
(gametos)



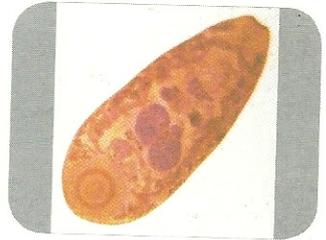
12. *Fasciola hepatica*
(adulto)



13. *Fasciola hepatica*
(huevo)



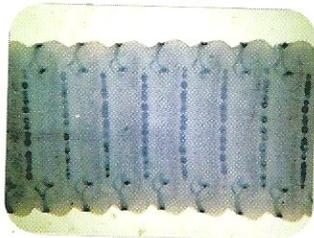
14. Parafistómidos
(adultos)



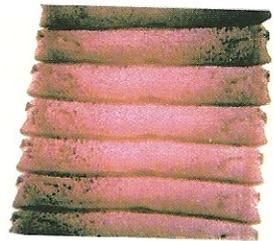
15. Parafistómido
(adulto)



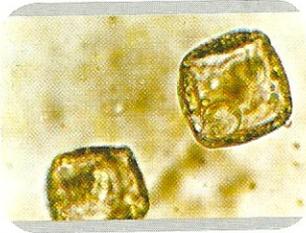
16. *Moniezia* spp
(adulto)



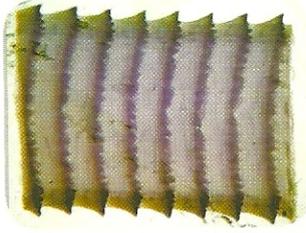
17. *Moniezia expansa*
(proglotis)



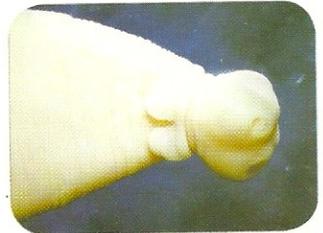
18. *Moniezia benedeni*
(proglotis)



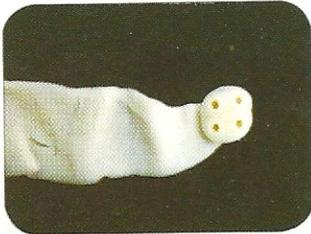
19. *Moniezia* spp
(huevos)



20. *Thysanosoma actinioides*
(proglotis)



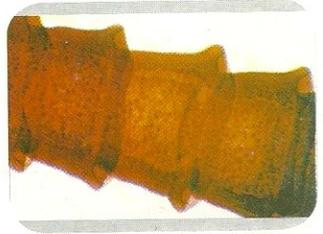
21. *Anoplocephala perfoliata*
(extremo anterior)



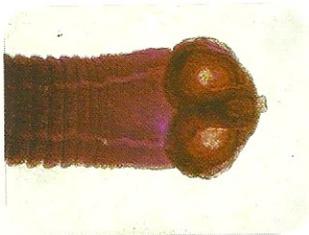
22. *Anoplocephala magna*
(extremo anterior)



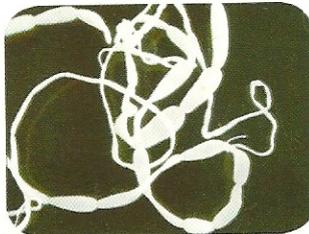
23. *Anoplocephala* spp
(huevo)



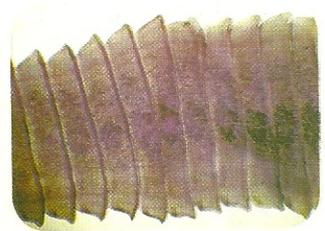
24. *Choanotaenia infundibulum*
(proglotis)



25. *Raillietina* spp
(escólex)

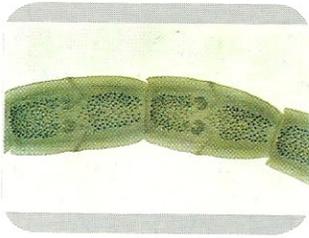


26. *Raillietina* spp
(proglotis)

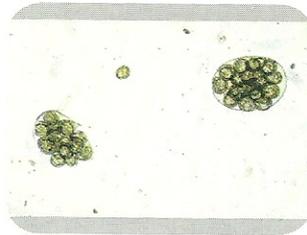


27. *Dipylidium caninum*
(adulto)

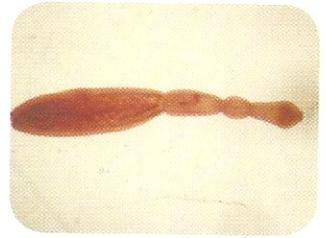
Handwritten mark resembling a stylized '4' or 'D' with a curved line underneath.



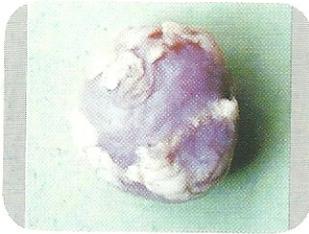
28. *Dipylidium caninum*
(proglotitis)



29. *Dipylidium caninum*
(bolsas ovígeras)



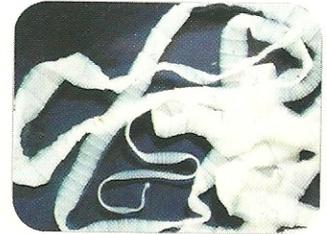
30. *Echinococcus granulosus*
(adulto)



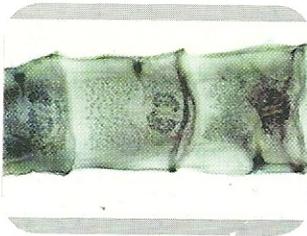
31. *Echinococcus granulosus*
(metacestodo)



32. *Echinococcus granulosus*
(arenillas del metacestodo)



33. *Taenia* spp
(adulto)



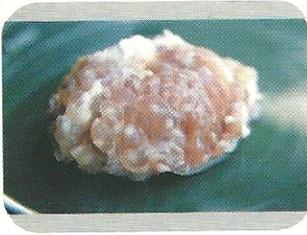
34. *Taenia* spp
(proglotitis)



35. *Taenia* spp
(huevo)



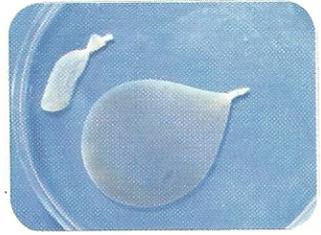
36. *Taenia saginata*
(metacestodo)



37. *Taenia solium*
(metacestodo *in situ*)



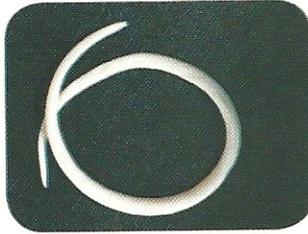
38. *Taenia hydatigena*
(metacestodo *in situ*)



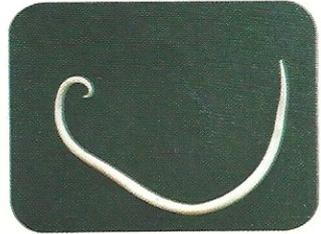
39. *Taenia hydatigena*
(metacestodo)



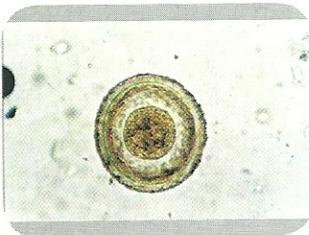
40. *Taenia pisiformis*
(metacestodo *in situ*)



41. *Parascaris equorum*
(hembra)



42. *Parascaris equorum*
(macho)



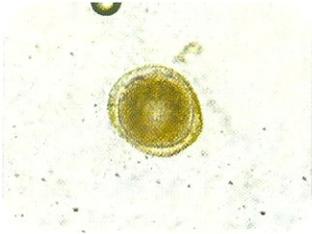
43. *Parascaris equorum*
(huevo)



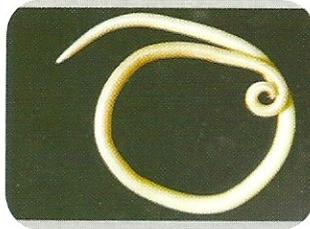
44. *Toxocara canis*
(extremo anterior)



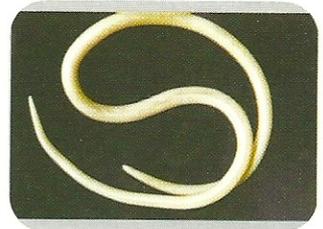
45. *Toxocara cati*
(extremo anterior)



46. *Toxocara* spp
(huevo)



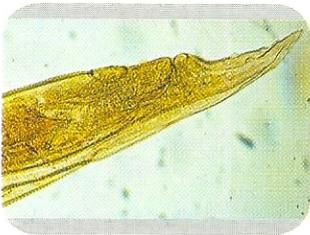
47. *Ascaris suum*
(macho)



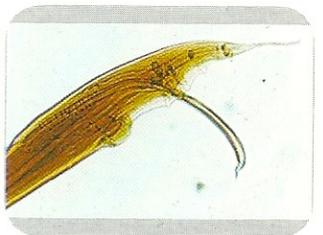
48. *Ascaris suum*
(hembra)



49. *Ascaris suum*
(huevo)



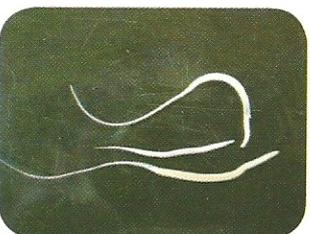
50. *Ascaridia galli*
(extremo posterior)



51. *Heterakis gallinarum*
(extremo posterior)



52. *Ascaridia galli*
(huevo)



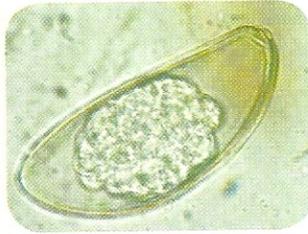
53. *Oxyuris equi*
(hembras)



54. *Oxyuris equi*
(huevos)



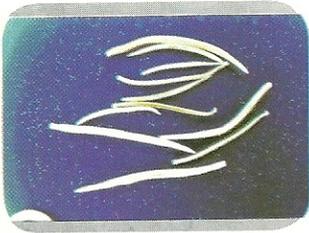
55. *Passalurus ambiguus*
(hembra y macho)



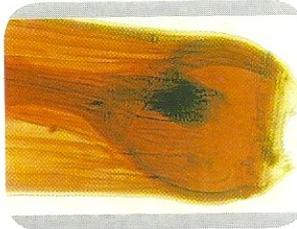
56. *Passalurus ambiguus*
(huevo)



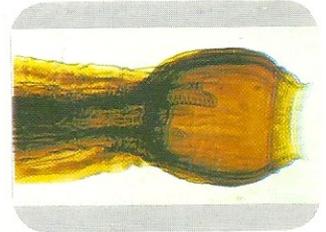
57. Estrongilido
(huevo)



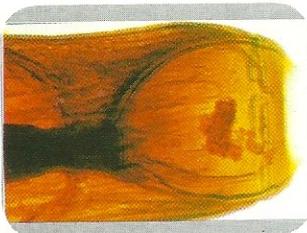
58. *Strongylus* spp
(hembras y machos)



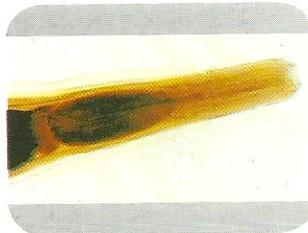
59. *Strongylus vulgaris*
(extremo anterior)



60. *Strongylus equinus*
(extremo anterior)



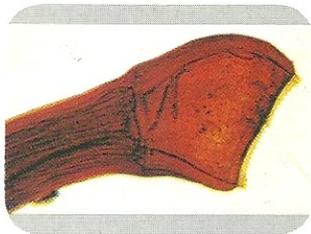
61. *Strongylus edentatus*
(extremo anterior)



62. *Oesophagostomum*
spp
(extremo anterior)



63. *Chabertia ovina*
(macho adulto)



64. *Chabertia ovina*
(extremo anterior)



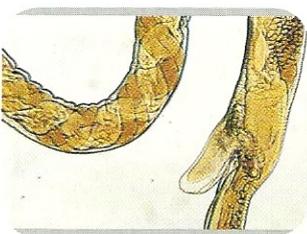
65. *Ancylostoma caninum*
(extremo anterior)



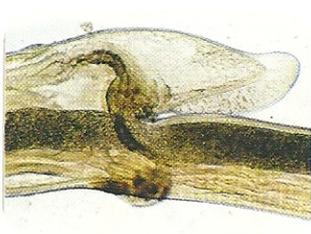
66. *Ostertagia circumcincta*
(extremo posterior del macho)



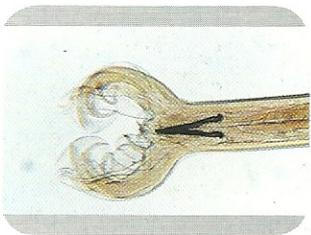
67. *Ostertagia circumcincta*
(hembra)



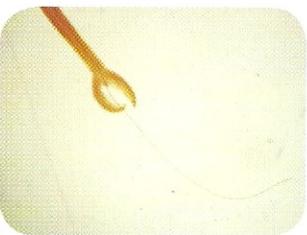
68. *Haemonchus contortus*
(hembra)



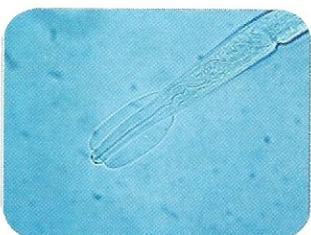
69. *Haemonchus contortus*
(detalle de la solapa vulvar, hembra)



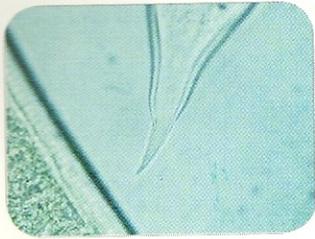
70. *Haemonchus contortus*
(extremo posterior del macho)



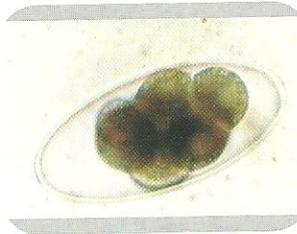
71. *Mecistocirrus digitatus*
(extremo posterior del macho)



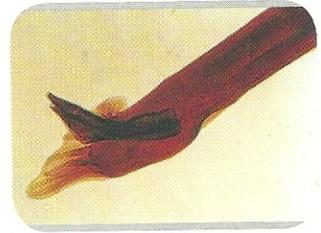
72. *Nematodirus* spp
(extremo anterior)



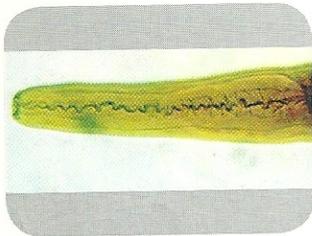
73. *Nematodirus* spp
(extremo posterior de la hembra)



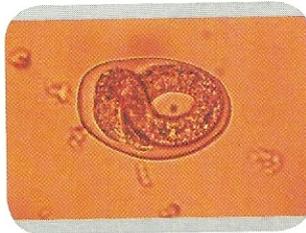
74. *Nematodirus* spp
(huevo)



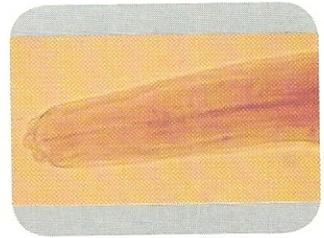
75. *Dictyocaulus* spp
(extremo posterior del macho)



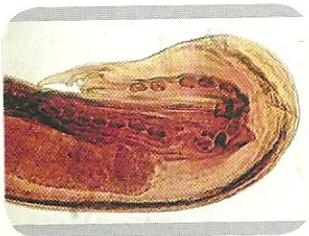
76. *Dictyocaulus* spp
(extremo anterior)



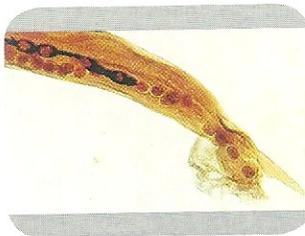
77. *Dictyocaulus* spp
(huevo)



78. *Metastrongylus* spp
(extremo anterior)



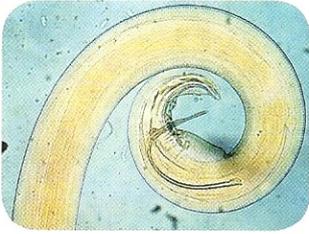
79. *Metastrongylus apri*
(extremo posterior de la hembra)



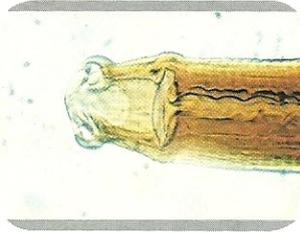
80. *Metastrongylus pudendotectus*
(extremo posterior de la hembra)



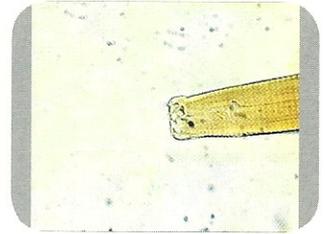
81. *Muellerius capillaris*
(larva I)



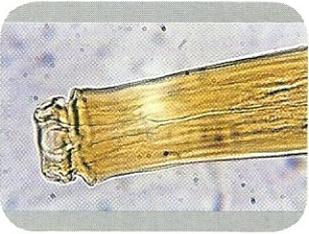
82. *Habronema* spp
(macho, extremo posterior)



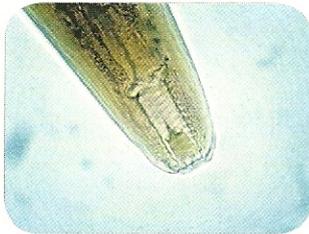
83. *Habronema microstoma*
(extremo anterior)



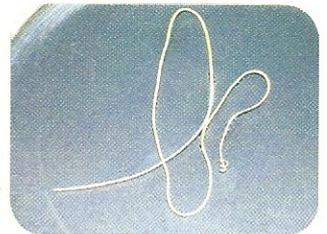
84. *Habronema muscae*
(extremo anterior)



85. *Draschia megastoma*
(extremo anterior)



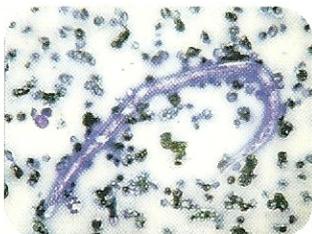
86. *Ascarops strongylina*
(extremo anterior)



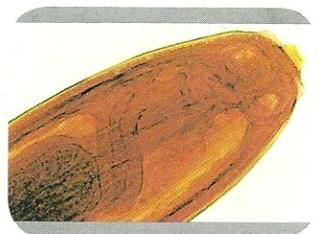
87. *Dirofilaria immitis*
(macho)



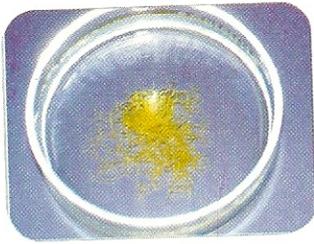
88. *Dirofilaria immitis*
(in situ)



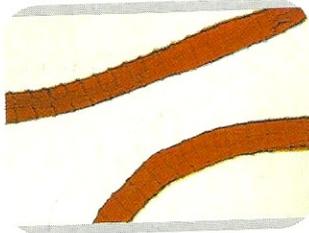
89. *Dirofilaria immitis*
(microfilaria)



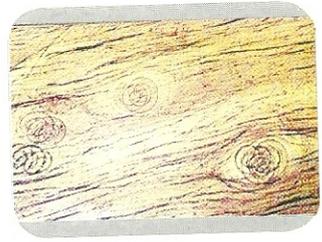
90. *Setaria equina*
(extremo anterior)



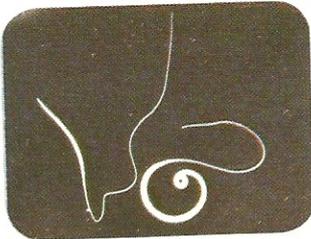
91. *Onchocerca gutturosa*
(adultos)



92. *Onchocerca gutturosa*
(detalle del cuerpo de la hembra)



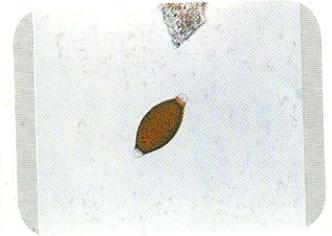
93. *Trichinella spiralis*
(larva I)



94. *Trichuris* spp
(adultos, hembra y macho)



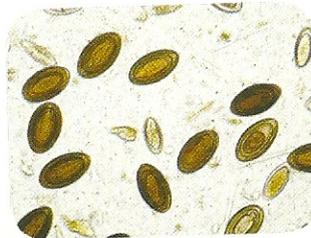
95. *Trichuris* spp
(macho, extremo posterior)



96. *Trichuris* spp
(huevo)



97.
Macracanthorhynchus hirudinaceus
(adulto)



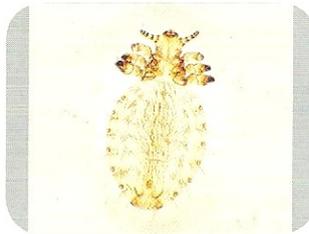
98.
Macracanthorhynchus hirudinaceus
(huevo)



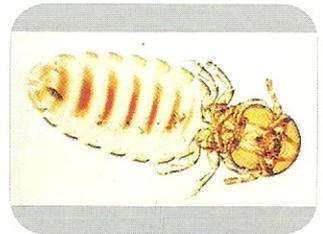
99. *Haematopinus suis*



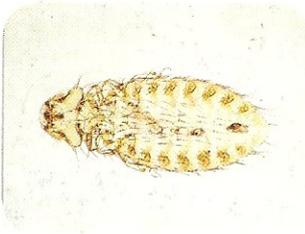
100. *Haematopinus eurysternus*



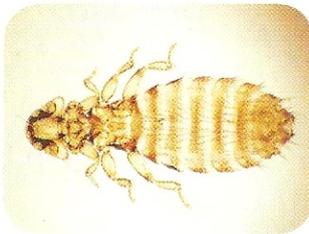
101. *Linognathus setosus*



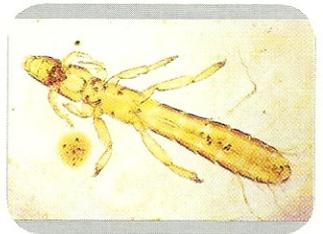
102. *Damalinia bovis*



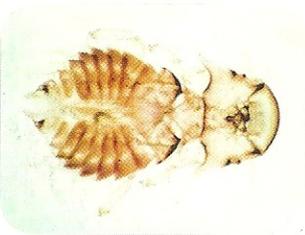
103. *Menopon gallinae*



104. *Menacanthus stramineus*



105. *Columbicola columbae*



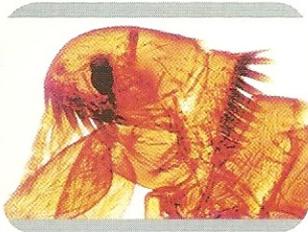
106. *Chelopistes meleagridis*



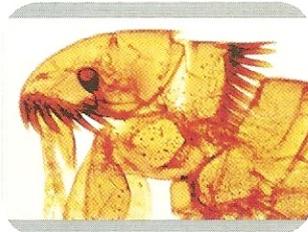
107. *Lipeurus caponis*



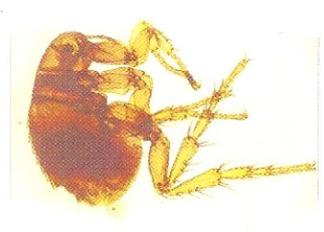
108. *Cimex lectularius*



109. *Ctenocephalides canis*
(detalle de la cabeza)



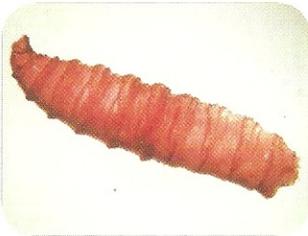
110. *Ctenocephalides felis*
(detalle de la cabeza)



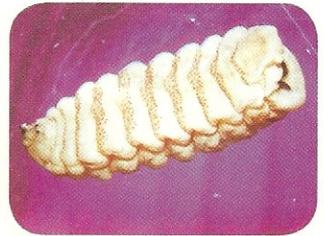
111. *Pulex irritans*



112. *Echidnophaga gallinacea*



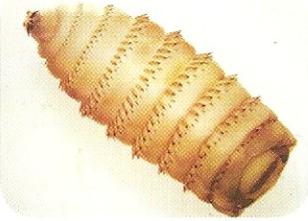
113. *Cochliomyia hominivorax*
(larva III)



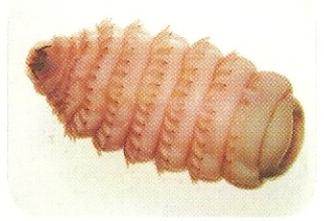
114. *Oestrus ovis*
(larva III)



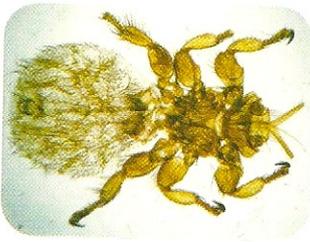
115. *Hypoderma bovis*
(larva III)



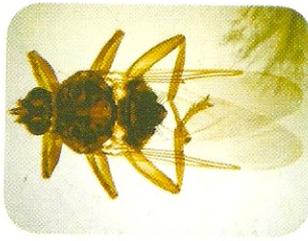
116. *Gasterophilus intestinalis*
(larva III)



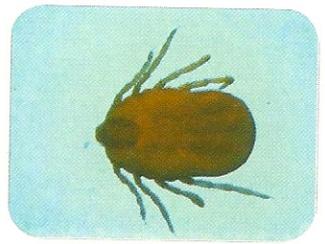
117. *Gasterophilus nasalis*
(larva III)



118. *Melophagus ovinus*



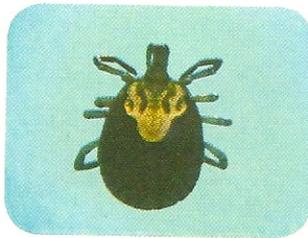
119. *Pseudolinchya canariensis*



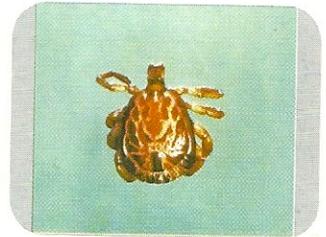
120. *Boophilus* spp
(hembra)



121. *Boophilus* spp
(macho)



122. *Amblyomma* spp
(hembra)



123. *Amblyomma* spp
(macho)



124. *Otobius megnini*
(adulto)



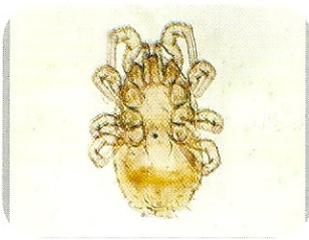
125. *Otobius megnini*
(larvas)



126. *Argas (Persicargas)*
spp
(adulto)



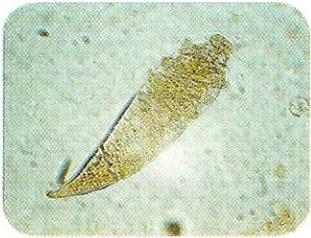
127. *Ornithonyssus sylviarum*



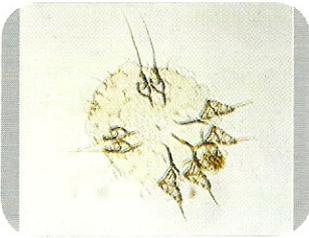
128. *Dermanyssus gallinae*



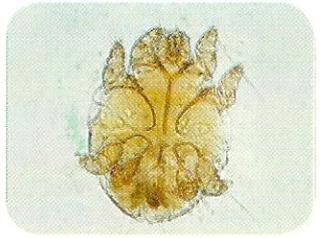
129. *Varroa* sp



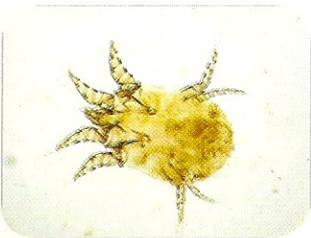
130. *Demodex* spp



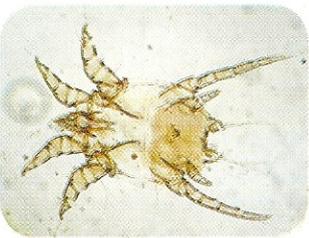
131. *Sarcoptes* spp (hembra)



132. *Sarcoptes* spp (macho)



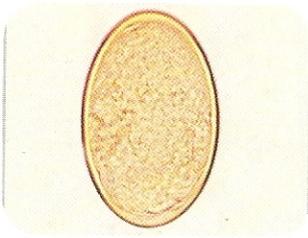
133. *Psoroptes* spp (hembra)



134. *Psoroptes* spp (macho)



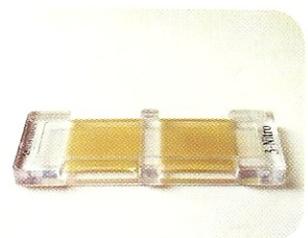
135. *Linguatula serrata* (adulto)



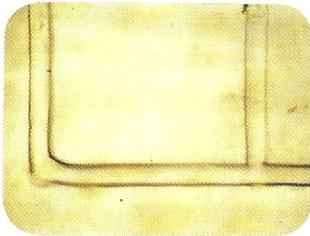
136. Huevo de *Linguatula serrata*



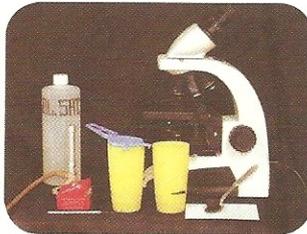
137. Equipo para McMaster de campo



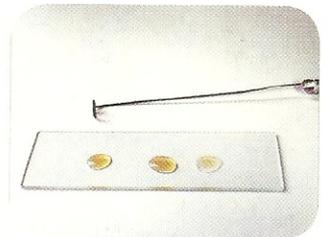
138. Cámara de McMaster



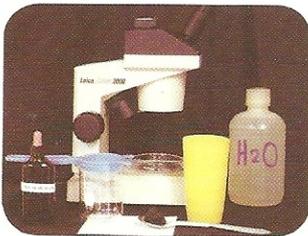
139. Vista microscópica (objetivo 4x) de la cámara de McMaster



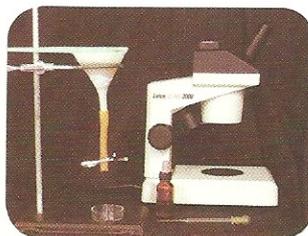
140. Material para realizar la técnica de flotación



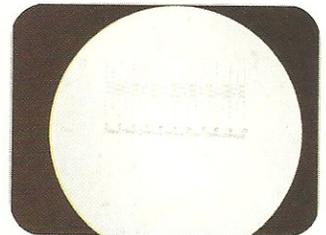
141. Portaobjetos preparado para la lectura de la técnica de flotación



142. Material para realizar la técnica de sedimentación



143. Material para realizar la técnica de Baermann



144. Escalas micrométricas objetiva y ocular