Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria



Yazmín Alcalá Canto
Juan Antonio Figueroa Castillo
Coordinadores

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Enrique Luis Graue Wiechers
Rector

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas
Secretario General

Ing. Leopoldo Silva Gutiérrez
Secretario Administrativo

Dr. Alberto Ken Oyama Nakagawa
Secretario de Desarrollo Institucional

Lic. Raúl Arcenio Aguilar Tamayo
Encargado del despacho
de la Secretaría de Atención a la Comunidad Universitaria

Dra. Mónica González Contró
Abogada General

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Francisco Suárez Güemes
Director

Dr. José Ángel G. Gutiérrez Pabello
Secretario General

LAE José Luis Espino Hernández
Secretario Administrativo

Dr. Francisco A. Galindo Maldonado
Secretario de Vinculación y Proyectos Especiales

Dr. Froylán Ibarra Velarde
Jefe del Departamento de Parasitología

Lic. Manuel Casals Cardona
Jefe del Departamento de Publicaciones

MVZ Enrique Basurto Argueta
Jefe del Departamento de Diseño Gráfico y Editorial

Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria

Yazmín Alcalá Canto
Juan Antonio Figueroa Castillo
Coordinadores

Yazmín Alcalá Canto
Irene Cruz Mendoza
Juan Antonio Figueroa Castillo
Froylán Ibarra Velarde
Cintli Martínez Ortíz de Montellano
Agustín Pérez Fonseca
Alberto Ramírez Guadarrama
Evangelina Romero Callejas
Yolanda Vera Montenegro
Abel Zapata Arenas
Autores

Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria

Nombres: Alcalá Canto, Yazmín, 1972- , editor. | Figueroa Castillo, Juan Antonio, editor. | Cruz Mendoza, Irene, autor. | Ibarra Velarde, Osvaldo Froylán, 1949- , autor. | Martínez Ortíz de Montellano, Cintli, autor. | Pérez Fonseca, Agustín, autor. | Ramírez Guadarrama, Alberto, autor. | Romero Callejas, Evangelina, autor. | Vera Montenegro, Yolanda, autor. | Zapata Arenas, Abel, autor.
Título: Diagnóstico de Parásitos de interés en Medicina Veterinaria [Manual de prácticas de laboratorio de parasitología veterinaria] / Yazmín Alcalá Canto, Juan Antonio Figueroa Castillo, coordinadores; Irene Cruz Mendoza, Froylán Ibarra Velarde, Cintli Martínez Ortíz de Montellano, Agustín Pérez Fonseca, Alberto Ramírez Guadarrama, Evangelina Romero Callejas, Yolanda Vera Montenegro, Abel Zapata Arenas.
Otros títulos: Parasitología veterinaria.
Descripción: Primera edición. | Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 2018.
Identificadores: LIBRUNAM 2018559 | ISBN
Temas: Parasitología veterinaria -- Manuales de laboratorio.
Clasificación: LCC SF810.A3 M345

Esta obra forma parte de los productos derivados del proyecto PAPIME PE202416 “Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología Veterinaria ”, financiado por la Dirección General de Asuntos del Personal Académico de la UNAM.
Responsable: Yazmín Alcala Canto, FMVZ-UNAM.

El Comité Editorial de la FMVZ reconoce el trabajo que realizó el Dr. Juan José Zárate Ramos como revisor técnico.

Primera edición, 15 de enero de 2019

DR© 2019, Universidad Nacional Autónoma de México.
Ciudad Universitaria, Coyoacán, C.P. 04510, Ciudad de México, México.

ISBN: 978-607-30-1155-6
Registro legal de obra

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

Hecho en México. / Made in Mexico.

Esta obra se encuentra bajo una licencia Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-SinObraDerivada 4.0 Internacional (CC BY-NC-ND- 4.0)

Material fotográfico y los videos son originales.

Diseño editorial y formación electrónica: LDCV F. Avril Braulio Ortiz
Diseño de portada: LSCA Edgar Emmanuel Herrera López
Fotografías de portada: Dr. Juan Antonio Figueroa Castillo
Revisión de forma: Elizabeth Sarmiento de la Huerta
Revisión de pruebas y gestión legal: MVZ Laura Edith Martínez Álvarez
Webmaster: LCG Marco Antonio Domínguez Guadarrama

Agradecimientos

A Mateo Salazar Islas por los especímenes facilitados y por la realización de algunas técnicas fotografiadas.

A los alumnos de TP Parasitología 2017:
Cinthya Troncoso Castillo, Elizabeth Cruz Hernández y Jesús Vargas Castillo, por la realización de algunas de las técnicas fotografiadas.

Contenido

Prólogo 9

Capítulo I. Generalidades 12

PRÁCTICA 1. Organización del grupo, bioseguridad en el laboratorio y manejo del microscopio 13

PRÁCTICA 2. Técnicas de colecta, conservación y envío de muestras para la identificación de parásitos en sangre. Frotis sanguíneo. Tinción de Wright. Técnica de Knott. 29

PRÁCTICA 3. Técnicas de colecta, conservación, envió de muestras para la identificación de parásitos en heces y técnicas coprológicas (directa, tamizado, microscópica directa, Graham, flotación simple y Faust). 48

PRÁCTICA 4. Técnicas coprológicas de sedimentación, migración larvaria (Baermann), cultivo larvario, McMaster de campo y Kinyoun. 77

Capítulo II. Protozoarios 101

PRÁCTICA 5. Morfología de los protozoarios flagelados intestinales, urogenitales hemáticos y tisulares en animales mamíferos domésticos. 102

PRÁCTICA 6. Morfología de los protozoarios Apicomplexa intestinales, tisulares y hemáticos en animales domésticos. 114

Capítulo III. Platelmintos 132

PRÁCTICA 7. Morfología de los platelmintos adultos de los bovinos, ovinos, caprinos y equinos. 133

PRÁCTICA 8. Morfología de los platelmintos en estadios larvarios y adultos de los animales domésticos. 159

Capítulo IV. Nematodos y acantocéfalos 180

PRÁCTICA 9. Morfología de los nematodos de las familias *Ascarididae*, *Heterakidae* y *Oxyuridae* en animales domésticos. 181

PRÁCTICA 10. Morfología de los nematodos del orden *Strongylida* en mamíferos domésticos. 200

PRÁCTICA 11. Morfología de los nematodos espiruridos, enoplidos y acantocéfalos en mamíferos domésticos. 234

Capítulo V. Artrópodos 252

PRÁCTICA 12. Identificación de estructuras morfológicas de artrópodos *Phtiraptera*, *Siphonaptera* y *Diptera*. 253

PRÁCTICA 13. Identificación de estructuras morfológicas de los ácaros y pentastómidos. 287

Bibliografía y lecturas recomendadas 314

Anexos

ANEXO 1. Esquema que ilustra la diferencia en tamaños de algunos ooquistes y huevos de parásitos. 316

ANEXO 2. Raíces de los nombres de los parásitos incluidos en el *Manual de Prácticas* 318

Prólogo

Los parásitos son seres vivos que pueden encontrarse en las heces, las secreciones, los fluidos y los tejidos de los animales que se encuentran en situaciones que favorecen la presencia de estos organismos, tales como la higiene insuficiente, la falta de medidas de bioseguridad en las unidades productivas, una deficiente nutrición, entre otros factores. Para el estudio de las parasitosis, es necesario contar con habilidades y destrezas en el diagnóstico oportuno y preciso de esas infecciones, a fin de tomar las acciones correctivas inmediatas, ya sea de tratamiento o de prevención y control.

El propósito de este manual de prácticas de laboratorio es presentar a los alumnos que cursan la asignatura de Parasitología Veterinaria de la licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia, las técnicas convencionales que un médico veterinario utiliza para detectar protozoarios, helmintos y artrópodos en muestras clínicas en la primera sección de la obra. Debido a que la mayoría de las fases diagnósticas de los parásitos son microscópicas, se enfatiza el desarrollo de habilidades en el manejo del microscopio y uso del equipo y materiales del laboratorio. La segunda parte del manual integra información y material gráfico de alta calidad y cuidadosamente seleccionado que apoyará la identificación de los parásitos que se revisan en el programa de la asignatura de Parasitología Veterinaria en el plan de estudios vigente. Las imágenes muestran las características morfológicas relevantes

para la correcta identificación de los organismos que se estudian en el laboratorio.

Los coordinadores científicos y autores de esta obra son profesores con una extensa y reconocida trayectoria académica en el diagnóstico, enseñanza, coordinación de prácticas de laboratorio, recolección, procesamiento y conservación de especímenes parasitarios. Asimismo, los autores son parasitólogos expertos que han recibido distinciones y premios relacionados con su labor docente, producción académica e innovaciones didácticas, científicas y tecnológicas.

Indudablemente, los manuales de prácticas que se han utilizado en las sesiones de laboratorio de parasitología veterinaria han constituido una invaluable ayuda para el proceso enseñanza-aprendizaje de esta asignatura, y los autores del presente manual reconocen y agradecen las aportaciones de estos textos que anteceden al presente manual.

No obstante, los cambios en los planes de estudio en las escuelas de medicina veterinaria en varios lugares del mundo se están enfocando en incrementar el énfasis en el aprendizaje independiente, desarrollar habilidades interpersonales y de resolución de problemas. Para poder lograr estos objetivos, se ha tenido que prescindir de áreas tradicionales de estudio e instrumentar nuevas tecnologías y actividades educativas. La enseñanza y aprendizaje deben enfatizar que los estudiantes se vuelvan reflexivos y participen de manera colaborativa. Los sistemas de identificación apoyados en la tecnología han demostrado proporcionar a los usuarios un recurso para relacionar las observaciones morfoanatómicas con nomenclatura taxonómica y subsecuentemente integrar más conocimientos sobre los organismos.

Este manual está disponible de manera electrónica y se diseñó para que la información pueda visualizarse en una pantalla de un equipo de escritorio o móvil. Ciertamente, estos dispositivos

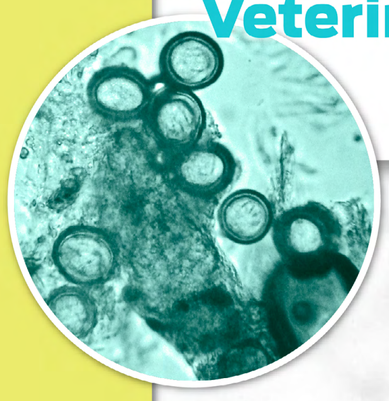
fungirán como claves visuales electrónicas para la identificación de parásitos.

El acceso al manual en un medio móvil permitirá a los usuarios que se encuentren en un laboratorio o clínica, tener un acceso rápido a los procedimientos diagnósticos, e identificación, así como a los materiales de consulta disponibles en línea que han sido desarrollados por los colaboradores de esta obra.

El *Manual de prácticas de laboratorio de parasitología veterinaria* detalla los procedimientos tradicionales, económicos y sencillos para detectar e identificar parásitos, y se espera que sea una herramienta de uso afable y completa para los alumnos y profesores de los planes de estudio de medicina veterinaria, así como para el personal técnico y profesional de los laboratorios de diagnóstico en sanidad animal.

Yazmín Alcalá Canto

Diagnóstico
de parásitos de interés
en **Medicina Veterinaria**



Capítulo I:
Generalidades

Práctica 1

Organización del grupo, material y equipo de laboratorio, bioseguridad en el laboratorio y manejo del microscopio

Yazmín Alcalá Canto y Abel Zapata Arenas

Objetivos específicos

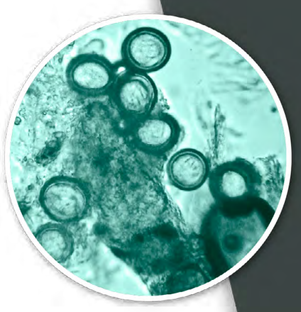
Al término de la práctica, el alumno:

1. Se integrará a un equipo para realizar de manera colaborativa la mayoría de las actividades en el laboratorio.
2. Conocerá el material y el equipo del laboratorio de parasitología.
3. Conocerá las medidas de seguridad para reducir los riesgos hacia uno mismo, a terceros o al ambiente por una práctica inadecuada.
4. Manejará el microscopio compuesto y el estereoscópico para realizar un enfoque perfecto.

Introducción

Organización del grupo

De ser necesario el profesor dividirá al grupo en dos secciones. Los alumnos se organizarán en equipos y designarán a uno de los integrantes como representante del equipo, quien será responsable de supervisar el buen uso del material y del equipo de laboratorio, así como de coordinar la limpieza del área de trabajo y los materiales prestados por el departamento.



Material y equipo de laboratorio

El laboratorio de parasitología cuenta con una gran colección de parásitos (parasitoteca) en diferentes estadios de desarrollo (huevos, larvas, adultos, etc.), conservados en alcohol, formol o resina. Este material se proporciona a los alumnos durante las prácticas o en las sesiones de estudio extraclase. También cuenta con una amplia gama de materiales electrónicos, diseñados para facilitar el aprendizaje de la parasitología veterinaria o para consulta. Se encuentran disponibles en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx

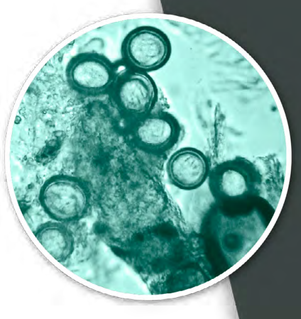
El laboratorio dispone del mobiliario, equipo y materiales para aplicar las diferentes técnicas de diagnóstico parasitológico, como los que a continuación se listan:

Equipo

- Báscula
- Centrífuga
- Estufa de incubación
- Microscopios compuestos
- Microscopios estereoscópicos
- Platina con agitación
- Potenciómetro
- Refrigeradores y congeladores
- Triquinoscopio y placas para triquinoscopía

Materiales

- Aparato de Baermann
- Asa de alambre
- Aserrín
- Cajas de Petri de varios diámetros y volúmenes
- Charolas porcelanizadas y de fondo obscuro



- Coladeras de plástico y de metal de diferentes diámetros
- Cucharas
- Embudos de cristal y de plástico
- Espátulas
- Frascos de plástico y vidrio
- Fuentes de tinción
- Goteros
- Hisopos, torundas de algodón, gasas
- Lupas
- Matraces diversos
- Mecheros de Bunsen y de Fisher
- Morteros y cápsulas de porcelana
- Papel filtro
- Papel limpia lentes
- Pinza Möhr
- Pipetas Pasteur
- Pisetas
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Tubos para centrífuga
- Vasos de Coplin
- Vasos de plástico
- Vasos de precipitados
- Vidrios de reloj

Instrumentos

- Alcoholímetros
- Cámara de McMaster
- Densímetros
- Micrómetro ocular y objetivo
- Pipetas graduadas
- Probetas graduadas

- Termómetros

Soluciones, reactivos y colorantes

- Ácido clorhídrico
- Agua destilada
- Alcohol ácido
- Alcohol éter
- Alcohol glicerinado
- Alcoholes de diferentes grados
- Dicromato de potasio al 2 %
- Formol al 10 %
- Glicerina
- Hidróxido de potasio o de sodio al 10%
- Lactofenol
- Resina sintética
- Solución salina fisiológica
- Solución saturada de sal (SSS)
- Colorantes: azul de metileno, carmín acético, fucsina fenicada, giemsa, haemalumbre de Mayer, lugol, Wright, etcétera.

Bioseguridad en el laboratorio

La bioseguridad está definida como el conjunto de medidas preventivas (normas, procedimientos y actitudes), que minimizan los riesgos inherentes de los agentes biológicos, físicos y químicos con la finalidad de salvaguardar la salud y la vida de los estudiantes, trabajadores y docentes, así como la de los animales y el medio ambiente.

Este laboratorio se clasifica en el nivel 1 o básico de bioseguridad, (riesgo individual y poblacional escaso o nulo), debido a que se trabaja con organismos que tienen pocas probabilidades

de ocasionar enfermedades en el ser humano y los animales. Sin embargo, durante la práctica pueden ocurrir accidentes relacionados con:

- El carácter potencialmente peligroso de las muestras biológicas (heces, sangre, vísceras…), así como de las soluciones y reactivos utilizados (alcohol, formol, cloro…).
- Falta o uso inadecuado de equipo de protección personal (bata, guantes, cubrebocas, mascarillas…).
- Errores humanos por negligencia o impericia al manipular el equipo, substancias químicas o muestras biológicas.
- Incumplimiento de la normas de seguridad

Para reducir la exposición a los agentes infecciosos, físicos o químicos, así como disminuir la contaminación del ambiente y prevenir accidentes, se establecieron las siguientes normas de seguridad y de disposición de los residuos peligrosos, que deben ser atendidas por todos los usuarios del laboratorio (figura 1.1).

Normas de seguridad y bioseguridad dentro del laboratorio de parasitología

- Vestir bata blanca de algodón, abotonada, de manga larga y limpia
- Utilizar guantes al manipular las muestras biológicas (heces, vísceras, sangre, etc.), o substancias químicas (formol, alcohol ácido, colorantes).
- Atender las disposiciones para el manejo y disposición de los residuos peligrosos biológicos infecciosos (RPBI´s).
- No consumir alimentos o bebidas (incluidos los dulces y chicles).

- Evitar aplicarse maquillaje o tocarse la cara durante la práctica.
- No tocar los especímenes con el boligráfo o lápiz.
- Evitar los juegos o bromas mientras se manipulan las muestras biológicas.
- Evitar salir del laboratorio con la bata o guantes puestos.
- Manipular teléfonos celulares, tabletas electrónicas o computadoras con las manos limpias, sin guantes.
- Mantener el área de trabajo limpia y ordenada, evitar la presencia de materiales que no tengan relación con el trabajo. Las mochilas deben colocarse en la parte baja de las mesas.
- Al término de la práctica, lavar, secar y guardar el material utilizado. Las mesas se limpian con un trapo. Posteriormente se descontaminan rociando alcohol al 70 % y retirándolo con toallas de papel.
- Reportar los derrames, accidentes reales o potenciales al responsable de la práctica, quien deberá proporcionar orientación y ayuda.
- En caso de salpicaduras en la cara con fluidos de las muestras biológicas se debe lavar con abundante agua y jabón, si la salpicadura cae en los ojos se utiliza el lavaojos por varios minutos.
- En caso de pinchazos y heridas se debe lavar la zona con abundante agua y jabón y desinfectar con alcohol o yodo.
- Una vez terminada la práctica, guardar la bata en una bolsa de plástico y lavarse las manos con agua y jabón.

Disposición de los residuos peligrosos biológicos infecciosos (RPBI´s)

Las prácticas generan residuos inocuos y algunos de ellos potencialmente peligrosos, para reducir su impacto en el am-

biente y minimizar el riesgo de daño al hombre, dentro del laboratorio los residuos químicos, biológicos y materiales contaminados se separan de acuerdo a su naturaleza, y es obligación del alumno su cumplimiento, y del personal del laboratorio su supervisión (figura 1.2).

Los RPBI´s se desechan en bolsas especiales, rojas o amarillas con la leyenda residuos peligrosos biológico infecciosos y el símbolo universal de riesgo biológico (figura 1.3).

Una vez terminada la práctica se eliminarán los residuos producidos de la siguiente manera:

Tipo de residuo	Estado físico	Envasado	Color
a. Sangre	Líquido	Recipiente hermético	Rojo
b. Patológicos	Sólido	Bolsa de polietileno	Amarillo
	Líquido	Recipiente hermético	
c. Residuos no anatómicos	Sólido	Bolsa de polietileno	Rojo
	Líquido	Recipiente hermético	
d. Objetos punzocortantes	Sólido	Recipiente rígido	Rojo

No se deberá rebasar más del 80 % del total de las bolsas o recipientes

a. Los tubos Vacutainer y capilares con sangre, se depositan en un recipiente hermético con una solución de cloro al 0.4 - 0.7 % durante 24 horas.
b. Tejidos, órganos o partes que se extirpan o remueven durante las necropsias, o cirugías. Las muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico e histológico. Los cadáveres y partes de animales que fueron inoculados con agentes patógenos en centros de investigación y bioterios.

c. Recipientes o material desechables (excepto vidrio) que contengan sangre; materiales de curación, empapados, saturados o goteando de sangre o fluidos corporales, secreciones pulmonares y cualquier material usado para contener estos, de pacientes con enfermedad infecciosa. Así como los materiales absorbentes (cama) utilizados en las jaulas de animales que hayan sido expuestos a agentes patógenos y que lo eliminen a través de sus excretas.
d. Navajas, lancetas, agujas de jeringas desechables, agujas hipodérmicas, de sutura, hojas de bisturí, estiletes de catéter, y cualquier instrumento de venopunción o centesis, excepto todo material de vidrio roto utilizado en el laboratorio.

Introducción al manejo del microscopio

El microscopio es un instrumento óptico compuesto de lentes que permiten observar objetos diminutos, imperceptibles al ojo humano. Es unaparato de precisión, por lo tanto, debe de manejarse con sumo cuidado, el microscopio nos permite ver con aumentos lo que a simple vista es difícil de observar. El microscopio tiene de manera general una parte óptica formada por un aparato de iluminación, un objetivo y un ocular. En el laboratorio, se cuenta con dos tipos de microscopio, el compuesto y el estereoscópico (figura 1.4). Es indispensable conocer con precisión las partes que lo conforman y sus funciones, para lograr el mejor enfoque de los especímenes o muestras a estudiar o analizar.

Microscopio compuesto

Este tipo de microscopio tiene tres sistemas: el óptico, el mecánico y el de iluminación.

Partes de un microscopio compuesto:

a) Cabezal
b) Oculares
c) Objetivos
d) Brazo
e) Pinzas sujetadoras de la preparación
f) Platina móvil
g) Tornillo macrométrico
h) Tornillo micrométrico
i) Condensador
j) Lámpara
k) Base
l) Botón de encendido y apagado

1) Sistema óptico

Consta de dos tipos de lentes, el objetivo que produce la magnificación inicial o primaria. Cada uno de los objetivos indica la cantidad de veces que la lente magnifica la imagen. Los objetivos se rotan con una pieza denominada revólver. Los objetivos son los siguientes:

- 4X Lupa o lente panorámico
- 10X Seco débil
- 40X Seco fuerte
- 100X Lente de inmersión

El condensador del sistema óptico concentra y orienta los rayos luminosos sobre la preparación microscópica.

2) Sistema mecánico

Está formado por la base y el tubo del microscopio. En la parte superior se encuentran los oculares y en la inferior el revólver con los objetivos. La platina es la placa móvil que se localiza

sobre el condensador. El tornillo macrométrico que sirve para enfoques rápidos y el tornillo micrométrico se utiliza para movimientos finos.

3) Sistema de iluminación

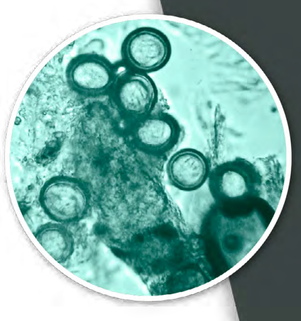
Consta de una fuente luminosa, que en el caso de los microscopios del laboratorio de Parasitología, se trata de una lámpara.

Método para enfocar en el microscopio compuesto

1. Colocar el objetivo de menor aumento (4X) sujetando el revólver de la porción superior sin tocar los tubos de los objetivos.
2. Desplazar la platina hasta el tope inferior.
4. Asegurarse que la intensidad de luz sea mínima antes de encender el microscopio.
5. Encender el microscopio.
6. Ajustar la intensidad de la luz de la lámpara.
7. Ajustar la apertura angular de los ojos moviendo los oculares con la cremallera que se localiza en el cabezal.
8. Colocar una preparación en la platina y sujetarla con los tornillos.
9. Enfocar la preparación con el tornillo macrométrico solo con el ojo derecho.
10. Cerrar el ojo derecho y enfocar la preparación hasta que se vea nítida usando el tornillo dióptico localizado en el tubo ocular izquierdo.
11. Ajustar el enfoque con el tornillo micrométrico y cambiar el objetivo al aumento requerido.

Material y equipo para la práctica

- Microscopio compuesto



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 1

- Microscopio estereoscópico
- Especímenes para enfocar en el microscopio compuesto
- Especímenes para enfocar en el microscopio estereoscópico

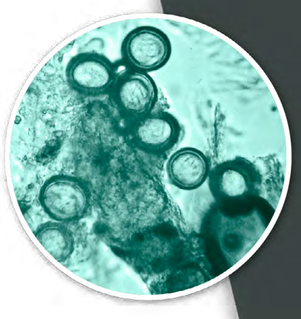
Actividades

El profesor

- Organizará y coordinará una dinámica para formar secciones y equipos de trabajo.
- Asignará a cada equipo su área de trabajo.
- Mostrará los materiales y el equipo de laboratorio.
- Dará a conocer el reglamento del laboratorio y comentará aspectos de bioseguridad.
- Enseñará las partes y funciones del microscopio compuesto y el microscopio estereoscópico.
- Demostrará cómo enfocar una preparación en el microscopio compuesto y una en el estereoscópico.

El alumno

- Se integrará a un equipo de trabajo conformado por sus compañeros de grupo.
- Conocerá las reglas básicas de bioseguridad del laboratorio de enseñanza práctica.
- Identificará las partes y conocerá las funciones de un microscopio compuesto y un microscopio estereoscópico.
- Enfocará una preparación en el microscopio compuesto y una en el estereoscópico.



Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de enfocar una preparación microscópica y de comportarse de manera colaborativa y con seguridad en el laboratorio de parasitología.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

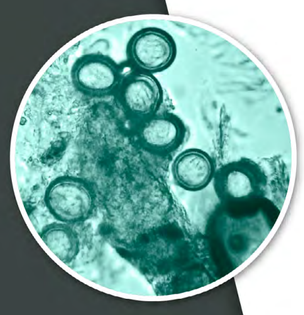
Imágenes de la Práctica 1



Figura 1.1. Para reducir los riesgos a la salud, en el laboratorio se han establecido normas de seguridad e higiene. A) Almacén de sustancias peligrosas. B) Regadera y lavaojos para utilizarse en caso de salpicaduras con sustancias peligrosas. C) Teléfonos de emergencia.



Figura 1.2. Los residuos químicos se identifican y almacenan temporalmente en este contenedor.



Residuos de la práctica

- **No peligrosos** → Basura municipal
- **Peligrosos** → **Biológico infecciosos**
  - **Punzocortantes**: Agujas, alfileres, hojas de bisturí, etc.
  - **Químicos**: Alcohol, dicromato formol, etc.
  - **Material biológico**: Heces, órganos, parásitos
  - **Materiales contaminados**: Cubreboca, bolsas de plástico, escafandra, frascos, gasas, guantes, servilletas









Manejo especializado ← → Incineración

Figura 1.3. Los residuos de las prácticas se desechan de acuerdo con su naturaleza y peligro.

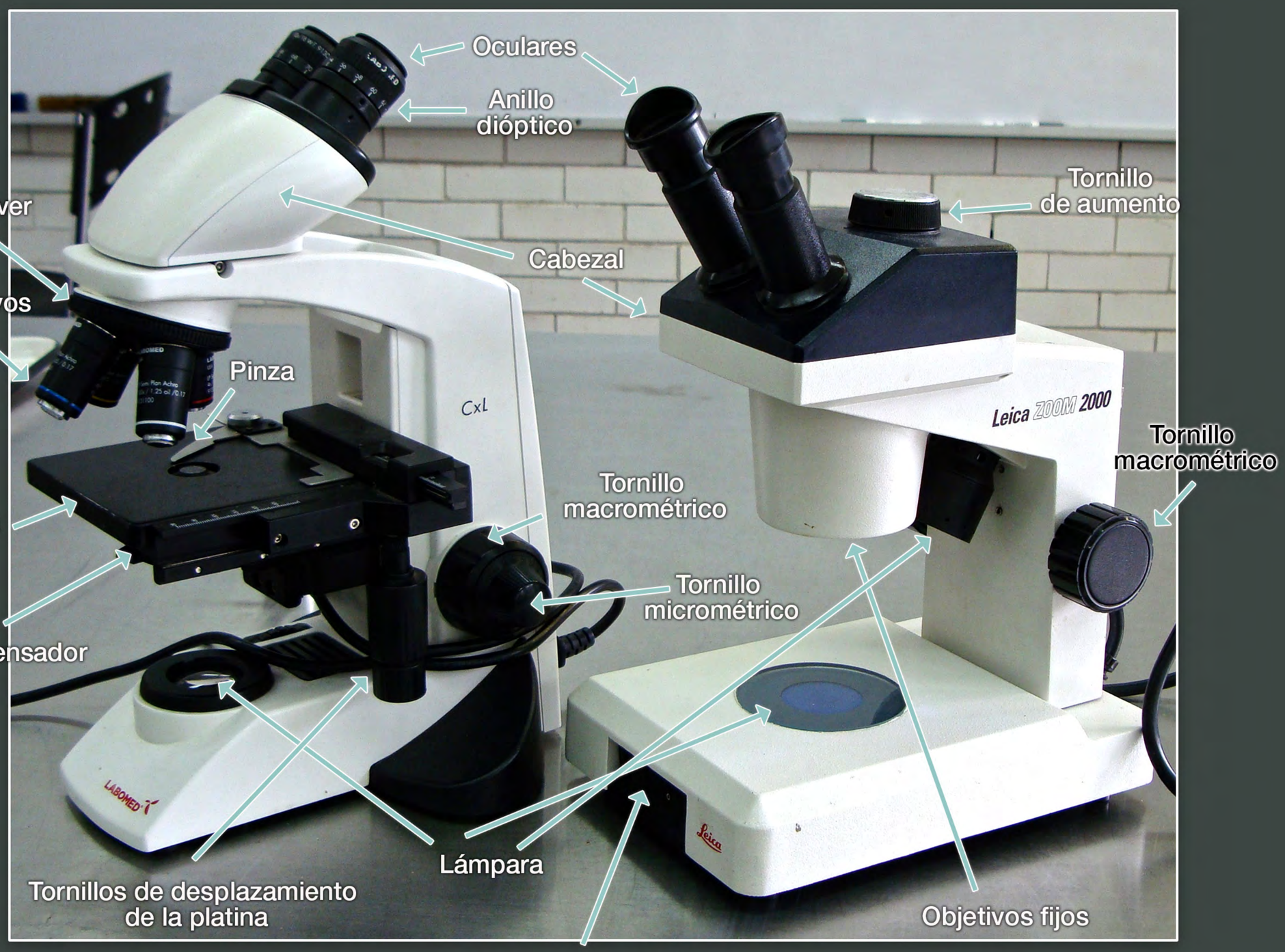


Figura 1.4. Algunas de las principales partes de un microscopio.

Práctica 2

Técnicas de colecta, conservación y envío de muestras para la identificación de parásitos en sangre: frotis sanguíneo, tinción de frotis sanguíneo, técnica de Knott

Juan Antonio Figueroa Castillo

Objetivos específicos

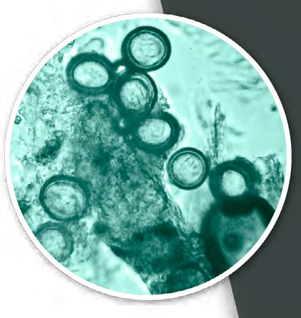
Al término de la práctica el alumno:

1. Conocerá la técnica de obtención, conservación y envío de muestras sanguíneas para la identificación de parásitos.
2. Realizará frotis sanguíneos para la búsqueda de hemoparásitos.
3. Realizará la tinción de frotis sanguíneos mediante la técnica de Wright.

Introducción

Se entiende por frotis, frote o extendido sanguíneo, a la preparación de sangre para examen microscópico extendida en capa fina en un portaobjetos con ayuda de otro portaobjetos. En esta práctica se utilizará para detectar parásitos sanguíneos.

En la sangre se pueden encontrar protozoarios parásitos, como *Babesia bovis* y *B. bigemina* en ganado bovino, *Babesia canis* en perros, *Babesia equi* en caballos, y *Trypanosoma cruzi* en perros y otros mamíferos. También se pueden detectar larvas de nematodos (llamadas microfilarias), p. ej. de *Acantocheylonema reconditum* y *Dirofilaria immitis* en perros.



Aunque los parásitos tienden a concentrarse en los vasos capilares más pequeños (como los de la piel), y en algunos casos, son más abundantes durante los accesos febriles (por ejemplo babesiosis o tripanosomosis), o por las tardes (dirofilariosis), es posible encontrarlos en vasos sanguíneos de mayor calibre. Sin embargo, el sitio de punción dependerá principalmente de la especie, facilidades de sujeción del animal, destreza del colector y cantidad de sangre que se extraerá.

Para la detección de hemoparásitos no se requieren grandes cantidades de sangre, generalmente bastará con dos o tres mililitros. Tratándose de animales pequeños (ratones, pájaros, palomas), o en caso de sospechar de *Babesia*, es recomendable realizar algunos frotis de sangre capilar y enviarlos al laboratorio.

La colecta de sangre se hace con material estéril: jeringas nuevas o de preferencia con el sistema de extracción de tubos al vacío. Debido a sus múltiples ventajas, el sistema al vacío es recomendado por estándares internacionales: la sangre pasa directamente del paciente al tubo, así se evita su exposición al medio ambiente. Existen tubos con aditivos para diferentes pruebas analíticas (hematología, química, inmunología, etc.), también se dispone de una amplia variedad de agujas de diferentes calibres para diversos fines. Además, el mismo tubo sirve para transportar la sangre al laboratorio.

Material y equipo para la práctica (figura 2.1)

- Portaobjetos de bordes esmerilados, limpios y desengrasados
- Tubo con sangre con anticoagulante (EDTA K_2)
- Colorante de Wright
- Amortiguador de fosfatos
- Varilla de vidrio o tubo de microhematocrito
- Fuente de tinción

- Aceite de inmersión
- Microscopio compuesto

Los siguientes son los sitios de punción más accesibles para la colecta de sangre, aunque existen muchos más (figura 2.2).

- Aves: vena radial o corte de uña (para realizar unos cuantos frotis sanguíneos).
- Bovinos: vena yugular, vena caudal (video), vasos capilares de la oreja (hacer extendidos de sangre).
- Caprinos, equinos y ovinos: vena yugular (video).
- Conejos: vena auricular.
- Gatos: vena yugular.
- Perros: vena radial, vena yugular.
- Porcinos: vena yugular, vena auricular.
- Ratas y ratones: corte de la punta de cola (seno retro- orbital —en ratones—) y se hacen extendidos de sangre.
- Todas las especies: Punción de la piel con lanceta. En este caso se colecta la sangre con un tubo capilar con anticoagulante y se hacen frotis sanguíneos.

Las muestras deben enviarse al laboratorio debidamente empaquetadas, identificadas y refrigeradas (4 a 8 ºC). Debe especificarse la especie e identificación del animal, historia clínica, diagnóstico presuntivo o nombre de la técnica que solicita.

En el laboratorio, la sangre con anticoagulante se conserva en refrigeración (2 a 8 ºC) hasta 48 horas.

Técnica de frotis sanguíneo de capa delgada o capa fina

Con este tipo de frotis, es posible observar tanto parásitos intracelulares como extracelulares; sin embargo, para que los parásitos intracelulares se puedan diferenciar es indispensable un buen extendido de la sangre y una buena tinción, libre de precipitados, como a continuación se describe. Por lo que se recomienda hacer dos buenos frotis por muestra. Antes de realizar los frotis la sangre debe homogeneizarse y alcanzar la temperatura del laboratorio (figura 2.3 A).

1. Colocar un portaobjetos limpio (P1) y desengrasado en una superficie plana y firme.
2. Depositar una gota pequeña de sangre de 2 a 3 mm de diámetro, a un centímetro de uno de los extremos del P 1 (figura 2.3 B-C).
3. Con otro portaobjetos (P2) colocado en un ángulo de 30 a 45º del P1, tocar la gota de sangre y permitir que se extienda por capilaridad a los bordes del portaobjetos (figura 2.3 D).
4. Extender la sangre moviendo el portaobjetos 2 de manera firme hacia el extremo opuesto de donde se depositó la gota de sangre. Los dos portaobjetos deben estar en contacto (figura 2.4 A).
5. Secar el frotis agitándolo.
6. Identificar el frotis con lápiz de grafito o diamante y fijarlo con alcohol metílico si es necesario (figura 2.4 B-D).

En un buen frotis, el extendido de sangre forma una capa fina y homogénea, que cubre ¾ partes del portaobjetos. Se distinguen tres zonas: cabeza, cuerpo y cola. La presencia de estrías o zonas circulares sin sangre, el excesivo grosor, el extendido o muy cor-

to o muy largo, son características de un frotis incorrecto (figura 2.5 A-D).

Si el frotis se va a enviar al laboratorio, se debe fijar en metanol absoluto por 2 a 5 minutos. Si el frotis se va a teñir pronto con Wright, no es necesario fijar. Un frotis fijado protegido del polvo y la humedad, se conserva durante mucho tiempo. La delgadez del frotis está determinada por la cantidad de sangre, el ángulo y la velocidad del portaobjetos esparcidor.

Técnica de frotis sanguíneo de gota gruesa

(figura 2.6 A)

Está indicado para parásitos extracelulares.

1. Colocar un portaobjetos limpio y desengrasado en una superficie plana y firme.
2. Depositar una gota grande de sangre sobre el portaobjetos (figura 2.6 B).
3. Extender la sangre realizando movimientos circulares con un aplicador de madera, una varilla de vidrio o la esquina de otro portaobjetos. Cubrir una extensión de 2 cm de diámetro aproximadamente (figura 2.6 C).
4. Secar el frotis al aire.
5. Cubrir el portaobjetos con el frotis con agua hasta la desaparición total del color rojo (figura 2.6 D).
6. Secar
7. Teñir

Tinción de frotis sanguíneo con la técnica de Wright (figura 2.7 A).

Los frotis sanguíneos se tiñen para observar las carácterísticas morfológicas de los parásitos. Existen varios colorantes y técni-

cas de tinción. En este laboratorio se realizará la técnica de Wright en una fuente de tinción.

1. Colocar el frotis en la fuente de tinción. La cara del frotis debe quedar hacia arriba (figuras 2.7 B y C).
2. Agregar gotas de colorante de Wright hasta cubrir el frotis. Debe quedar una capa delgada de colorante sobre el frotis.
3. Dejar que actúe el colorante. El tiempo depende de la madurez del colorante. El profesor le indicara si son cuatro o más minutos.
4. Agregar 4 a 10 gotas de agua destilada (figura 2.7 D).
5. Agregar, lo más pronto posible, el amortiguador de fosfatos.
6. Lavar a chorro ligero de agua (figura 2.8 A).
7. Secar y observar (figura 2.8 B).

Técnica de Knott (figura 2.9 A)

Es una técnica para la concentración y tinción de microfilarias sanguíneas.

1. Preparar el material (figura 2.9 B).
2. Depositar 1 mL de sangre en un tubo cónico de 15 mL (figura 2.9 C).
3. Agregar 10 mL de formol al 2 % (figura 2.9 D).
4. Homogeneizar la sangre con los reactivos (figura 2.10 A).
5. Centrifugar 3 min a 1500 rpm (figura 2.10 B).
6. Decantar el sobrenadante (figura 2.10 C).
7. Agregar una o dos gotas de azul de metileno al sedimento (figura 2.10 D).
8. Homogeneizar (figura 2.10 E).

9. Depositar una gota del sedimento entre porta y cubreobjetos (figura 2.11 A).
10. Observar en el microscopio compuesto a 40X (figura 2.11 B).

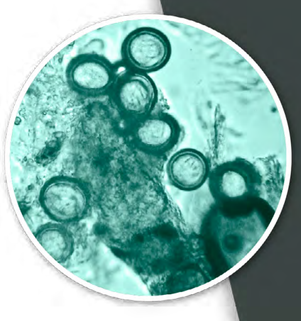
Actividades

El profesor

- Explicará la técnica de colecta, conservación y envío de sangre.
- Explicará y demostrará la realización de extendidos de sangre en capa fina.
- Explicará la técnica de tinción de Wright.
- Indicará la ubicación de los materiales y organizará a los alumnos para realizar la práctica.
- Apoyará a los alumnos en la realización, tinción y observación de los frotis sanguíneos.
- Verificará la calidad del frotis y la tinción que el alumno haga.
- Supervisará la correcta disposición de los residuos de la práctica.

El alumno

- Revisará el material y equipo a utilizar durante la práctica.
- Realizará varios frotis sanguíneos de capa delgada y teñirá con Wright el que considere más adecuado. Lo observará con el objetivo de inmersión (100X) y lo mostrará al profesor.
- Observará preparaciones de *Babesia* de la colección del departamento de parasitología.
- Contestará la evaluación.



Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno será capaz de realizar frotis sanguíneos y teñirlos con Wright.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 2

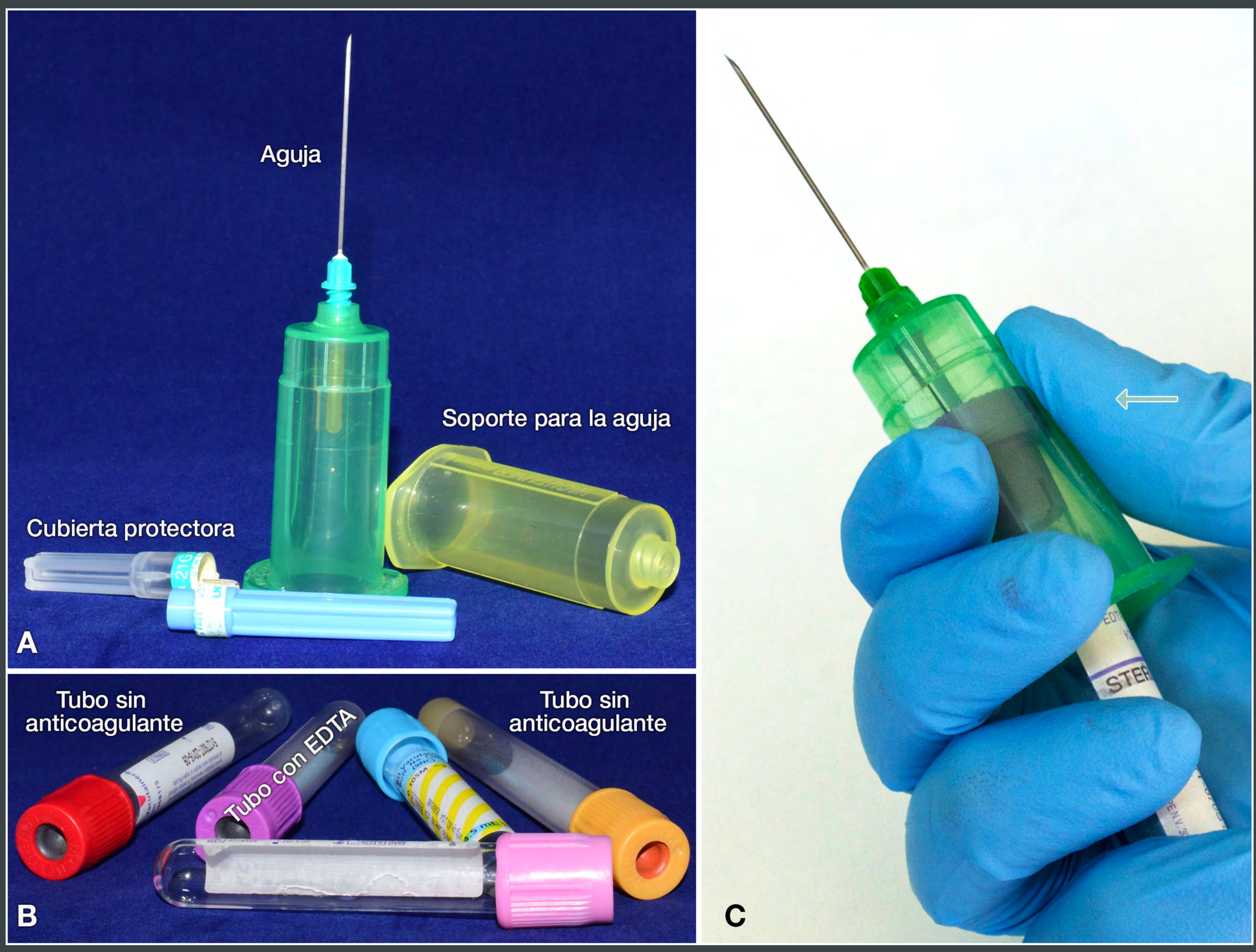


Figura 2.1. Material para la colecta de sangre con sistema de tubos al vacío.
A. Aguja y soporte. B. Tubos para diferentes propósitos
C. Sistema listo para la punción.

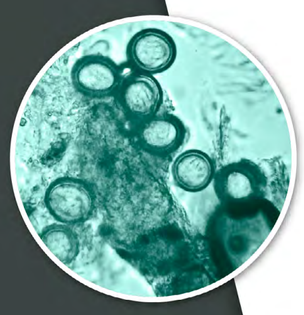




Figura 2.2. Recolección de sangre A. Punción de la vena yugular de un borrego. B. Inserción de la aguja. C. Punción en la cola de un ratón.

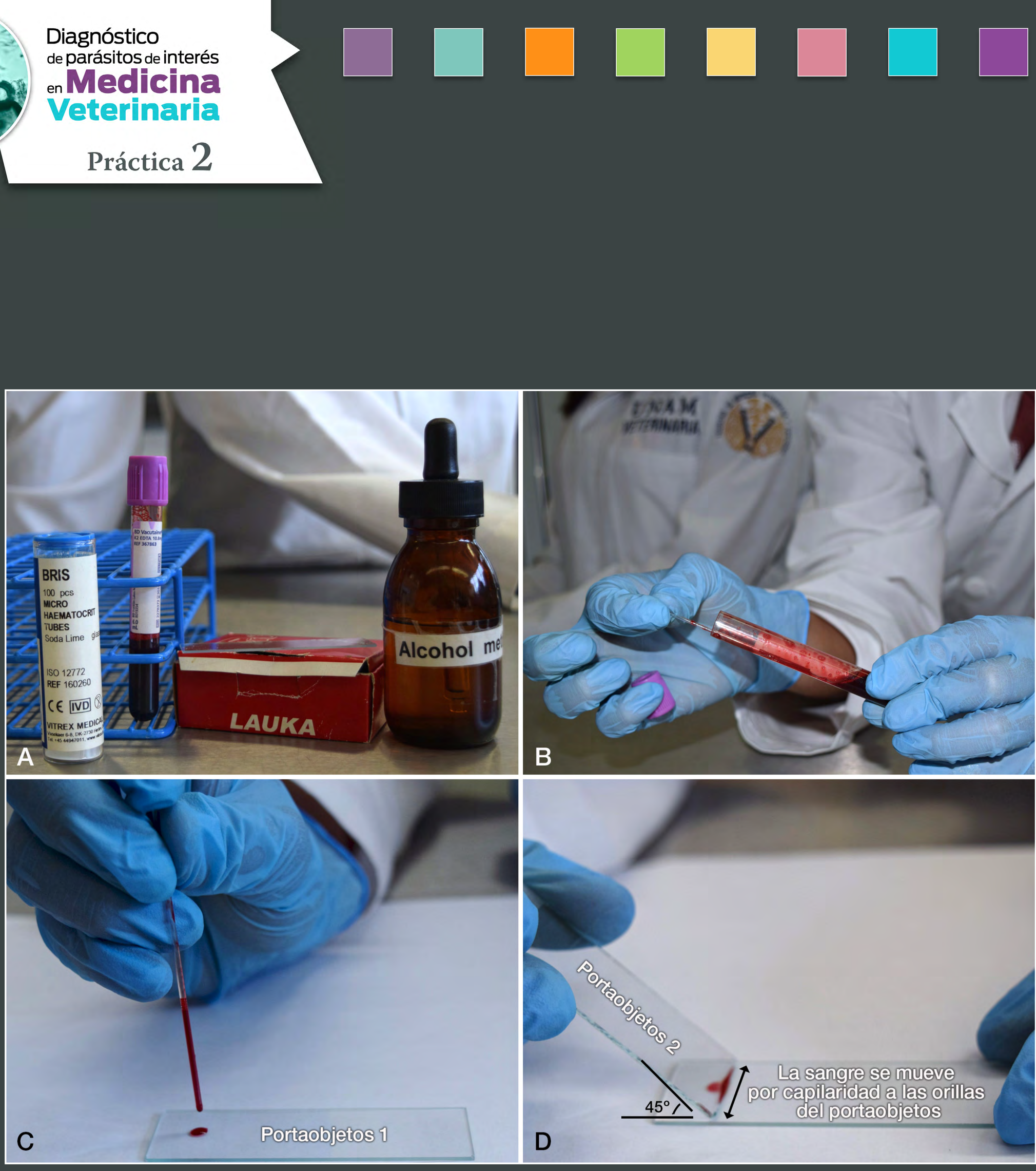


Figura 2.3. Frotis sanguíneo de capa fina. A. Material. B. Toma de muestra de sangre directamente del tubo. C. Tamaño de la gota de sangre para un frotis delgado. D. Inclinación del portaobjetos 2.

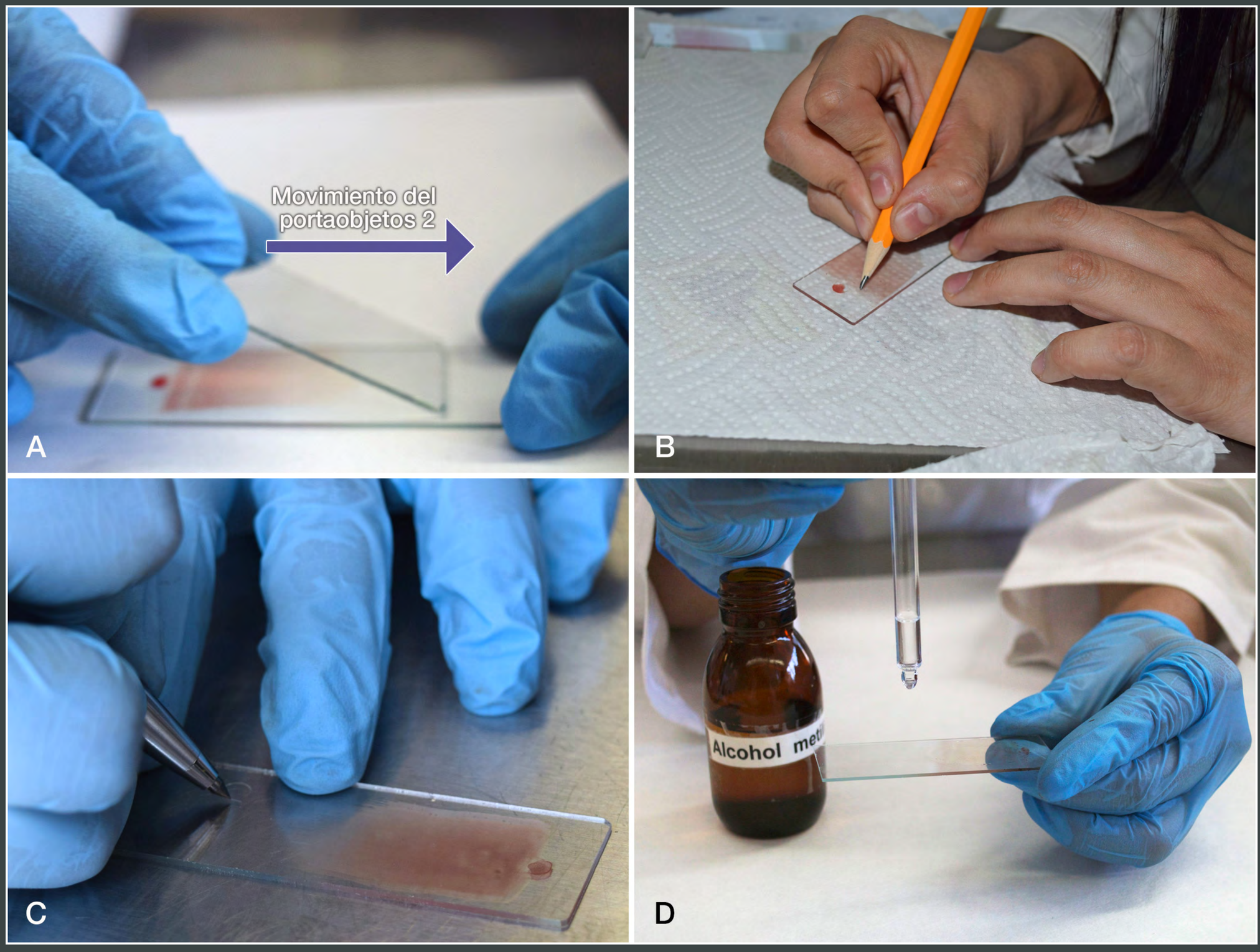


Figura 2.4. A. Extendido de la gota de sangre. B. Identificación del frotis con lápiz. C. Identificación del frotis con marcador punta de diamante. D. Fijado del frotis con alcohol metílico.

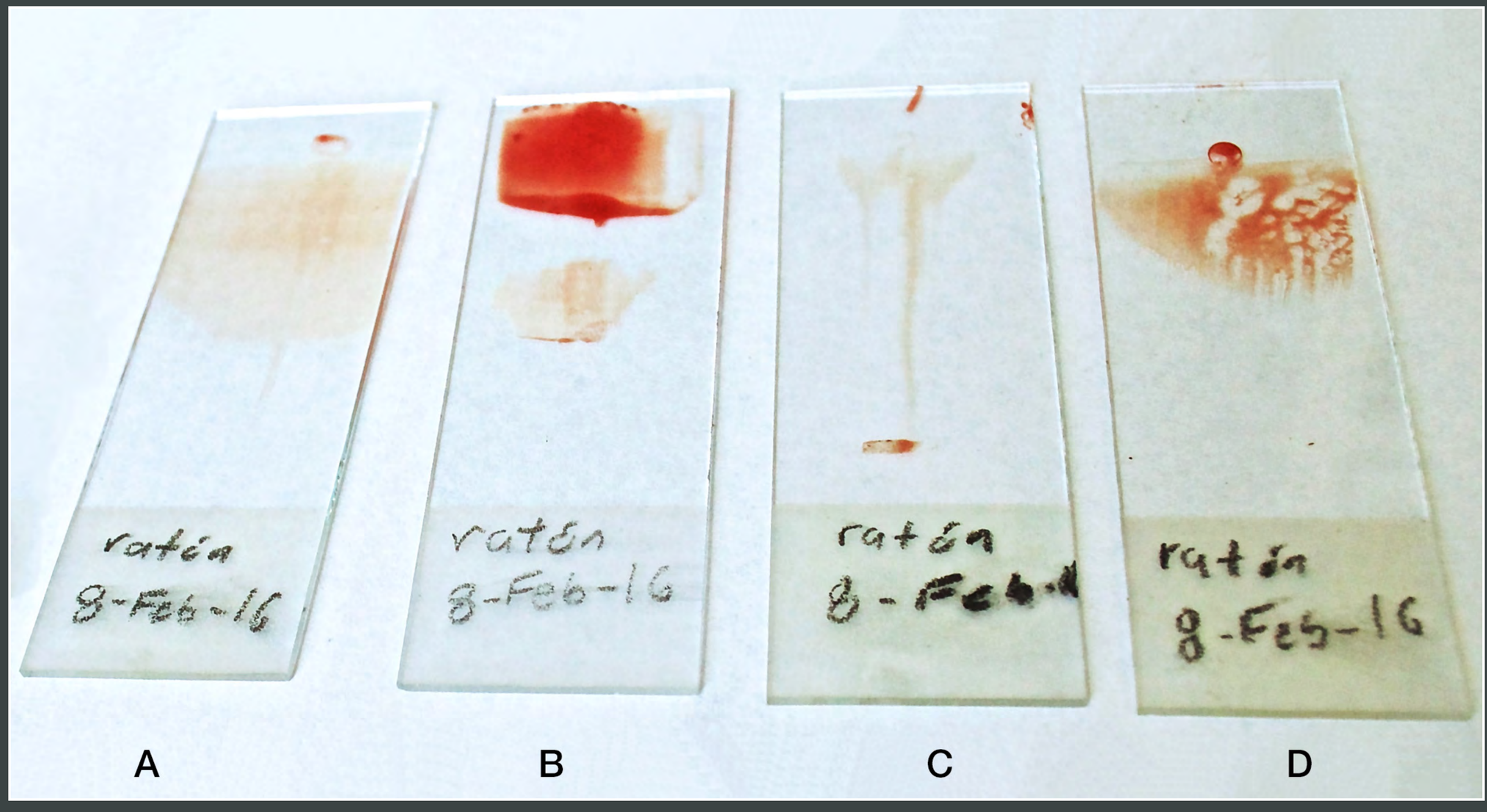


Figura 2.5. Frotis delgados. A. Adecuado B. Mucha sangre, extendido muy lento. C. Poca sangre, extendido muy rápido. D. Portaobjetos con grasa.

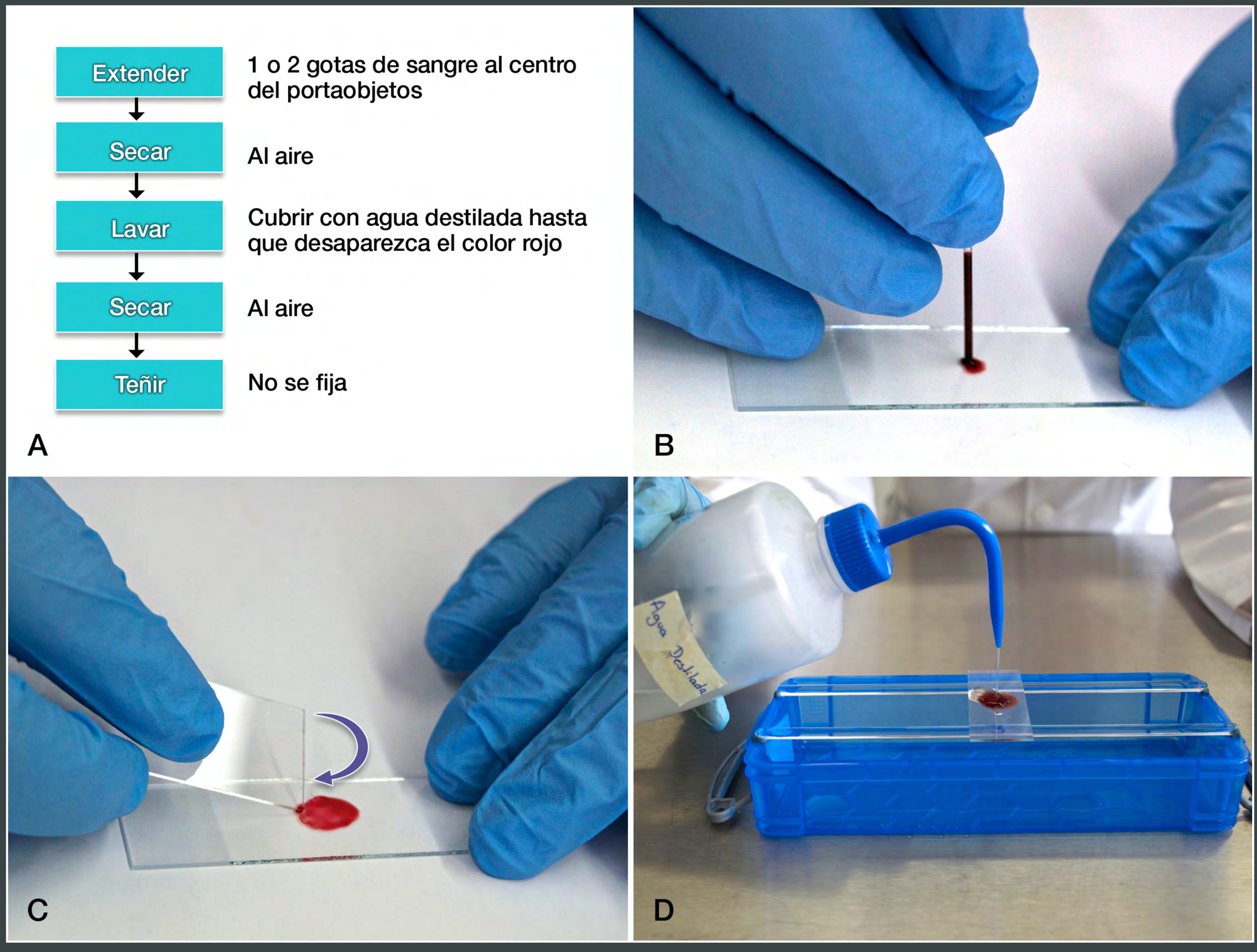
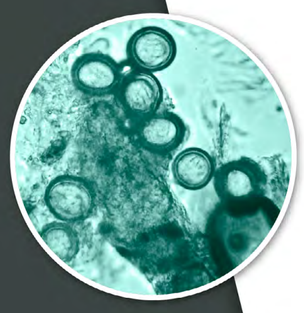


Figura 2.6. A. Guía para realizar un frotis grueso. B. Tamaño de la gota de sangre. C. Extendido de la sangre de manera circular. D. El frotis se cubre con una película de agua destilada.



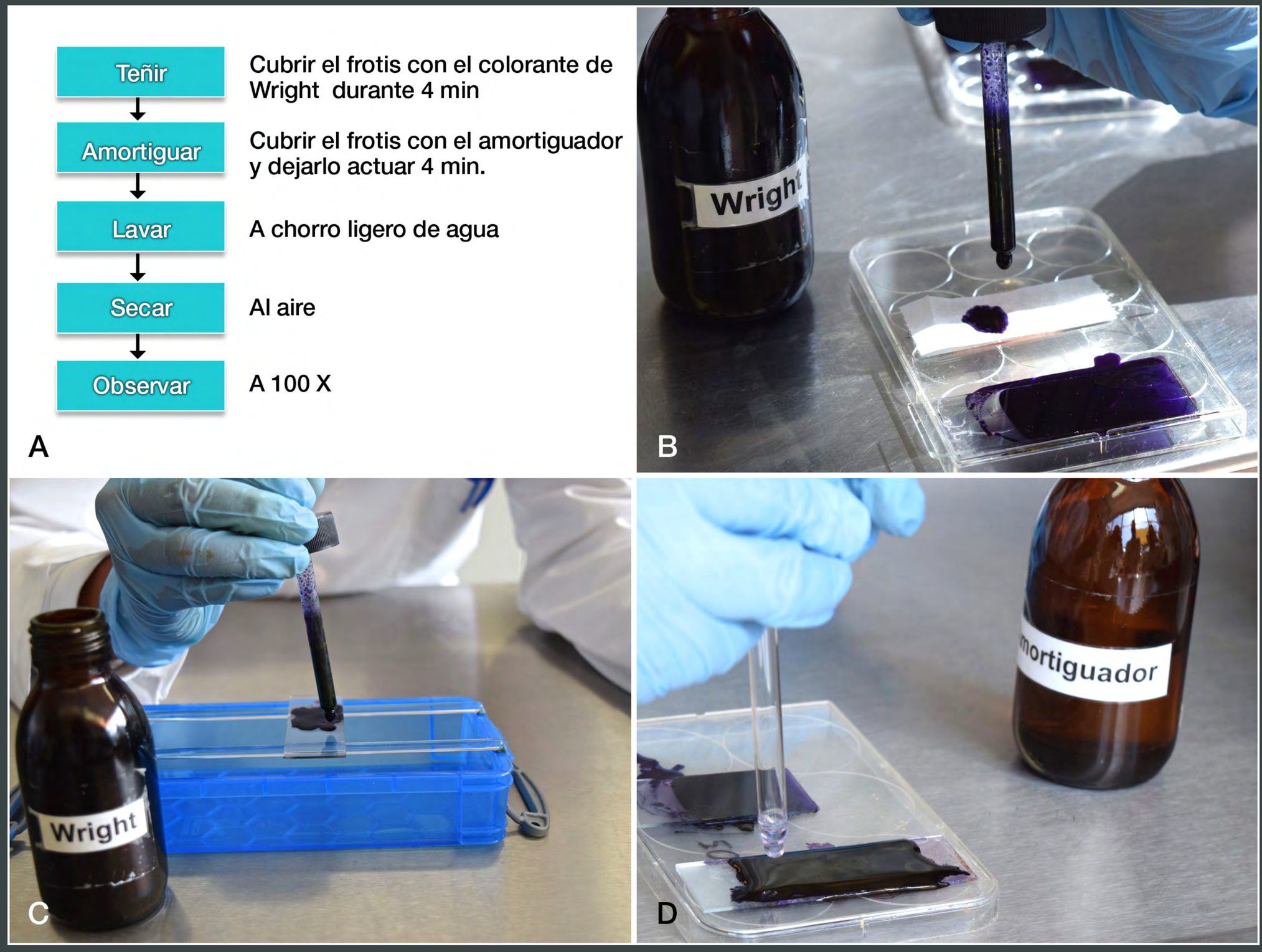


Figura 2.7. A. Guía para la tinción de frotis sanguíneo con Wright. B. Modalidad de tinción utilizando papel filtro para evitar precipitados. C. Modalidad en cámara de tinción D. Detalle, tanto el colorante como el amortiguador deben formar una película sobre el frotis.

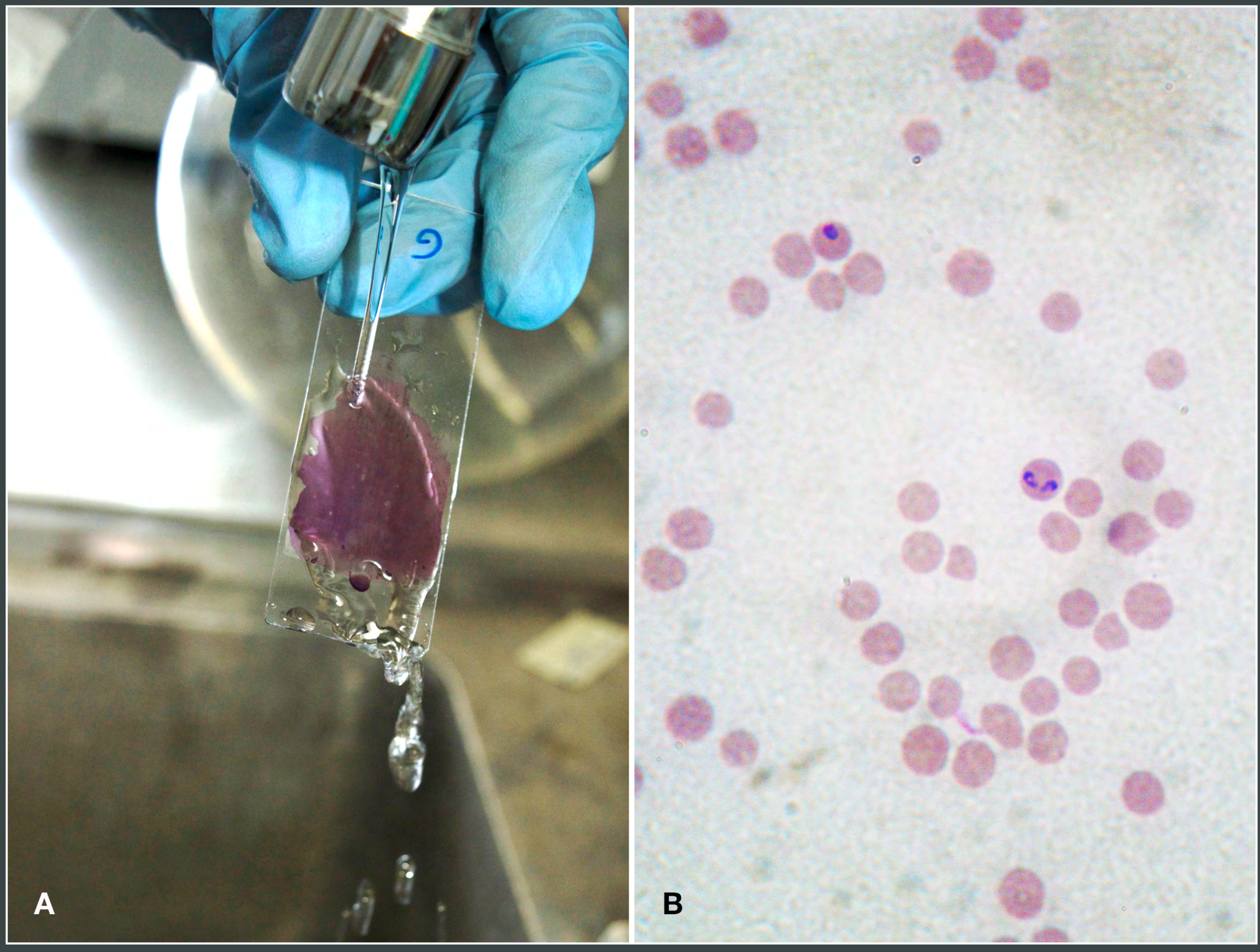


Figura 2.8. A. Detalle del lavado con chorro de agua ligero.
B. Resultado final a 100X.

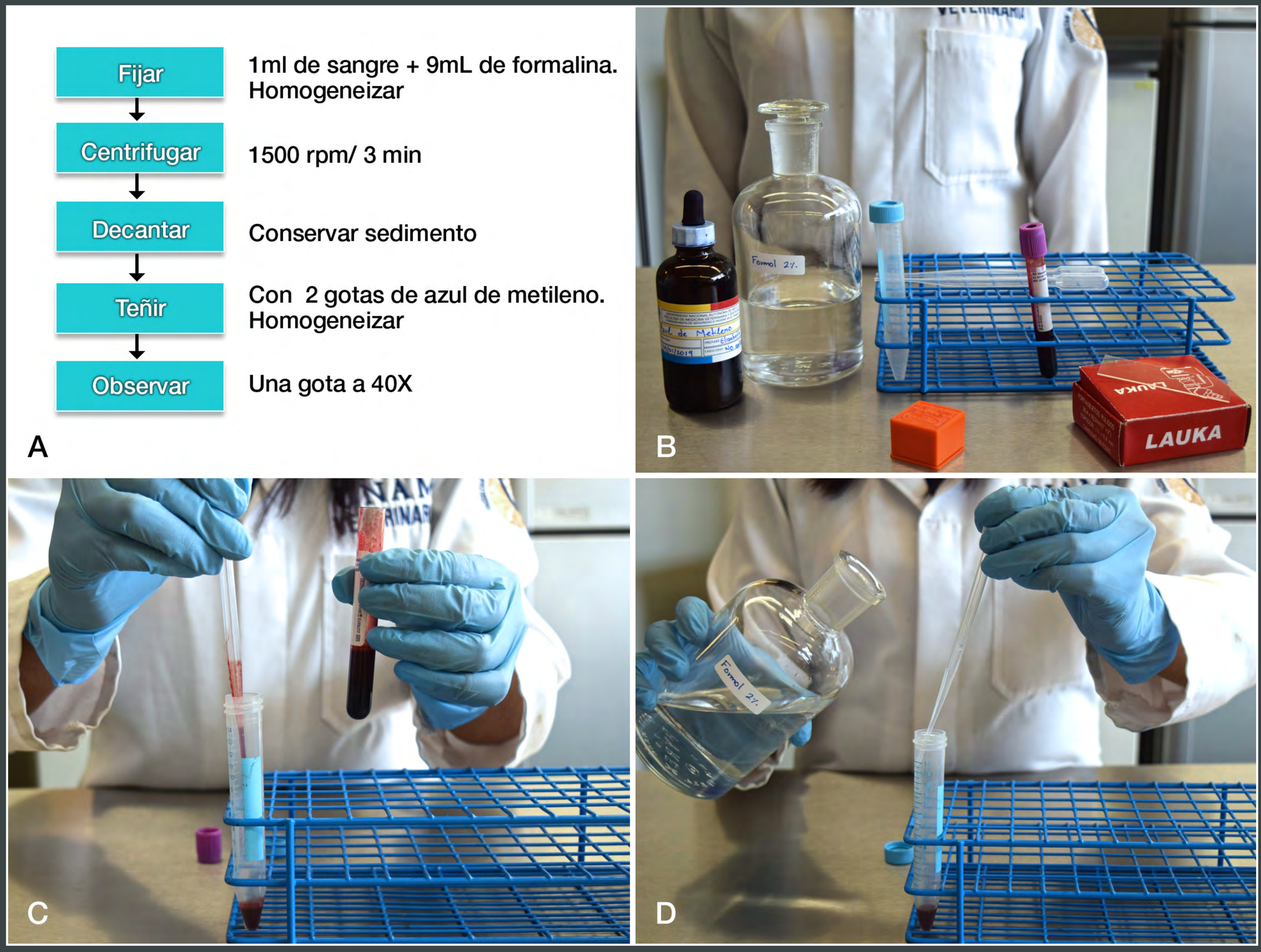


Figura 2.9. Técnica de Knott: A. Guía para realizar la técnica. B. Material. C. Agregando 1 mL de sangre. D. Agregando la formalina.

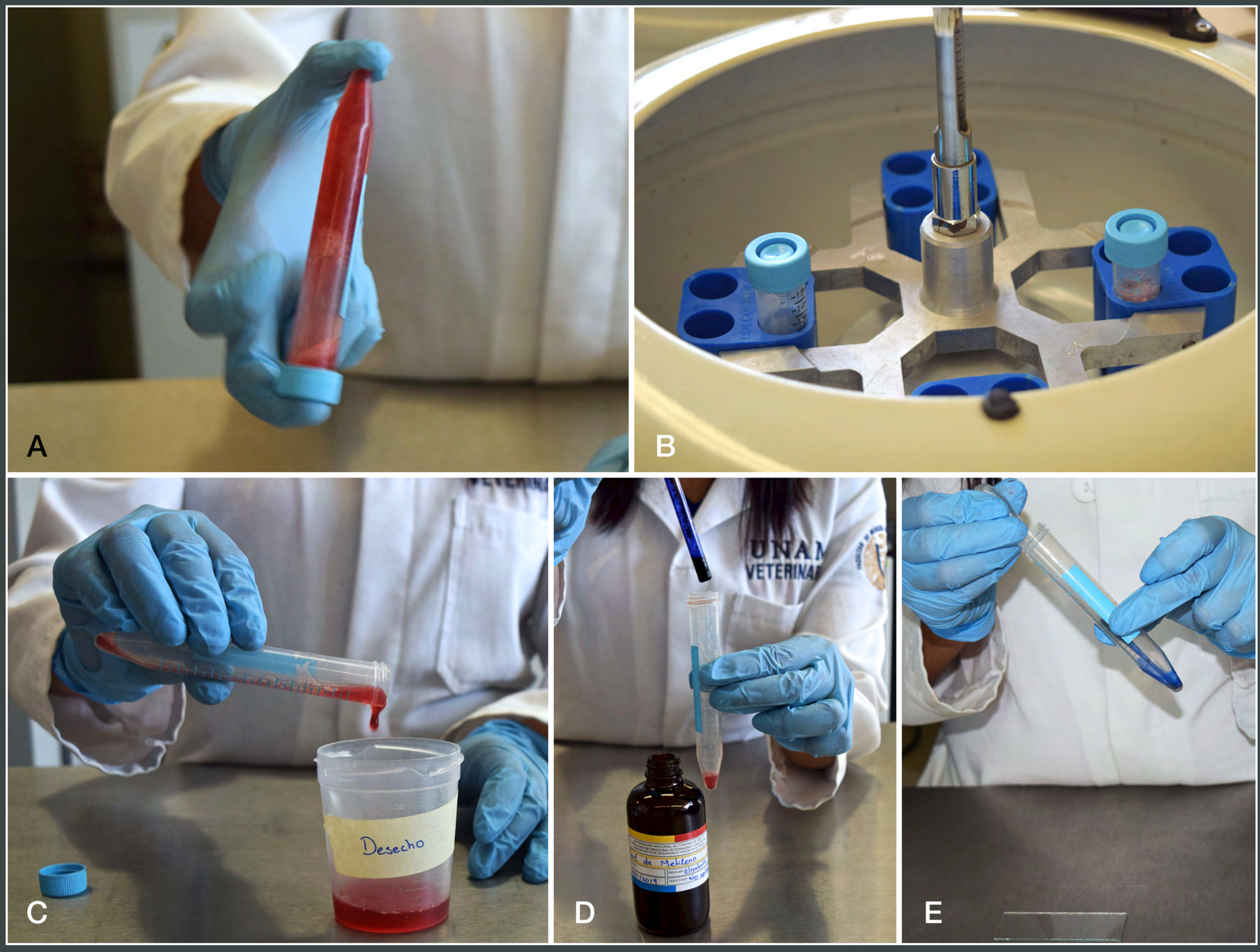


Figura 2.10. Técnica de Knott: A. Homogeneizar la sangre y la formalina para fijar las microfilarias. B. Equilibrar los tubos en la centrífuga. C. Decantar y desechar el sobrenadante. D. Agregar un par de gotas de azul de metileno. E. Homogeneizar la mezcla.

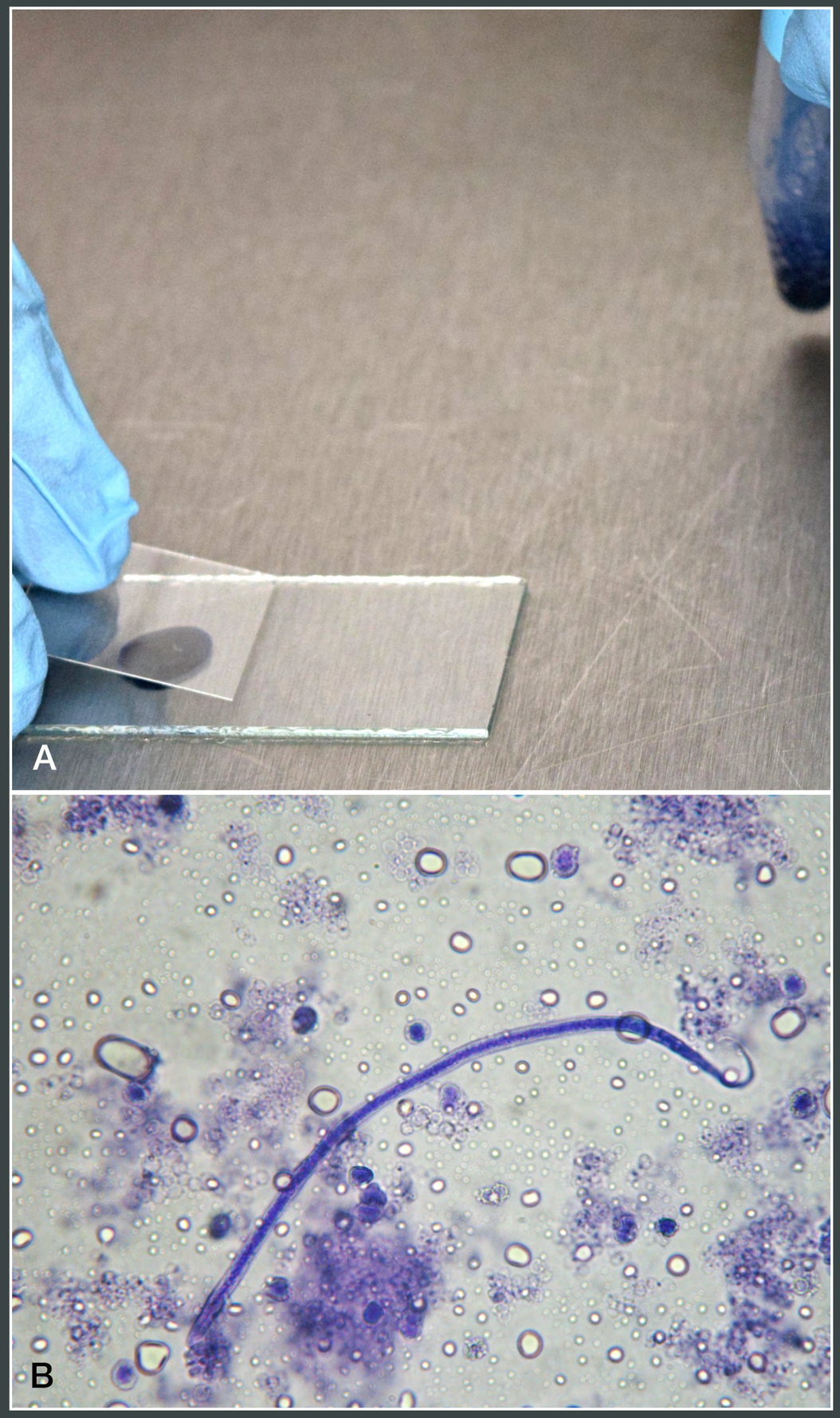


Figura 2.11. Técnica de Knott: A. Colocar una gota del sedimento entre porta y cubreobjetos. B. Observación de una microfilaria a 40X.

Práctica 3

Técnicas de colecta, conservación, envió de muestras para la identificación de parásitos en heces y técnicas coprológicas (directa, tamizado, microscópica directa, Graham, flotación simple y Faust)

Evangelina Romero Callejas y Alberto Ramírez Guadarrama

Objetivo específico

1. Al término de la práctica describirá las técnicas de colecta, conservación y envío de muestras fecales de diferentes especies de animales domésticos.
2. Aplicará las técnicas coprológicas cualitativas para la identificación de parásitos en una muestra de heces.

Introducción

En las heces es posible encontrar los estadios evolutivos (huevos, quistes, ooquistes o larvas) de los parásitos que se localizan en el tracto digestivo. También es posible encontrar estadios evolutivos de parásitos que se alojan en el tracto respiratorio (p. ej. *Dictyocaulus*) o en los conductos biliares (p. ej. *Fasciola hepatica*). También es frecuente observar a los parásitos adultos o segmentos de estos (proglotis). Por lo que el examen de la materia fecal brinda información valiosa sobre los parásitos de un individuo.

Colecta

La colecta de la muestra de heces dependerá de la especie, edad y facilidad de manejo del animal (video).

En rumiantes, cerdos y équidos manejables, es preferible colectar la muestra directamente del recto (figura 3.1). En corderos,

cabritos, lechones y potrillos pequeños, o animales peligrosos, la muestra puede colectarse del suelo (figura 3.2 A), siempre y cuando sea fresca y esté libre de tierra, cuerpos extraños o heces de otros animales (figura 3.2 B). En aves de corral, la muestra se colecta de la cama o de las perchas. En aves de ornato, (si es posible), se coloca plástico en el piso de la jaula o hábitat, justo debajo de las perchas, donde suelen defecar las aves. En conejos criados en jaula, se colocan plásticos suspendidos debajo de la jaula para colectar las heces sin que toquen el suelo. En ratas, ratones, serpientes y otros animales que se crían en hábitats artificiales, las muestras se recogen directamente del suelo del hábitat. En animales silvestres, las muestras se recogen del suelo o del recto cuando son sedados para algún otro estudio.

Existen otros procedimientos para obtener heces de un animal, por ejemplo, enemas, cucharillas de muestreo rectal o introduciendo el termómetro para estimular la defecación, sin embargo, la mayoría de las ocasiones la candidad de muestra que se obtiene es muy poca.

La cantidad de materia fecal a enviar depende de la especie animal y la(s) prueba(s). En los bovinos y equinos, es recomendable el envío de aproximadamente 100 gr de materia fecal, en pequeños rumiantes 30 g, en perros y gatos 15 g serán suficientes. En conejos una muestra de 15 g por jaula. En ratones, aves de ornato y serpientes por lo menos tres gramos. En pollo de engorda, los parásitos se detectan generalmente durante la necropsia de la mortalidad diaria. Para la identificación de coccidias es factible enviar muestras de la cama o el intestino completo (conservado en dicromato de potasio al dos por ciento).

Las muestras se pueden obtener mediante el uso de guantes quirúrgicos o bolsas de polietileno de pared delgada. Tienen la ventaja de ser desechables y poder utilizarse como contenedor y transporte de la muestra. Para evitar lastimar al animal, se re-

comienda, lubricar la bolsa o guante con agua y voltear la bolsa (las comisuras deben quedar hacia adentro de la bolsa), antes de introducirlos en el recto del animal.

Conservación de materia fecal

Las muestras de heces que no se analizarán en las siguientes 3 o 4 horas de colectadas, deben conservarse en refrigeración (4 - 8 ºC) hasta su análisis.

A las muestras que tardarán varios días o semanas en llegar al laboratorio y no es posible refrigerarlas, se les debe adicionar una solución de formol al 4 % para conservar las estructuras parasitarias. Sin embargo, este tipo de muestras ya no serán adecuadas para detectar vermes pulmonares, trofozoitos o realizar cultivo larvario.

Envío

Por lo general, las muestras se envían en las bolsas o guantes con que se tomaron. Las bolsas se anudan suavemente y se identifican con marcador indeleble (número o nombre del animal).

Existen en el mercado frascos estériles (figura 3.3 A) para uso en humanos, que resultan muy prácticos para el envío de muestras de perro o gato. Se pueden utilizar otros frascos, siempre y cuando estén limpios, sean de boca ancha y cierre hermético. El tamaño del frasco debe ser adecuado a la cantidad de muestra, de tal forma que no quede mucho aire en el interior del frasco. Se sugiere empaquetar las muestras en bolsas y depositarlas en una hielera con refrigerantes.

Nota: Si utiliza hielo, procure empaquetar las muestras en varias bolsas para que no les entre agua que diluya la muestra y borre la identificación (figura 3.3 B).

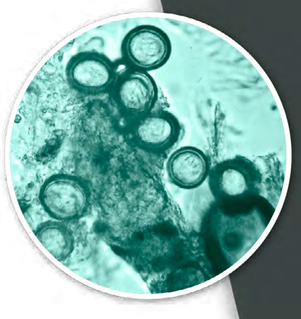
Cuando se remitan las muestras al laboratorio deben llevar una historia clínica que incluya: nombre del propietario o responsable, dirección, especie animal, raza, edad, nombre o número del animal, análisis solicitados y medio de conservación utilizado (figura 3.4).

Exámenes coprológicos

Debido a la gran diversidad de parásitos que se pueden encontrar en las heces, el examen coprológico debe incluir varias técnicas que se complementen con el fin de confirmar o descartar la presencia del mayor número de especies parásitas en una muestra.

La técnica de elección depende de los parásitos de que se sospeche o la finalidad del examen (monitoreo, verificar la eficacia del tratamiento o para confirmar la etiología de un cuadro clínico), y el costo de cada prueba. La consistencia, color, olor, presencia de moco, sangre, coágulos, cuerpos extraños y aún la posibilidad de encontrar parásitos o partes de ellos, son elementos que pueden orientar la estrategia de diagnóstico.

Las técnicas coprológicas se pueden clasificar de la siguiente forma:



Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria

Práctica 3

- **Macroscópicas**
  - Directa
  - Tamizado
- **Microscópicas**
  - No enriquecidas
    - Directa
    - Graham
    - Baermann
    - Cultivo larvario
  - Enriquecidas o concentradoras
    - Flotación
    - Sedimentación
    - Faust
    - McMaster (cuantitativa)

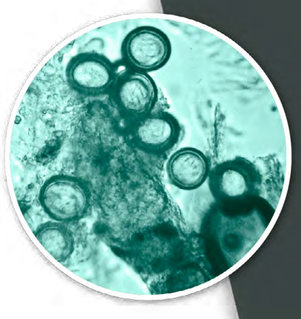
La mayoría son cualitativas, es decir no indican la cantidad de parásitos existentes, pero brindan información sobre su presencia.

Técnica macroscópica directa

El fundamento de esta técnica radica en que cuando los parásitos grastrointestinales mueren son expulsados del organismo en las heces. Algunos parásitos como los cestodos, desprenden segmentos (proglotis) de su cuerpo (estróbilo) y se excretan con las heces (figura 3.5). La dispersión de la materia fecal en una charola de fondo oscuro, para hacer resaltar los parásitos o fragmentos de estos, por ejemplo, de trematodos, cestodos, nematodos y larvas de moscas de miasis gastrointestinales.

Material y equipo

- Charola de fondo oscuro
- Cuchara
- Solución salina fisiológica (SSF)
- Pinceles (cero y doble cero) o agujas de disección y pinzas de disección
- Caja de Petri
- Microscopio estereoscópico



Método

1. Colocar una pequeña cantidad de heces en la charola de fondo obscuro (figura 3.6 A).
2. Dispersar con la cuchara para buscar parásitos o fragmentos de estos y colectarlos con pinzas o agujas de disección o con pinceles finos para recoger los parásitos más pequeños (figura 3.6 B).
3. Colocar en una caja de Petri con solución salina fisiológica para lavar los especímenes y observarlos al microscopio estereoscópico.
4. Si se desea conservar los especímenes revise el anexo 1.

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

Técnica de tamizado

El tamizado es un método físico para separar mezclas. Consiste en hacer pasar una mezcla de partículas de diferentes tamaños por un tamiz o colador. Las partículas de menor tamaño pasan por los poros del tamiz y las grandes quedan retenidas por el mismo.

En parasitología, la técnica de tamizado es usada para detectar parásitos adultos, enteros o fraccionados en contenido gastrointestinal.

Material y equipo

- Tamices de diferentes diámetros
- Cuchara
- Pinzas disección y aguja de disección
- Caja de Petri.
- Pinceles (cero y doble cero)
- Solución salina fisiológica

- Microscopio estereoscópico

Método

1. Colocar pequeñas cantidades de contenido gastrointestinal en el tamiz (figura 3.7 A).
2. Dispersar la muestra con ayuda de una cuchara y agua, hasta lograr un filtrado lo más limpio posible (figura 3.7 B).
3. Depositar el material que se quedó en el tamiz en una charola de fondo obscuro y revisarlo con ayuda de una lupa. En caso de encontrar parásitos, se deben identificar en el microscopio (figura 3.7 C).

Técnica microscópica directa simple, frotis directo o en fresco

Es una prueba rápida que permite observar trofozoitos y larvas en movimiento (en heces frescas), aunque también se pueden detectar huevos y ooquistes, es poco representativa debido a que la muestra utlizada es muy poca. Es muy útil en aves, pequeños mamíferos, reptiles o heces líquidas. Cuando se sospecha de giardiasis o amebiasis se recomienda examinar el moco fecal mediante esta técnica.

Método

1. Colocar en cada extremo de un portaobjetos una gota de SSF y una gota de lugol.
2. Depositar una pequeña cantidad de heces (del tamaño de un grano de arroz), en la gota de SSF y homogeneizar con una varilla de vidrio, una aguja de disección o un palillo. Retirar las partículas más grandes

3. Depositar otra pequeña cantidad de heces en la gota de lugol y repetir el procedimiento anterior.
4. Colocar un cubreobjetos en cada gota.
5. Observar a 40X. Empezar por la gota que tiene SSF.

Material y equipo:

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

Técnica de Graham

Tambien conocida con el nombre de técnica de cinta de celofán o cinta transparente adhesiva. Se utiliza para el diagnóstico de huevos de oxiuros en pequeños rumiantes, equinos, conejos, roedores y primates. Se basa en que las hembras de los oxiuros depositan los huevos en los pliegues del ano, razón por la cual casi nunca se les encuentra en las heces. También es de utilidad para el diagnóstico de cestodos en perros y gatos, debido a que cuando los proglótidos grávidos de algunos de *Dipylidium* y *Taenia* ssp., se desprenden del estróbilo y fuerzan el esfínter anal, dejando rastros de huevos en la región perianal, mientras tienen movimientos de extensión y retracción. Se fundamenta en lograr la adhesión de huevos o segmentos de parásitos en la cinta y recuperarlos.

Material y equipo

- Portaobjetos
- Microscopio compuesto
- Cinta adhesiva transparente
- Tijeras

- Abatelenguas

Método (figura 3.8 A)

1. Pegar alrededor de un extremo del abatelenguas la cinta transparente con la parte adhesiva hacia el exterior (figura 3.8 B).
2. Colocar la parte adhesiva en la región perianal haciendo presión.
3. Separar cuidadosamente la cinta del abatelenguas y pegarla sobre el portaobjetos.
4. Cortar los extremos de la cinta.
5. Observar en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil o fuerte (figura 3.8 C – D).

Nota: Para mejorar la visibilidad de los huevos, se recomienda colocar un par de gotas de agua en el borde de la cinta, para que por capilaridad penetre por debajo de la cinta.

Método de flotación pasiva

Es una técnica cualitativa, que se basa en el hecho de que la mayoría de los huevos de helmintos y ooquistes de protozoarios flotan en soluciones más densas que el agua (densidad relativa –d. r-) y las partículas de heces sedimentan. Algunas de las soluciones que se utilizan son: solución saturada de cloruro de sodio (1.2 d. r), sulfato de zinc al 33 % (1.18 d. r), de sacarosa (1.28 d. r), nitrato de sodio (1.25 d.r) y sulfato de magnesio (1.3 d. r). La elección de una u otra solución dependerá de su disponibilidad, inocuidad, facilidad de preparación y manejo, el costo y el parásito que se desea detectar. Por ejemplo, los huevos de *Ancylostoma*, *Toxascaris*, *Toxocara*, *Parascaris*, *Ascaris* y *Trichuris* flotan en soluciones con densidad relativa entre 1.18 y 1.2, pero los huevos de *Taenia* y

Physaloptera requieren soluciones con mayor densidad (como la de sacarosa o nitrato de sodio, 2.3 d. r). A mayor densidad de la solución concentradora, la deformación de las estructuras parasitarias es mayor.

En este curso se empleará la solución saturada de sal (1.2 d. r), que permite la concentración de coccidias, huevos tipo estrongilido, de *Strongyloides*, ascáridos, enóplidos y algunos cestodos en todas las especies domésticas.

Material y equipo

- Dos vasos de plástico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Asa de alambre de muestreo
- Mechero
- Cuchara
- Solución salina saturada de sal
- Coladera de plástico
- Microscopio compuesto

Método (figura 3.9 A)

1. Preparar el material para tenerlo cerca (figura 3.9 B).
2. Homogeneizar la muestra fecal dentro de la bolsa contenedora (figura 3.9 C).
3. Poner en un vaso de 3 a 5 gramos de heces (figura 3.9 D).
4. Agregar solución saturada de sal (figura 3.10 A).
5. Mezclarla con una cuchara hasta formar una pasta homogénea (figura 3.10 B).
6. Diluir con más solución, aproximadamente 100 mL (figura 3.10 C).
7. Filtrar a través de un tamiz o coladera de plástico de malla fina a un segundo vaso (figura 3.10 D).
8. Dejar reposar 15 minutos (figura 3.11 A).

9. Flamear un asa microbiológica en un mechero (figura 3.11 B).
10. Tomar tres gotas separadas de la superficie de la solución con un asa de muestreo (figura 3.11 C).
11. Depositar las gotas en un portaobjetos (figura 3.11 D).
12. Observar con el objetivo 10X. Si se requiere examinar con el objetivo 40X es necesario poner un cubreobjetos sobre la gota.
13. Cuando la muestra es escasa, por ejemplo, en ratones y aves de ornato, se puede utilizar la siguiente variante de la técnica: después de filtrar al segundo vaso se homogeneiza la suspensión y se vierte en un tubo de ensayo de 15 mL hasta el borde del tubo formando un menisco, se coloca un cubreobjetos sobre el menisco y se deja reposar de 10 a 15 minutos, después se retira el cubreobjetos y se coloca sobre un portaobjetos para su observación en el microscopio.

Técnica de Faust modificada con solución de sulfato de zinc al 33 por ciento

Existen muchas modificaciones a la técnica descrita por Carroll Faust y col. (1938). La variante que aquí se presenta hace una excelente concentración de quistes de protozoarios (*Giardia*), pero es menos eficiente para concentrar los huevos de cestodos y nematodos, que flotan a mayor densidad relativa. Sin embargo, si se incrementa la densidad relativa a 1.25, es posible hacer que floten los huevos de *Fasciola hepatica* y otros trematodos, pero los quistes de protozoarios y los huevos de nematodos se deforman y destruyen rápidamente.

Material y equipo

- Muestra de heces positiva a protozoarios y helmintos
- Vaso de plástico

- Cuchara
- Agua destilada
- Gasa y embudo
- Tubos cónicos de 15 ml
- Centrífuga
- Solución de sulfato de zinc al 33 % (1.18 d. r)
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Microscopio compuesto
- Mechero y asa de alambre

Método (figura 3.12 A)

1. Preparar el material (figura 3.12 B)
2. Mezclar en un vaso tres gramos de heces con 10 partes de agua destilada para formar una suspensión (figura 3.12 C).
3. Hacerla pasar a través de un tamiz de malla fina a un segundo vaso (figura 3.13 A).
4. Agitar para hacer una mezcla homogénea (figura 3.13 B).
5. Verter el contenido del segundo vaso en tubos de centrífuga de 15 mL (figura 3.13 C), y centrifugar a 1 500 rpm durante tres minutos
6. Repetir el ciclo de lavado de la muestra con agua (figura 3.14 A) hasta que la apariencia del sobrenadante es clara (figura 3.14 B).
7. Decantar el sobrenadante y agregar la solución de sulfato de zinc hasta 1.5 cm del borde del tubo y resuspender el sedimento mezclando con una varilla de vidrio (figura 3.15 A).
8. Centrifugar a 1 500 rpm durante tres minutos.
9. Sin sacar el tubo de la centrifuga, se toma una muestra de la superficie del menisco con una asa, y se deposita sobre un portaobjetos, al que poco antes se le colocó una gota de lugol. Se coloca un cubreobjetos y entonces se le analiza en el microscopio con los objetivos 10X y 40X.

10. Una variante es, después de la resuspensión del sedimento con sulfato de zinc al 33 %, se coloca el tubo en una gradilla, se le agrega con mucho cuidado, la solución de sulfato de zinc hasta llenar el tubo y formar un menisco (figura 3.15 A y B). Entonces, pondrá un cubreobjetos en la boca del tubo, y esperará tres minutos.
11. Retirar el cubreobjetos y colocar la muestra sobre un portaobjetos para examinarlo con el microscopio compuesto con el objetivo 10X y 40X. (figura 3.15 C).

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de las técnicas de colecta, conservación y envío de muestras para la identificación de parásitos en heces.
- Indicará al alumno el momento en que ejecutarán las técnicas de microscopia directa y flotación, para la observación e identificación de quistes, ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos.
- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para la observación de las estructuras parasitarias que se diagnostican por medio de las técnicas de microscopía directa y flotación simple.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y equipo a utilizar durante la práctica.
- Practicará las técnicas directas microscópicas y de flotación simple para la observación e identificación de huevos de helmintos, quistes, ooquistes y trofozoitos de protozoarios con

el objetivo seco débil (10X) y seco fuerte (40X) del microscopio compuesto.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica el alumno será capaz de recolectar, conservar y enviar muestras fecales a un laboratorio de diagnóstico, así como de realizar las técnicas de microscopía directa y flotación para la identificación de estructuras parasitarias utilizando la microscopía compuesta de manera colaborativa.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 3



Figura 3.1. Recolección de heces del recto.



Figura 3.2. Recolección de heces del suelo.
B Recolección de heces de una superficie limpia.

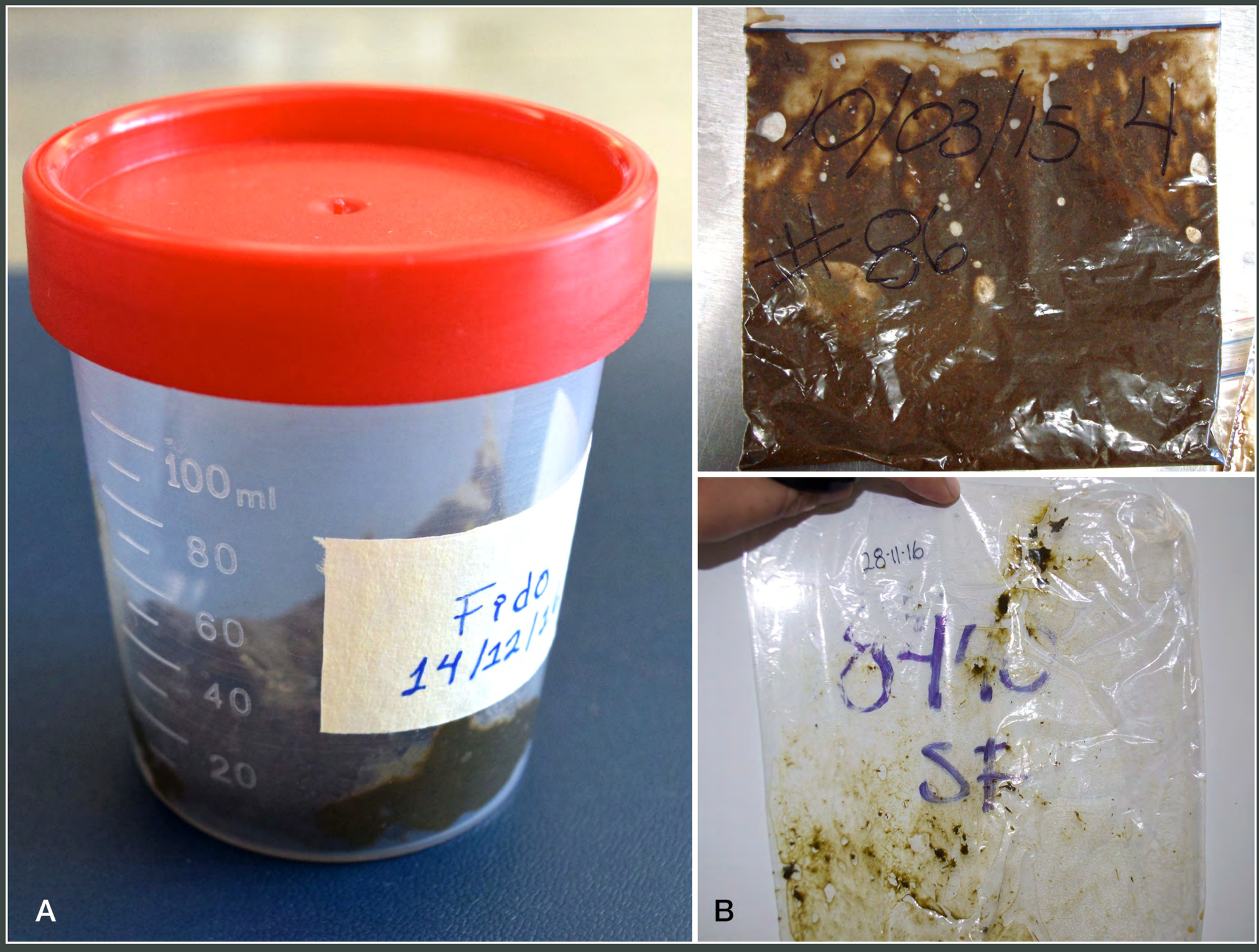


Figura 3.3. A. Frasco estéril para muestras biológicas. B. La identificación de las muestras debe ser clara.



Figura 3.4. Transporte o envío de las muestras.



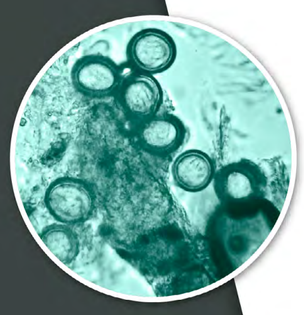
Figura 3.5. Observación directa de parásitos completos o segmentos en heces. A. Heces de conejo con *Passalurus*. B. Heces de perro con *Dipylidum*. C. Heces de gato con *Toxocara*. D. Contenido intestinal de caballo con diferentes helmintos.



Figura 3.6. El examen de las heces en charola de fondo obscuro realza la presencia de los parásitos. A. *Taenia* eliminada en heces de perro. B. *Anoplocephala* recuperadas de heces de caballo.



Figura 3.7. Técnica de tamizado. A. Proceso de tamizado.
B. *Haemonchus* en contenido abomasal de un ovino.
C. *Passalurus* en contenido intestinal de conejo.



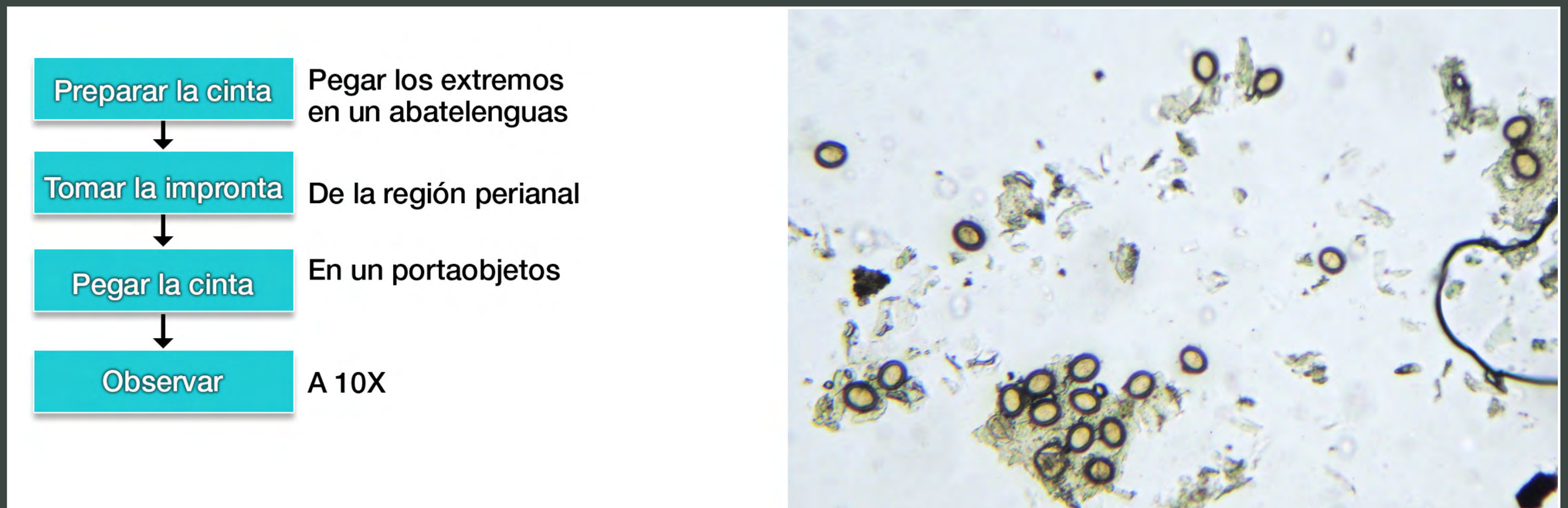
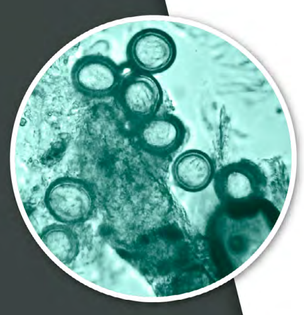


Figura 3.8. Técnica de Graham. A. Guía rápida del procedimiento. B. Huevos de *Taenia* a 4X. C. Cinta transparente adherida al portaobjetos. D. Huevos de *Taenia* a 40X.





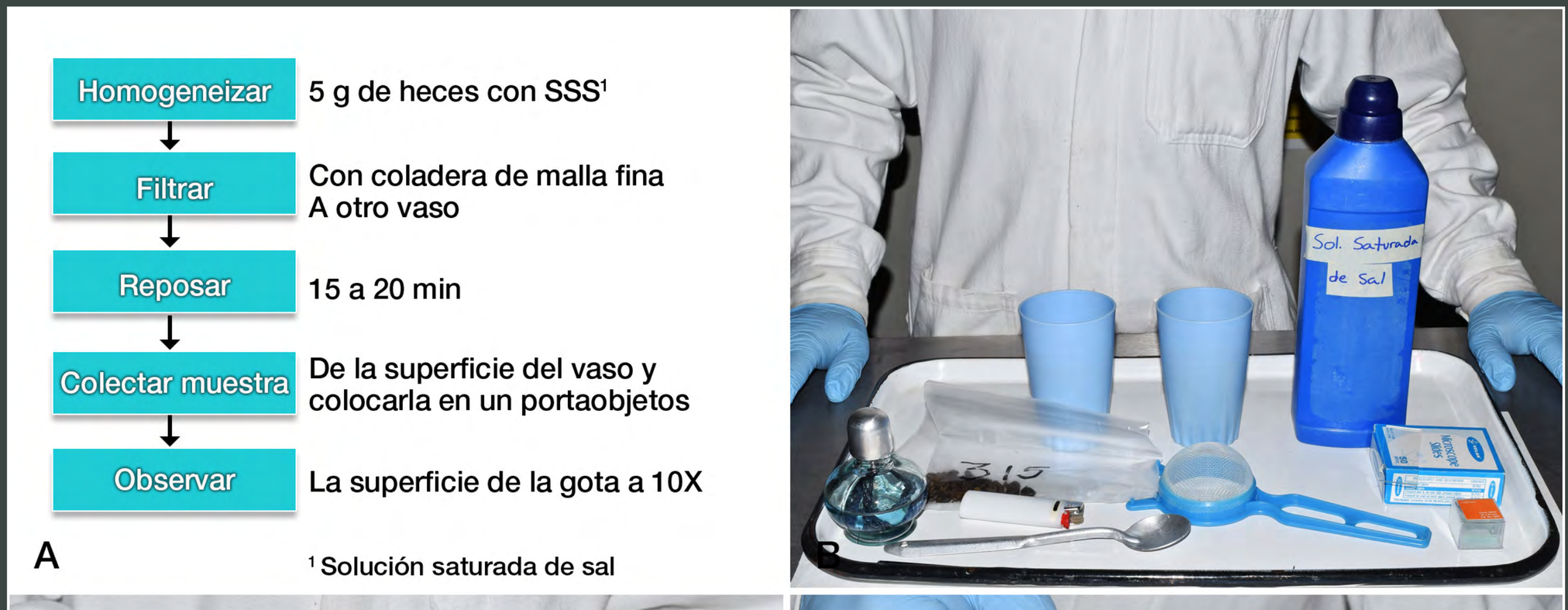


Figura 3.9. Técnica de flotación pasiva. A. Guía rápida. B. Material. C. Homogeneizar la muestra dentro de la bolsa contenedora. D. 3 a 5 g de heces.

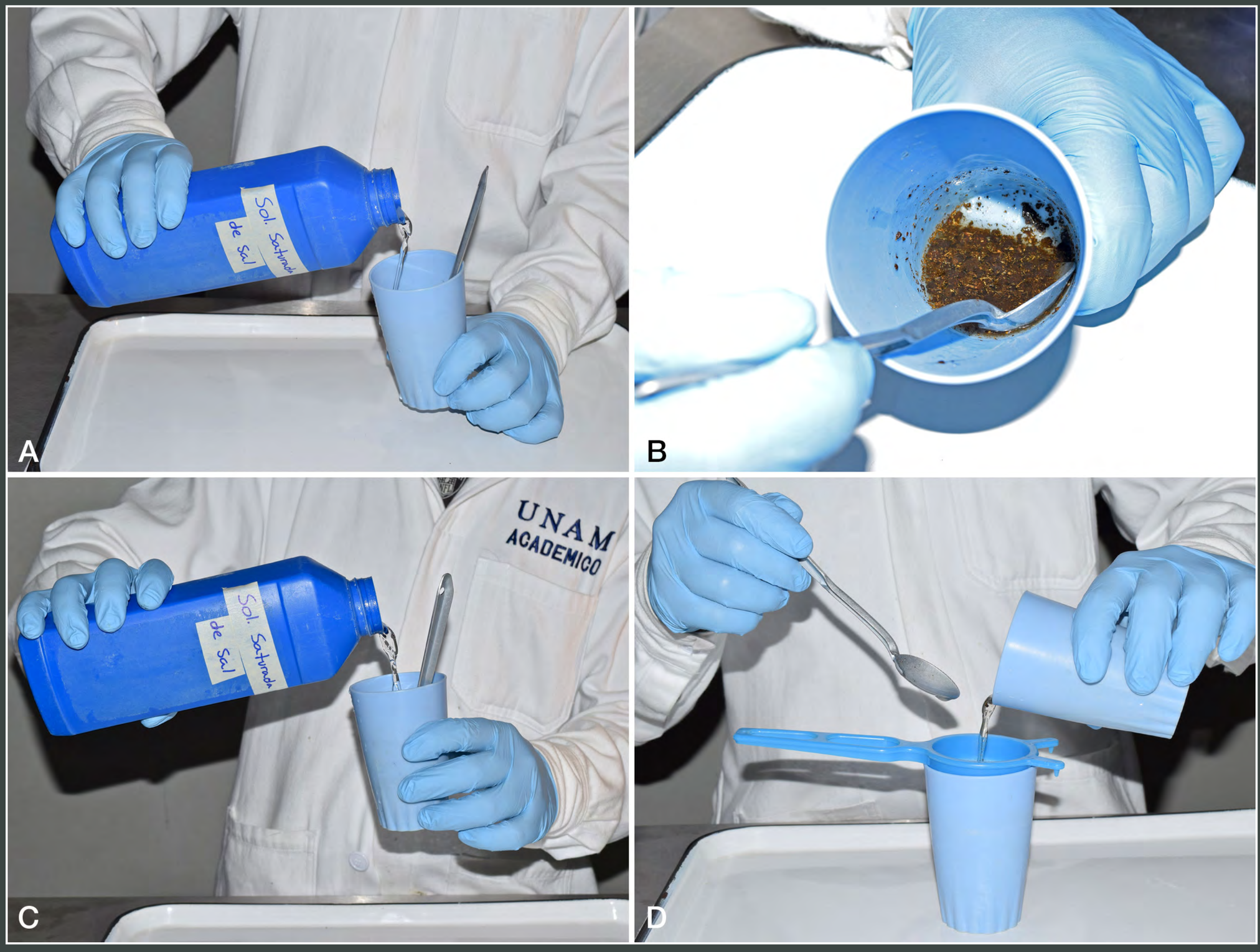


Figura 3.10. Resuspensión y homogeneización de la muestra fecal en solución salina saturada y filtrado de la misma.

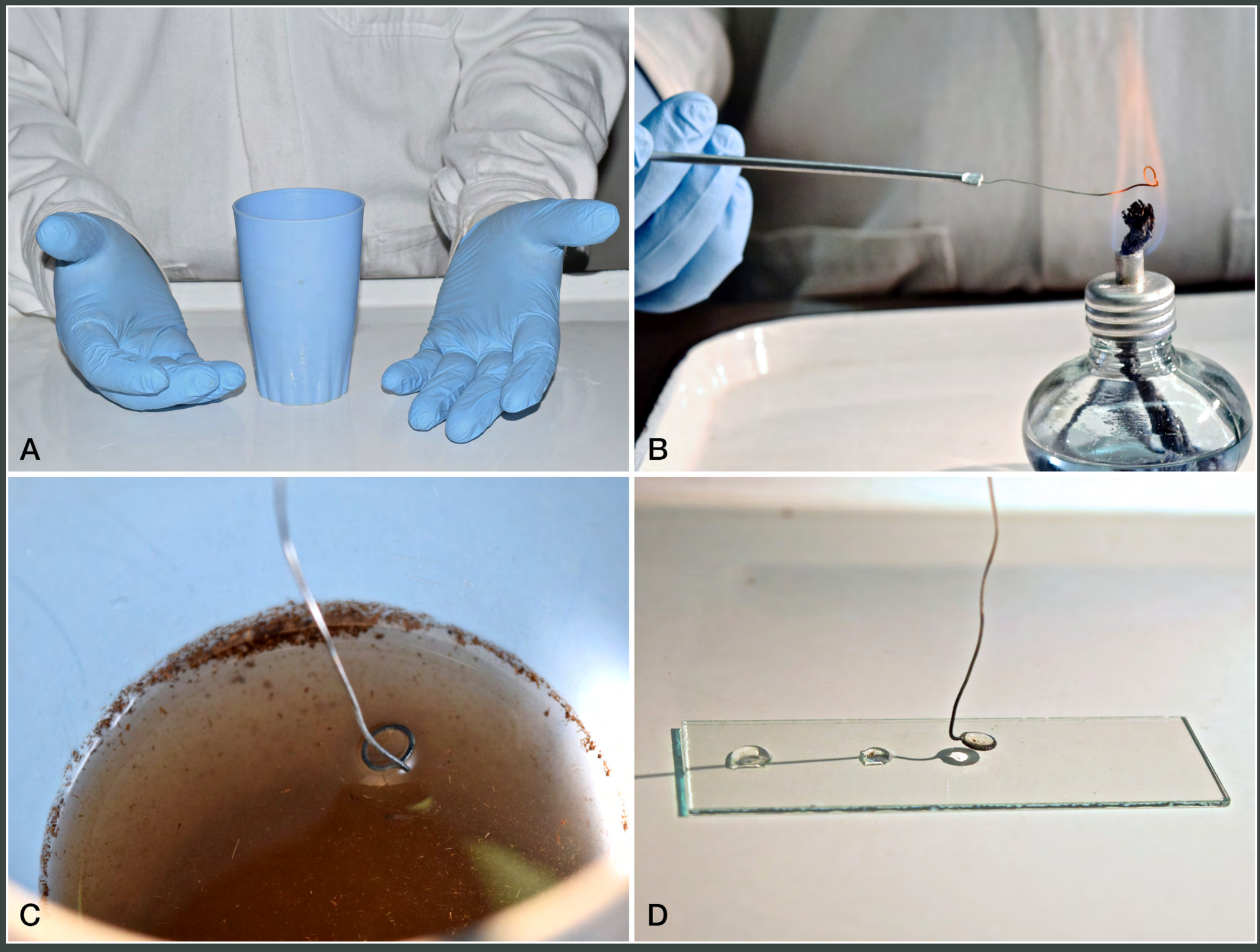


Figura 3.11. La mezcla debe reposar de 15 a 20 min. B. Flameado del asa. C. Detalle de la colecta de la superficie de la mezcla. D. Colocación de las muestras en el portaobjetos.

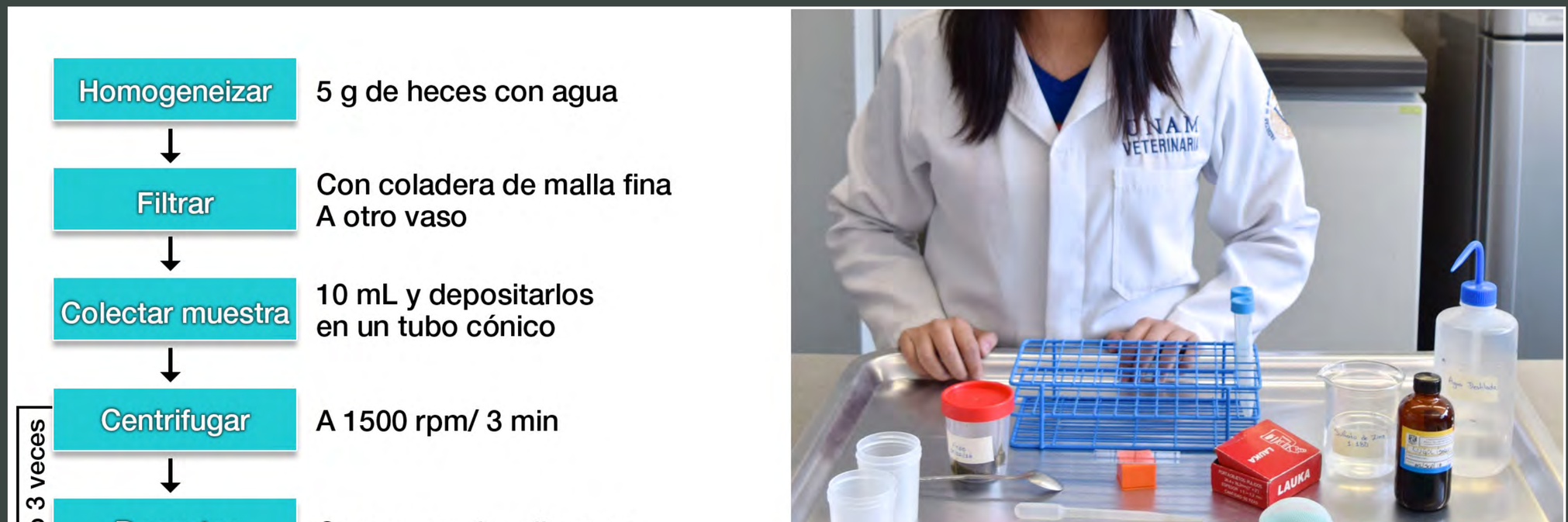


Figura 3.12. Técnica de Faust.

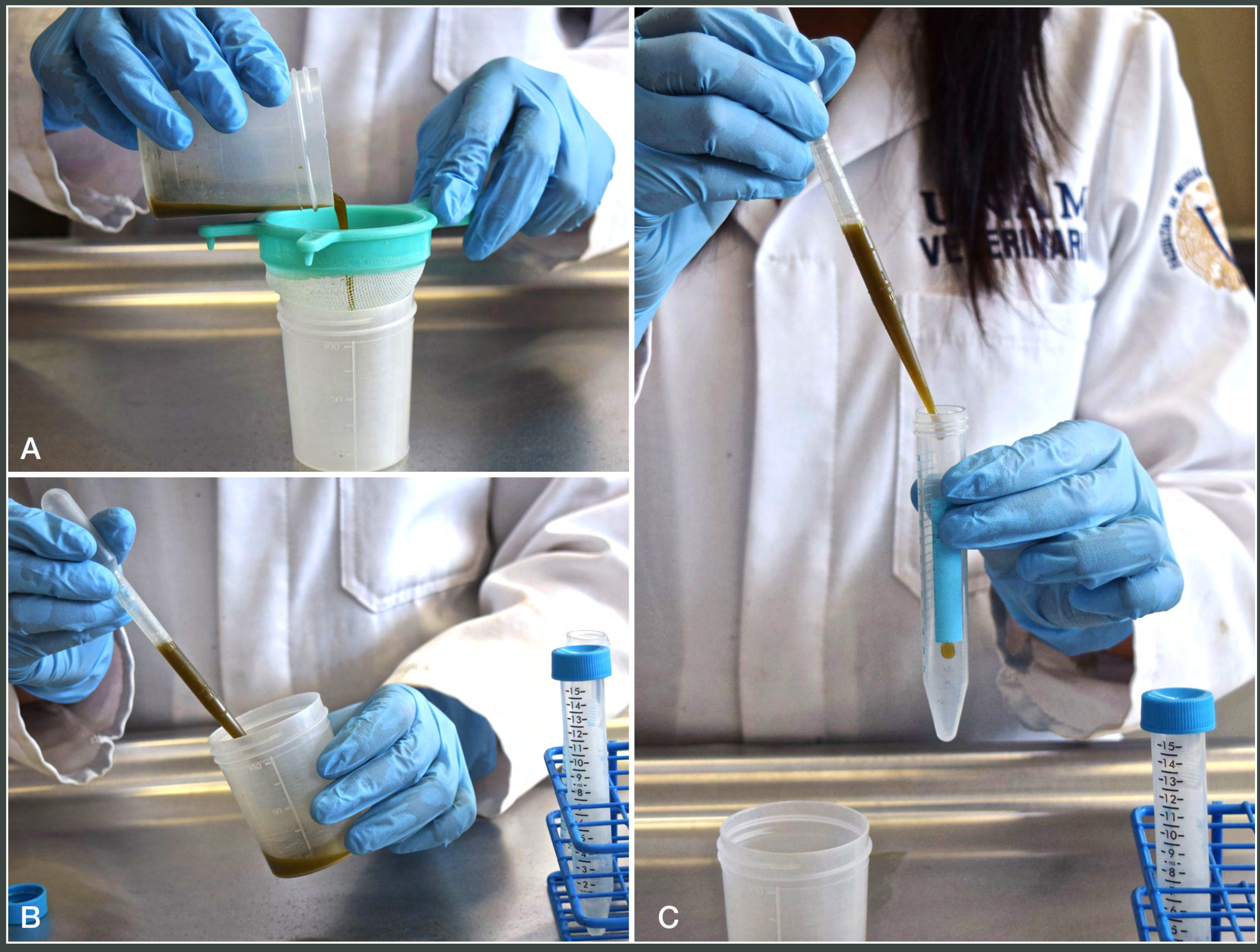
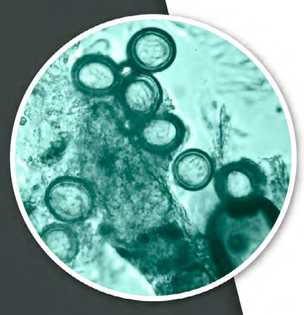


Figura 3.13. Técnica de Faust. A. Filtrado a otro vaso. B. Agitar. C. Colectar 10 mL de la muestra y depositarlos en un tubo cónico.



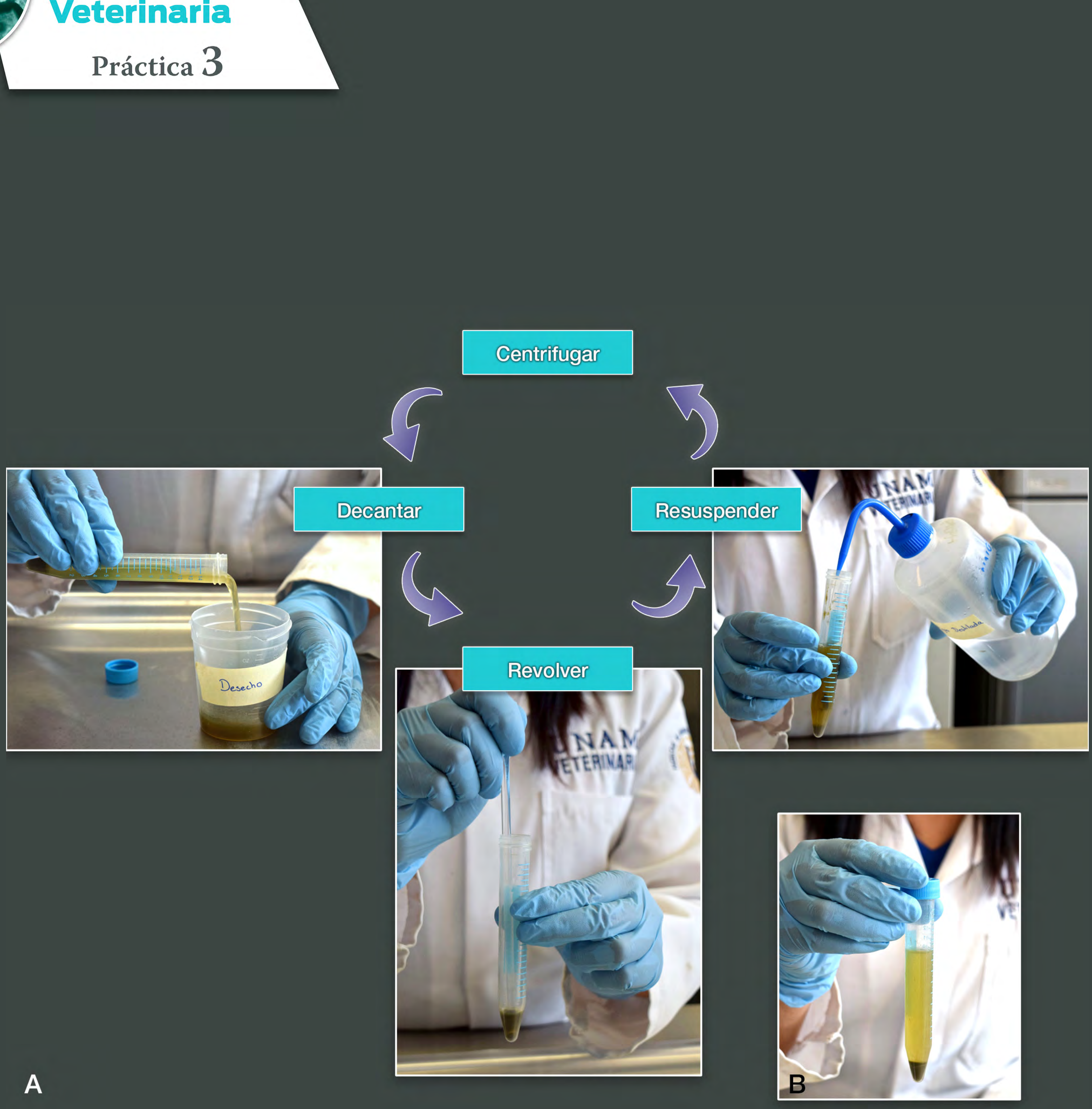


Figura 3.14. A. Ciclo de lavado de la muestra con agua. B. El ciclo se repite hasta que la apariencia del sobrenadante es clara, generalmente 2 o 3 veces son suficientes.

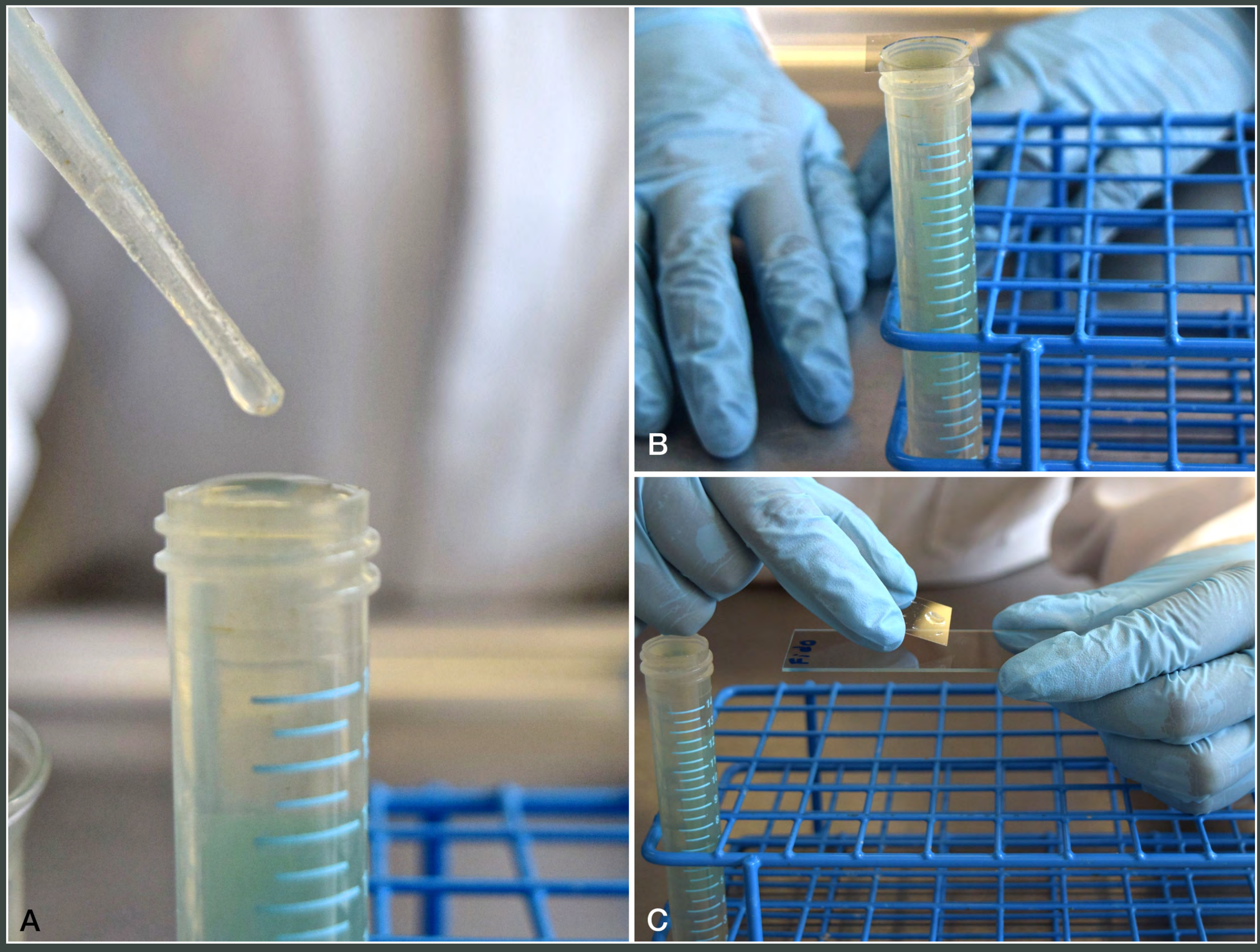


Figura 3.15. Detalle de la colecta de una muestra de la suspensión. A. Se agrega $ZnSO_4$ hasta que se forma un pequeño menisco en la superficie del tubo. B. Se coloca un portaobjetos con cuidado para no derramar el líquido y se deja reposar 10 min para que floten los quistes. C. Se retira el cubreobjetos y se coloca en el portaobjetos para observar a 10X y 40X.

Práctica 4

Técnicas coprológicas de sedimentación, migración larvaria (Baermann), cultivo larvario, McMaster de campo y Kinyoun

Evangelina Romero Callejas y Alberto Ramírez Guadarrama

Objetivo específico

Aplicará las técnicas coprológicas cualitativas y cuantitativas para la identificación de estructuras parasitarias en heces de diversas especies animales domésticas.

Metodología

Técnica de sedimentación pasiva

Se usa para el diagnóstico de huevos de *Fasciola hepatica*, paramfistomidos, *Macracanthorhynchus hirudinaceus* y quistes de *Balantidium coli*, entre otros. Se fundamenta en que los huevos y quistes de los parásitos antes mencionados son densos y sedimentan en agua.

Material y equipo

- Heces positivas a *Fasciola hepatica*
- Cuchara
- Dos vasos de precipitados de 250 mL
- Agua
- Coladera o tamiz de malla fina
- Caja de Petri cuadriculada
- Azul de metileno o violeta de genciana
- Microscopio estereoscópico

Método (figura 4.1 A)

1. Preparar el material (figura 4.1 B).
2. Depositar en un vaso de precipitados una cucharada de heces (3 a 5 g) (figura 4.1 C).
3. Agregar un poco de agua y mezclar hasta dispersar la materia fecal y obtener una pasta homogénea (figura 4.2 A).
4. Agregar más agua (hasta 250 mL) y mezclar (figura 4.2 B).
5. Filtrar la suspensión a través de un tamiz o coladera de malla fina a un segundo vaso de precipitados y agregar agua hasta 250 mL (figura 4.2 C).
6. Dejar reposar cinco minutos (figura 4.2 D).
7. Decantar el sobrenadante, en el vaso se dejarán aproximadamente 50 mL. El movimiento debe ser suave para no revolver el sedimento (figura 4.3).
8. Resuspender el sedimento en unos 250 mL de agua , dejar reposar cinco minutos y decantar una vez más; este paso se repite varias veces hasta que quede limpio el sedimento (por lo regular 3 o 4 veces) (figura 4.3).
9. Depositar el sedimento en una caja de Petri cuadriculada (figura 4.4 A) y agregar una o dos gotas de azul de metileno, o de violeta de genciana como medio de contraste.
10. Examinar en el microscopio estereoscópico para detectar los huevos de trematodos (figura 4.4 B-D).

Técnica de migración larvaria (Baermann)

Esta técnica se utiliza para el diagnóstico de nematodos pulmonares como: *Dictyocaulus* sp., *Muellerius* sp. y *Protostrongylus* sp., causantes de bronquitis verminosa en los rumiantes. En équidos para la detección de larvas de *Dictyocaulus arnfieldi* y en perros para *Oslerus* sp.. Se fundamenta en que los nematodos pulmonares tienen huevos larvados, cuya pared es tan frágil que casi

siempre se rompe cuando pasa por el tracto respiratorio o digestivo, entonces libera las larvas (L1) en las heces. Las larvas sedimentan en agua.

También se utiliza para la concentración de larvas 3 (L_3), del cultivo larvario.

Material y equipo

- Heces
- Soporte universal
- Embudo de plástico
- Manguera de hule látex
- Pinzas Mörh
- Coladera de plástico
- Gasas
- Cuchara
- Agua tibia
- Vidrio de reloj de 10 cm de diámetro
- Pipeta Pasteur
- Lugol
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Microscopio estereoscópico y compuesto

Método

- Armar el aparato de Baermann —integrado por un soporte universal, un embudo unido a una manguera de hule látex, una pinza Möhr y una coladera de malla fina— (figura 4.5 A).
- Depositar de tres a cinco gramos de heces en una gasa o servilleta de papel y envolver las heces para formar un bulto. Colocar el bulto en la coladera sobre el embudo.
- Llenar el embudo con agua hasta cubrir el bulto fecal. Verter el agua por las paredes del embudo.

- Dejar reposar la muestra durante 12 a 24 horas, tiempo suficiente para que las larvas migren y se concentren en el fondo de la manguera.
- Abrir la pinza Mörh para obtener unos 3 mL del líquido y depositarlo en un vidrio de reloj (figura 4.5 B).
- Examinar en un microscopio estereoscópico, si es positivo se agregan dos gotas de lugol y se extraen las larvas con una pipeta Pasteur y se depositan en un portaobjetos (figura 4.5 C y 4.6 A-B).
- Observar con el objetivo 10X y 40X del microscopio compuesto para su identificación .

Técnica de cultivo larvario (coprocultivo)

Debido a que los huevos de los nematodos estrongilidos, que afectan a los rumiantes y equinos son similares, no se pueden identificar los diferentes géneros. La técnica de cultivo larvario, se basa en proporcionar las condiciones de temperatura, humedad y oxigenación adecuadas para que este tipo de huevos se desarrollen hasta el estadio de larva infectante (L3), larvas que se pueden diferenciar con relativa facilidad (figura 4.7 A-D).

Material y equipo

- Vaso de plástico
- Agua
- Aserrín estéril o limpio
- Lugol
- Cuchara
- Pipeta Pasteur
- Aparato de Baermann
- Microscopio estereoscópico

- Vidrio de reloj de 10 cm de diámetro
- Microscopio compuesto

Método

- Colocar 10 g de heces positivas a huevos tipo estrongilido en un recipiente o vaso.
- Mezclar las heces con un sustrato (aserrín o hule espuma).
- Agregar un poco de agua y mezclar. No debe quedar encharcado.
- Incubar a 27 ºC en la estufa de cultivo durante 12 días.

  Nota. El tiempo de incubación depende del género del nematodo y la temperatura. Bajo estas condiciones se obtienen la mayoría de los géneros de estrongilidos que afectan a los rumiantes. Para disminuir la presencia de hongos en el cultivo, se recomienda mezclar diariamente las heces.
- Al término del periodo de cultivo, se recomienda concentrar las larvas mediante la técnica de Baermann.

Para la identificación de las larvas, se deben emplear claves específicas (para bovinos, pequeños rumiantes o équidos). Es conveniente iniciar la observación con menor aumento (10X). De este modo se aprecia mejor el aspecto general de las larvas, y lo más importante, la proporción entre el largo total y el largo de la cola de la vaina larval, que permite la clasificación primaria. Una vez ubicada dentro de uno de los tres grupos (cola corta, mediana o larga), se examina con mayor aumento para observar: forma de la extremidad anterior, existencia de cavidad bucal y forma de la misma, número de células intestinales, terminación de la cola larval, largo y forma de la cola de la vaina larval.

El proceso de fijación de las larvas permite observar los detalles morfológicos, y se puede hacer con calor o agregando unas gotas de lugol.

Para fijarlas por calor, pasaremos sobre la llama y con cuidado, el portaobjetos que contiene la muestra. Las larvas mueren con su cuerpo estirado, lo que facilita las mediciones, en cambio su estructura puede alterarse por la elevada temperatura. Mediante el agregado de solución de lugol, las larvas quedan curvadas, sin embargo, la coloración de contraste que toman, facilita la observación de detalles morfológicos.

Técnicas cuantitativas

Técnica de McMaster de campo

La demostración de la presencia de huevos en las heces proporciona una evidencia irrefutable de que el animal se encuentra parasitado, sin embargo, no indica el grado de parasitismo. El desarrollo de métodos cuantitativos para determinar la cantidad de huevos constituyó un importante avance en la estimación indirecta de las cargas parasitarias. Si bien el recuento de huevos no determina con certeza la abundancia de parásitos establecidos en el aparato digestivo, constituye una herramienta de alta valoración técnica y práctica para el control de la enfermedad en los sistemas de producción. Es usada para demostrar y contabilizar huevos de helmintos y ooquistes en muestras fecales.

Mediante la técnica de McMaster se estima el grado de infestación en un rebaño y la eficacia de los tratamientos. Cada género parasitario tiene sus características de patogenicidad y las hembras depositan huevos en cantidad diferente. Por lo tanto, debemos conocer la proporción relativa de cada género, que se logra a través del coprocultivo y la identificación de larvas infectivas.

Existen modificaciones a la técnica y al equipo utilizado, mas el fundamento sigue siendo el mismo: cuantificar los huevos u ooquistes en un volumen conocido (0.3 mL) de una suspensión de heces (2 g) en solución saturada de sal (28 mL).

Género parasitario	Postura de huevos/día/hembra
Haemonchus spp.	5 000- 10 000
Oesophagostomum spp. y *Chabertia* spp.	3 000-5 000
Cooperia spp.	500-1000
Ostertagia spp. y *Trichostrongylus* spp.	100-200
Nematodirus spp.	50-100

Material y equipo

- Heces
- Equipo de McMaster (tubo de dilución, gotero, cámara) (figura 4.8 A-D)
- Gasa o coladera
- Solución saturada de sal (SSS)
- Vaso de plástico
- Cuchara
- Microscopio compuesto

Método (figura 4.9)

- Depositar SSS hasta la primera marca del tubo (14 mL) (figura 4.9 A).
- Agregar heces poco a poco hasta que el nivel de la solución alcance la segunda marca del tubo (2 mL) (figura 4.9 B). Tapar el tubo y agitar hasta homogeneizar la mezcla.
- Agregar SSS hasta la tercera marca (14 mL), tapar y mezclar una vez más el contenido hasta obtener una suspensión homogénea (figura 4.9 A).
- Agitar el tubo y poner una gasa en la boca del tubo, con el gotero, tomar la suspensión (figura 4.9 C), y rápidamente llenar ambas cámaras. Se recomienda llenar el tubo con cuidado para que no queden burbujas. O se filtra el contenido del tubo en un vaso, se mezcla y se recolecta con el gotero o con una pipeta una muestra de la suspensión: llene ambos lados de la cámara de McMaster (figura 4.10 A-D).

- Enfocar la cuadrícula de la cámara en el microscopio compuesto a 10X. Esperar tres minutos para empezar a contar los huevos y los ooquistes de cada uno de los cuadros de la cámara. Solo se cuentan los huevos u ooquistes que se encuentren dentro de la cuadrícula.
- El total de huevos (suma de ambas cuadrículas) se multiplica por 100 y se divide entre dos para obtener el número de huevos u ooquistes por gramo de heces.

Tinción de Ziehl-Neelsen modificada o Kinyoun

Este procedimiento se utiliza para la detección de coccidios intestinales que presentan la característica de ácido alcohol resistente debido a los componentes de su pared, por ejemplo, *Cryptosporidium* sp. y *Cyclospora* sp. principalmente.

Cuando las muestras de materia fecal tienen gran cantidad de moco, la tinción puede ser ineficaz, o bien, requerirá un mayor tiempo de tinción. Otro inconveniente es que la solución de fucsina se precipite provocando que se observen al microscopio artefactos que causen confusión en el diagnóstico, se rechazarán todas las preparaciones que contengan precipitados abundantes.

Material y equipo

- Heces
- Fuente tinción
- Portaobjetos
- Mechero de Bunsen
- Alcohol metílico absoluto
- Fucsina fenicada
- Pinzas de disección sin diente
- Agua corriente

- Solución de ácido sulfúrico al 10 % o alcohol ácido al 3 % de ácido clorhídrico
- Azul de metileno o verde brillante
- Aceite de inmersión
- Microscopio compuesto

Método

- Realizar un frotis o extensión de materia fecal sospechosa a la presencia de ooquistes.
- Fijar el extendido primero con calor y después con alcohol metílico absoluto.
- Cubrir el frotis con la solución de fucsina por dos minutos y enjuagar con agua corriente.
- Agregar gota a gota la solución de ácido sulfúrico al 10 %, el frotis tomara una coloración amarillenta —se puede utilizar una solución de alcohol-ácido clorhídrico para decolorar—.
- Enjuagar con agua corriente, el extendido tomará una coloración rosada.
- Cubrir el frotis con solución verde brillante o azul de metileno durante 30 segundos, enjuagar con agua corriente.
- Dejar secar por escurrimiento en posición vertical.
- Observar al microscopio con el objetivo 40X y 100X.

Interpretación de los exámenes coproparasitoscópicos

La presencia de elementos parasitarios son prueba de la existencia de una infección, sin embargo, no siempre representan la severidad del problema. Corresponde al médico realizar una valoración escrupulosa de los resultados y relacionarlos con la manifestación clínica que presenten los animales, pues de lo contrario se toman decisiones incorrectas si se trata de prescribir un tratamiento, o establecer medidas de control y prevención.

Por su parte, el analista debe considerar todos aquellos factores que determinen las variaciones de la presencia de los parásitos, tales como: la estandarización de las técnicas, las interpretaciones personales, la mala conservación de las muestras fecales que provoca que los parasitarios evolucionen, se deformen o se deterioren, así como otros factores relacionados con la biología de los parásitos como son: el número de individuos machos y hembras sexualmente maduros, la diferencia en la prolificidad de las diversas especies de parásitos y el ritmo de la eliminación de los elementos parasitarios, principalmente. Otros factores que influyen sobre la intensidad de la eliminación de los elementos parasitarios son: las diferentes condiciones del estado fisiológico e inmunológico del huésped, así como también los factores externos como la época del año y el tipo de explotación; la densidad animal, el programa de control parasitario establecido, el tipo de suelo, la temperatura, la humedad relativa y la precipitación pluvial de la zona, todos estos factores tienen una relación directa o indirecta con la carga parasitaria detectada en un animal o en un hato.

Entre los principales errores que se cometen al analizar las muestras se manifiestan:

- Mala elección de la técnica.
- Utilizar soluciones que no tienen la densidad apropiada.
- No respetar los tiempos de espera.
- Realizar una lectura rápida y superficial.
- No enfocar el campo donde se ubicarán los parásitos.
- Confundir estructuras vegetales, minerales o nematodos de vida libre con parásitos (figura 4.11).

Un resultado coproparasitoscópico negativo es posible que se deba a la ausencia real de la infección parasitaria; a que la can-

tidad de elementos parasitarios es muy baja y las técnicas realizadas son poco sensibles; que el parásito se encuentre en el periodo prepatente, pospatente o en hipobiosis (no hay producción de huevos o larvas); a la producción intermitente de huevos, larvas o quistes, o al mal manejo de las muestras fecales. Por lo anterior, se recomienda el examen coproparasitoscópico seriado que consiste en analizar muestras de heces del mismo animal de tres días consecutivos.

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de las técnicas coprológicas de sedimentación, migración larvaria, coprocultivo, McMaster y Kinyoun para la identificación de huevos y larvas de helmintos, ooquistes y quistes de protozoarios en heces.
- Indicará la realización de las técnicas de sedimentación, McMaster y Kinyoun por alumno para la observación e identificación de quistes, ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos.
- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para la observación de las estructuras parasitarias que se diagnostican por medio de las técnicas de sedimentación, McMaster y Kinyoun.
- Proporcionará preparaciones permanentes teñidas de la colección del departamento, para la identificación de los ooquistes de *Cryptosporidium* spp.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y equipo a utilizar durante la práctica.

- Colectará materia fecal de diferentes especies de animales domésticos sospechosos de presentar una parasitosis gastrointestinal, en bolsas de polietileno o frascos, los transportará al laboratorio en refrigeración a 4 °C.
- Practicará las técnicas de sedimentación, McMaster y Kinyoun para la observación e identificación de huevos de helmintos, quistes, ooquistes y trofozoítos de protozoarios con el microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10X), seco fuerte (40X) y de inmersión (100X).
- Observará las preparaciones temporales de la colección del departamento de parasitología para la identificación de los huevos de helmintos y ooquistes de protozoarios intestinales mediante los siguientes criterios y características morfológicas que se listan:

  Huevos de helmintos
  - Forma y dimensiones.
  - Presencia o ausencia de características morfológicas específicas (cigoto, blastómeros, larvas, opérculos).

  Ooquistes de protozoarios
  - Forma y dimensiones.
  - Presencia o ausencia de características morfológicas específicas (núcleo, cigoto o esporonte, esporocistos, tapón de micrópilo).
- Dibujará los diferentes estadios parasitarios observados en las técnicas coprológicas realizadas e indicará las estructuras relevantes para su identificación.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de realizar técnicas coprológicas para la identificación y cuantificación de estruc-

turas parasitarias utilizando la microscopía compuesta o estereoscópica de manera colaborativa.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 4



Figura 4.1. Sedimentación pasiva. A. Guía rápida. B. Material. C. Cinco gramos de heces.

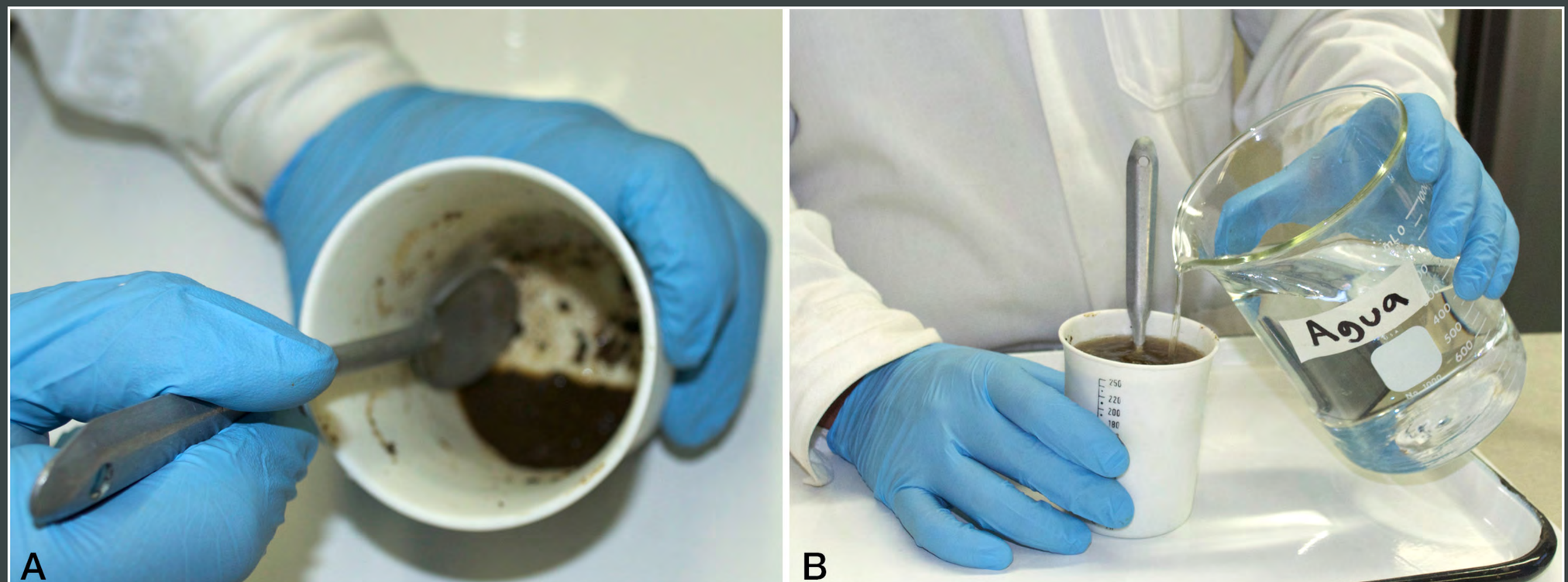


Figura 4.2. Sedimentación. A Disolver las heces con un poco de agua. B. Aforar a 250 mL y agitar. C. Filtrar a través de una coladera de malla fina. D. Dejar reposar cinco minutos.



Figura 4.3. Sedimentación. A Ciclo de lavado. B. De izquierda a derecha, se observa el efecto del ciclo decantar-aforar-reposar-decantar.

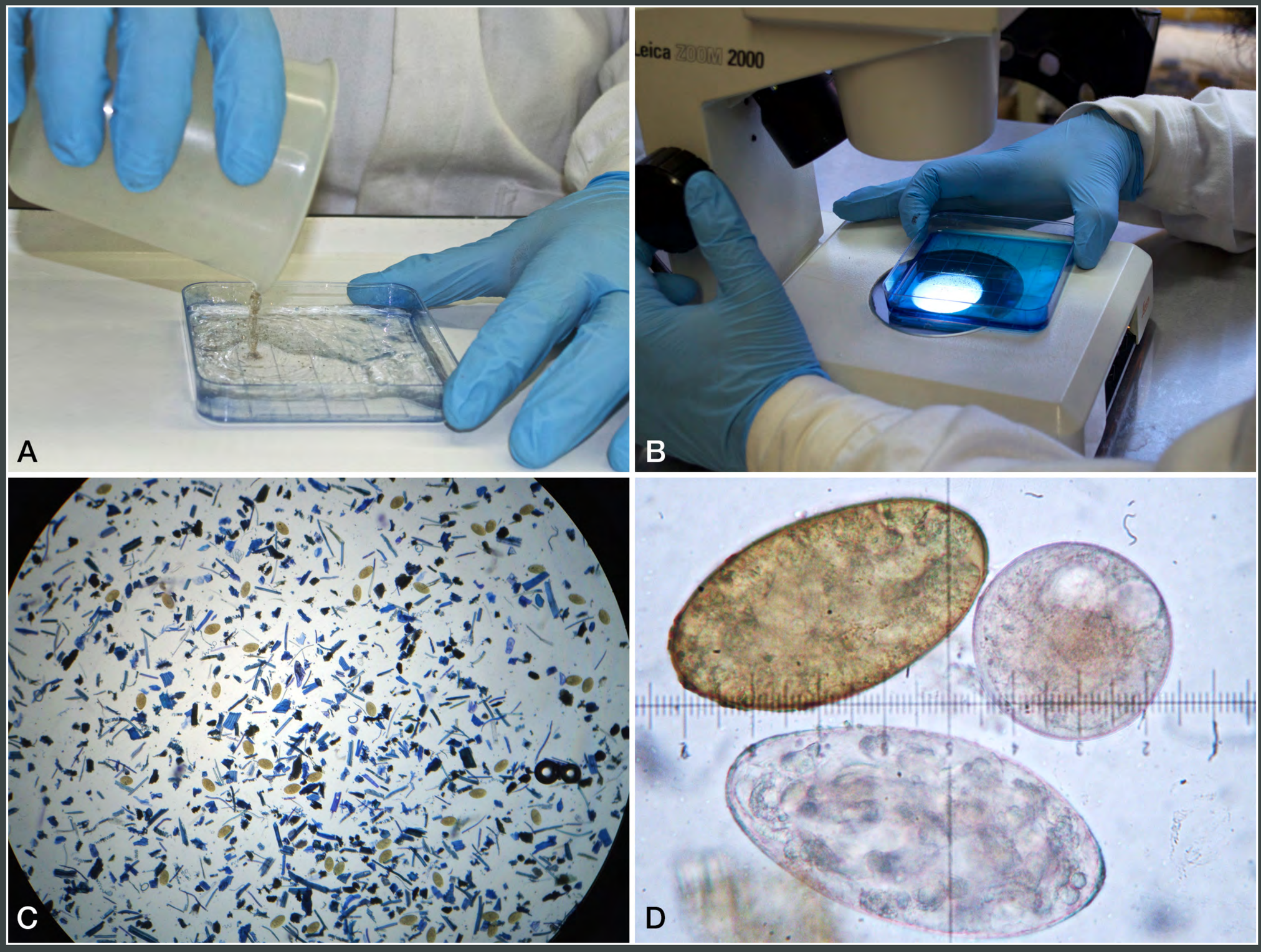


Figura 4.4. Sedimentación. A. El sedimento se deposita en una caja de Petri cuadriculada. B. Se agregan dos gotas de azul de metileno y la caja se observa en el microscopio. C. Huevos de *Fasciola* sp. vistos en el microscopio estereoscópico. D. Huevo de *Fasciola* sp., paramfistómido y quiste de *Balantidium* sp., los tres sedimentan en agua (100X).



Figura 4.5. Técnica de Baermann. A. Armado del aparato de Baermann. B. Colecta de las larvas del fondo del tubo. C. Se agregan 2 o 3 gotas de lugol para fijar las larvas y evidenciarlas.

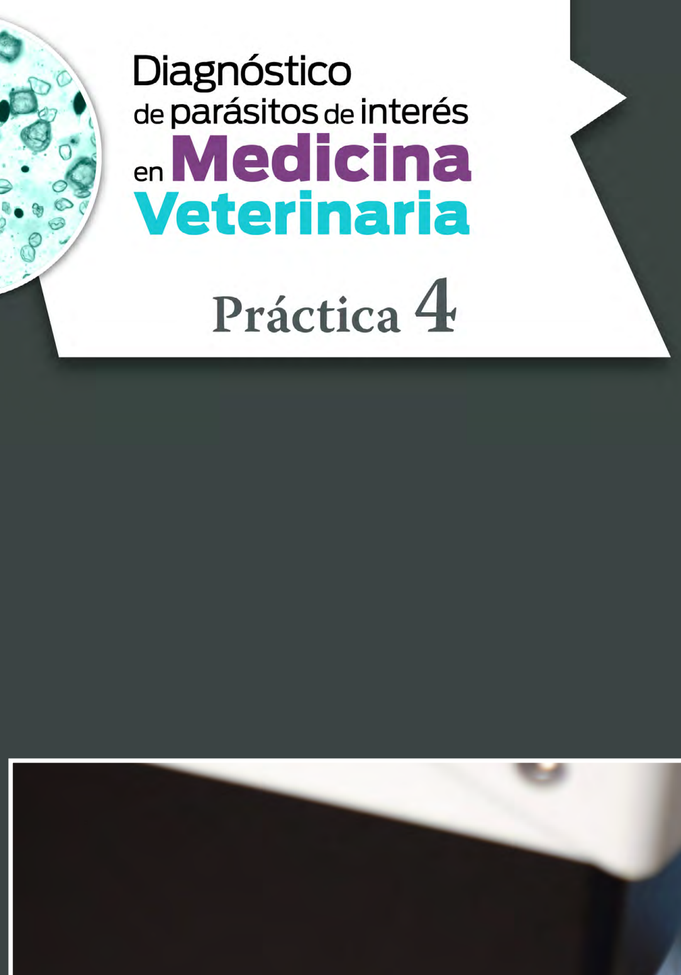


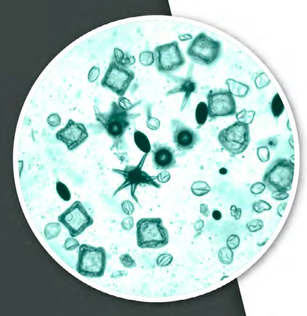
Figura 4.6. Técnica de Baermann. A. Se colectan las larvas con una pipeta Pasteur. B. Las larvas se ponen entre porta- y cubreobjetos para identificarlas en el microscopio compuesto.



Figura 4.7. Larvas de estrongilido gastrointestinal. A. Detalle de las células a 40X. B. Detalle de la faringe de una L2. C. Nematodo de vida libre. D. Larva a 10X.



Figura 4.8. Equipo para McMaster de campo. A. Cámara. B. Cámara vista lateral. C. Diferentes tubos de dilución. D. Tubo de dilución utilizado en equinos.



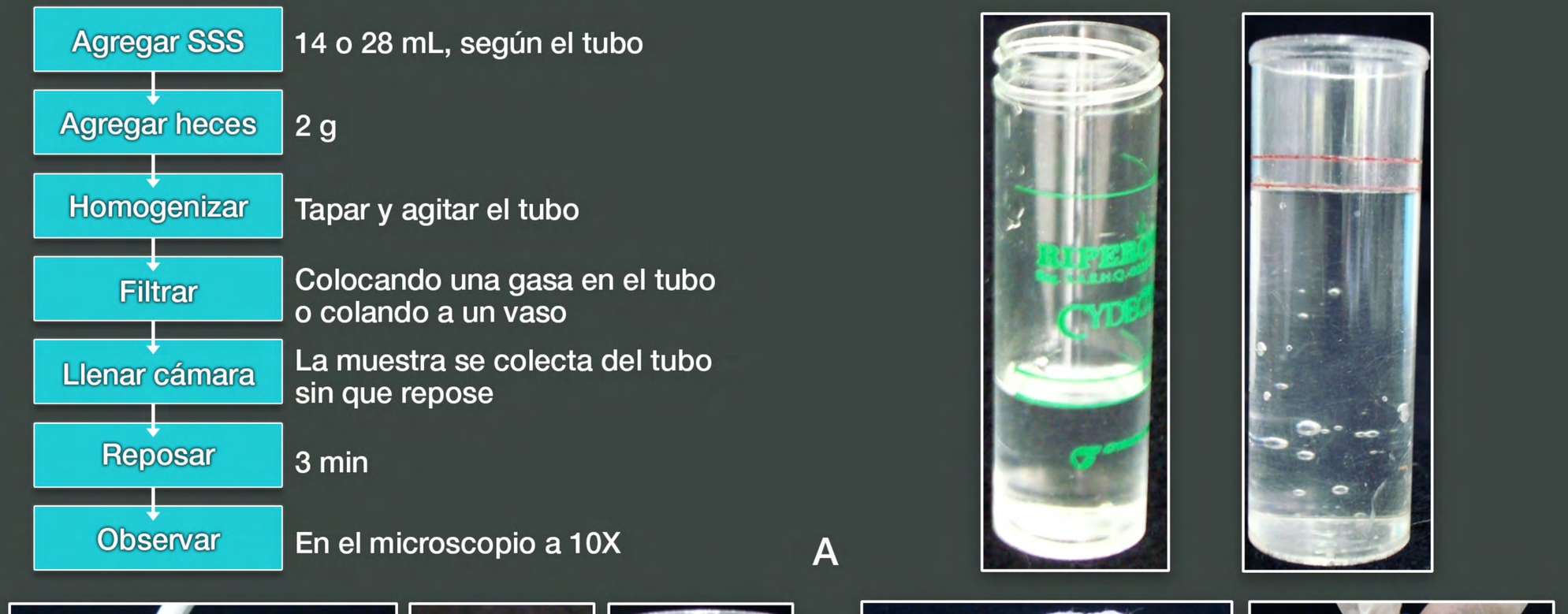


Figura 4.9. Técnica de McMaster. A. Guía rápida. B. Se agrega solución de cloruro de sodio saturada (SSS) hasta la primera marca. B. Se agregan heces poco a poco hasta que el nivel de la SSS llegue a la segunda marca. C. Detalle de la colocación de la gasa para colectar la muestra de la dilución de heces.

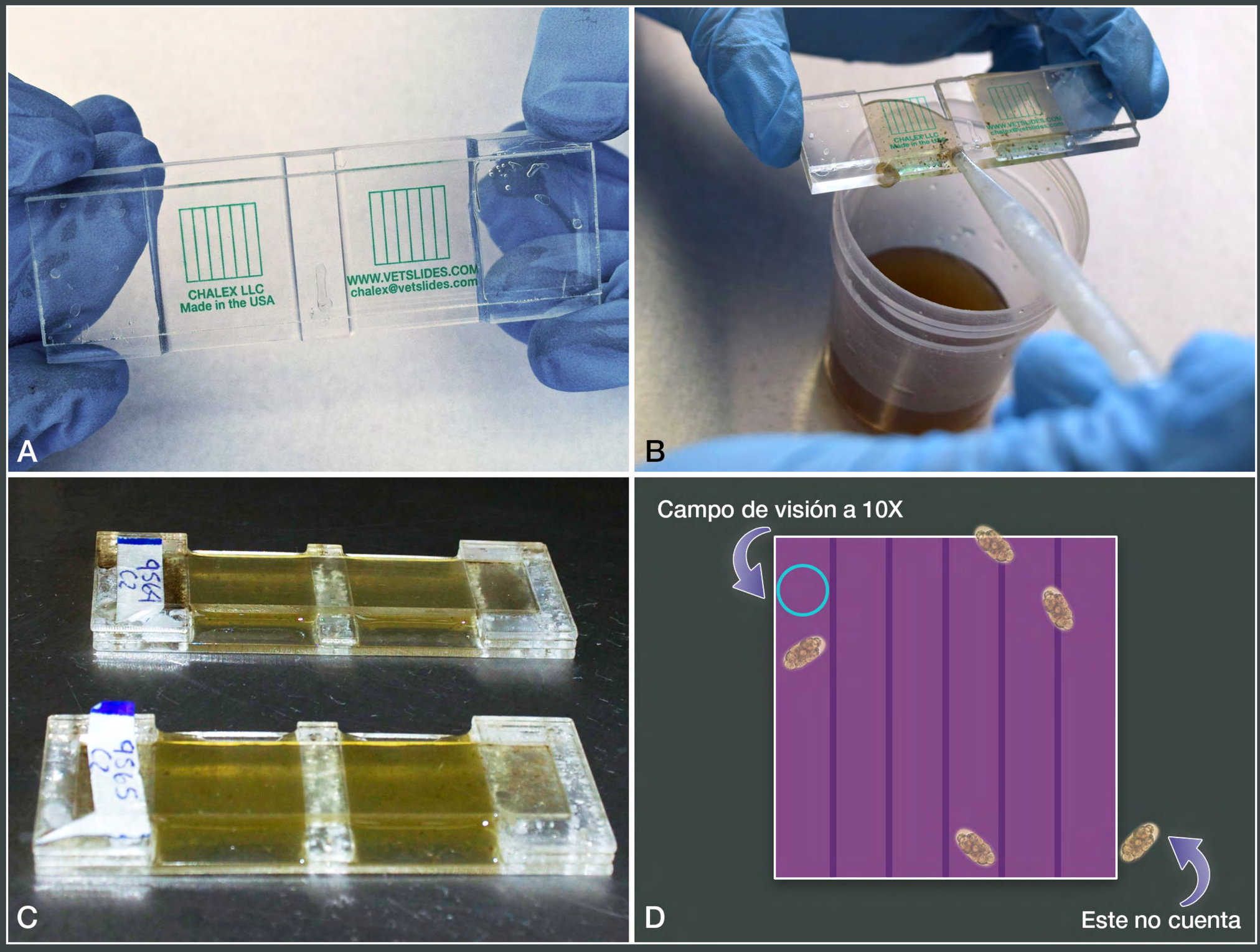


Figura 4.10. Técnica de McMaster. A. Antes de colectar la muestra, se debe agitar la dilución de heces. B. Ambos lados de la cámara deben estar llenos y sin burbujas. C. La cámara llena, debe reposar para que los huevos floten. D. Representación de uno de los lados de la cámara de McMaster.



Figura 4.11. Artefactos que pueden confundirse con parásitos.

Diagnóstico
de parásitos de interés
en **Medicina Veterinaria**



Capítulo II:
Protozoarios

Práctica 5

Morfología de los protozoarios flagelados intestinales, urogenitales, hemáticos y tisulares en animales mamíferos domésticos

Alberto Ramírez Guadarrama y Evangelina Romero Callejas

Objetivo específico

Al término de la práctica el alumno diferenciará morfológicamente los protozoarios flagelados intestinales, urogenitales y hemáticos más comunes, mediante técnicas permanentes y efímeras con el fin de identificarlos por microscopía.

Material y equipo para la práctica

- Portaobjetos de bordes esmerilados, limpios y desengrasados
- Tubo con sangre con anticoagulante (EDTA K2)
- Colorante de Wright
- Amortiguador de fosfatos
- Varilla de vidrio o tubo de microhematocrito
- Fuente de tinción
- Aceite de inmersión
- Microscopio compuesto
- Prepaciones fijas de la colección del departamento: Trichomonas, *Trypanosoma* y *Giardia*

Introducción

Los protozoarios del *subphylum Mastigophora* son organismos unicelulares que se mueven mediante estructuras especializa-

das denominadas flagelos —extensiones citoplásmicas largas semejantes a hilos—, su número varía en cada género y especie. Estos protozoarios se originan en estructuras citoplasmáticas denominadas o blefaroplasto o kinetoplasto. Algunos son parásitos intestinales y otros tisulares o hemáticos. Se reproducen generalmente en forma asexual. Los principales géneros patógenos son *Giardia* spp., *Trichomonas* spp., *Trypanosoma* spp., *Leishmania* spp. y otros.

Giardia intestinalis (*duodenalis* o *lamblia*)

Se localiza en el duodeno y la parte superior del íleon de mamíferos (bovinos, ovinos, cabras, cerdos, perros, gatos, primates y hombre). Su distribución es mundial, y particularmente frecuente en mamíferos jóvenes. Se transmite por ingestión de quistes maduros en el agua de bebida o por contaminación de los alimentos. Se diagnostica mediante las técnicas de flotación, Faust y directa microscópica.

Morfología

1. Características del trofozoíto (figura 5.1):
   - De forma ovoide o piriforme con el extremo posterior en punta.
   - Mide de 10-18 µm de longitud.
   - Presenta ocho flagelos dispuestos de manera peculiar, visibles con la tinción de Giemsa.
   - Manifiesta dos núcleos grandes y ovales, situados en el tercio anterior con endosoma voluminoso.
   - Los cuerpos mediales tienen forma de coma o de colmillo, dispuestos de forma transversal al eje del protozoario.
   - Exhibe un disco adhesivo (no siempre visible).

2. Características del quiste de *Giardia* spp. (figura 5.2 A-C):
   - Es pequeño, mide de 8-12 µm de longitud.
   - De forma ovoide con uno de los polos más redondeado que el otro.
   - Contiene, de dos (inmaduros) a cuatro núcleos (maduros), situados por lo regular en uno de los polos.
   - En el citoplasma, se observan los axonemas de alguno de los flagelos del trofozoíto y los cuerpos mediales.

Trichomonas spp.

Las tricomonas viven en las vías urogenitales y digestivas de los animales y del hombre (video).

Tritrichomonas foetus

Se localizan en la vagina, el cérvix y el útero de las hembras del ganado bovino, y en los machos, en la uretra, los sacos prepuciales y las glándulas seminales, también pueden encontrarse en el contenido gástrico, el líquido amniótico y alantoideo de fetos abortados; no forma quistes, y la transmisión se realiza por monta natural, monta dirigida o inseminación artificial con semen infectado o mediante el uso de utensilios de inseminación artificial contaminados (video).

Morfología

1. Características del trofozoíto.
   - De forma piriforme o globular.
   - Mide de 10-20 µm de longitud.
   - Presentan cuatro flagelos anteriores y uno recurrente, que forma una membrana ondulante y un flagelo posterior libre.

- Tiene un solo núcleo de forma oval, situado cerca del extremo anterior del axostilo.
- El axostilo sobresale del cuerpo a modo de varilla puntiaguda.

2. Características del quiste.
   - No se forman quistes en los tricomonádidos

Trichomonas muris

Es común en animales de laboratorio o domésticos, como ratones y ratas, así como en otros roedores experimentales y silvestres.

3. Características del trofozoíto. (figura 5.3):
   - Mide de 18-14 × 12-14 µm.
   - Tiene tres flagelos libres en la parte anterior.
   - Membrana ondulante corta en el tercio posterior.
   - Sobresale un poco el axostilo.
   - Posee una costa clara en forma de C.
   - Contiene un blefaroplasto muy desarrollado localizado en la parte anterior.

Trypanosoma cruzi

Es un protozoario que, según el estadio, cambia su forma: amastigote, epimastigote y tripomastigote (video).

El estadio de tripomastigote se localiza en la corriente sanguínea de los hospedadores definitivos (figura 5.4 A): el perro, el gato; animales silvestres como el armadillo, la zarigüeya, los zorrillos y los roedores, así como también el hombre, entre otros.

El estadio de amastigote se localiza en el interior de las células del sistema retículo endotelial, el hígado, el músculo estriado, el corazón, los ganglios linfáticos y el sistema nervioso de los hospedadores definitivos.

Los hospederos intermediarios de *Trypanosoma cruzi* son hemípteros de los géneros *Triatoma* spp. (figura 5.4 B), *Panstron-*

gylus spp., *Dipetalogaster* sp., *Meccus* spp., *Paratriatoma* sp., *Belminus* sp., *Eratyrus* sp., y *Rhodnius* sp., entre otros. En el tracto digestivo de estos insectos, se desarrollan los estadios de epimastigote y tripomastigote metacíclico, este último es la fase infectante para los hospederos definitivos.

Morfología

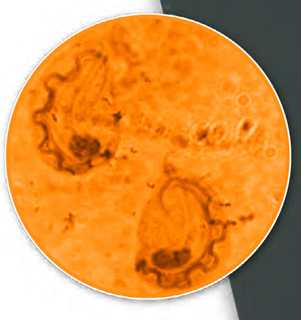
1. Características del tripomastigote sanguíneo (figura 5.5):
   - Mide de 16 a 20 µm de largo.
   - Tiene forma semilunar o fusiforme con el extremo posterior puntiagudo.
   - El núcleo es único, de forma elíptica y está colocado en la parte central del cuerpo.
   - Presenta un kinetoplasto o cinetoplasto bien desarrollado, de forma redondeada en posición subterminal.
   - La membrana ondulante tiene solo dos o tres pliegues.
   - El flagelo anterior exhibe una pequeña porción libre.

2. Características del estadio amastigote:
   - De forma redonda, mide 1.5 a 4 µm, tiene un núcleo central y el kinetoplasto en posición anterior al núcleo.

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de los protozoarios flagelados (*Giardia* spp., *Trichomonas* spp. y *Trypanosoma cruzi*).
- Indicará la realización de un frotis sanguíneo por alumno, así como su tinción y la observación de estos para identificar posibles hemoparásitos.



- Le entregará a cada equipo las preparaciones fijas y teñidas de protozoarios flagelados.
- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para enfocar las preparaciones fijas teñidas.

El alumno

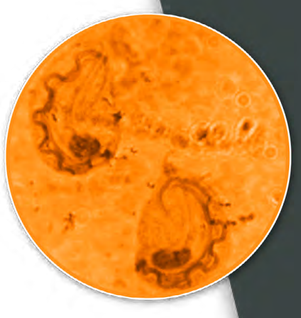
- Revisará al inicio de la práctica, el material y equipo a utilizar.
- Realizará varios frotis sanguíneos, el mejor lo teñirá con Wright o Giemsa, posteriormente los observará con el objetivo de inmersión (100X).
- Observará las preparaciones de parásitos que se le proporcionen, de la colección del departamento de parasitología para la identificación de los flagelados intestinales y hemáticos, mediante los criterios y características morfológicas que se listan:

Trofozoítos

- Forma y dimensiones.
- Número y disposición de los flagelos.
- Número de núcleos (uno o dos).
- Presencia o ausencia de características morfológicas específicas (membrana ondulante, axostilo, núcleo, etcétera).

Quistes

- Forma y dimensiones.
- Número de núcleos.
- Realizará dibujos de los diferentes flagelados observados indicando las estructuras relevantes para su identificación.



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 5

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los protozoarios flagelados mediante la observación microscópica de preparaciones teñidas y del procesamiento de sangre mediante las técnicas de Wright o Giemsa para la visualización de los parásitos en el microscopio compuesto.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 5

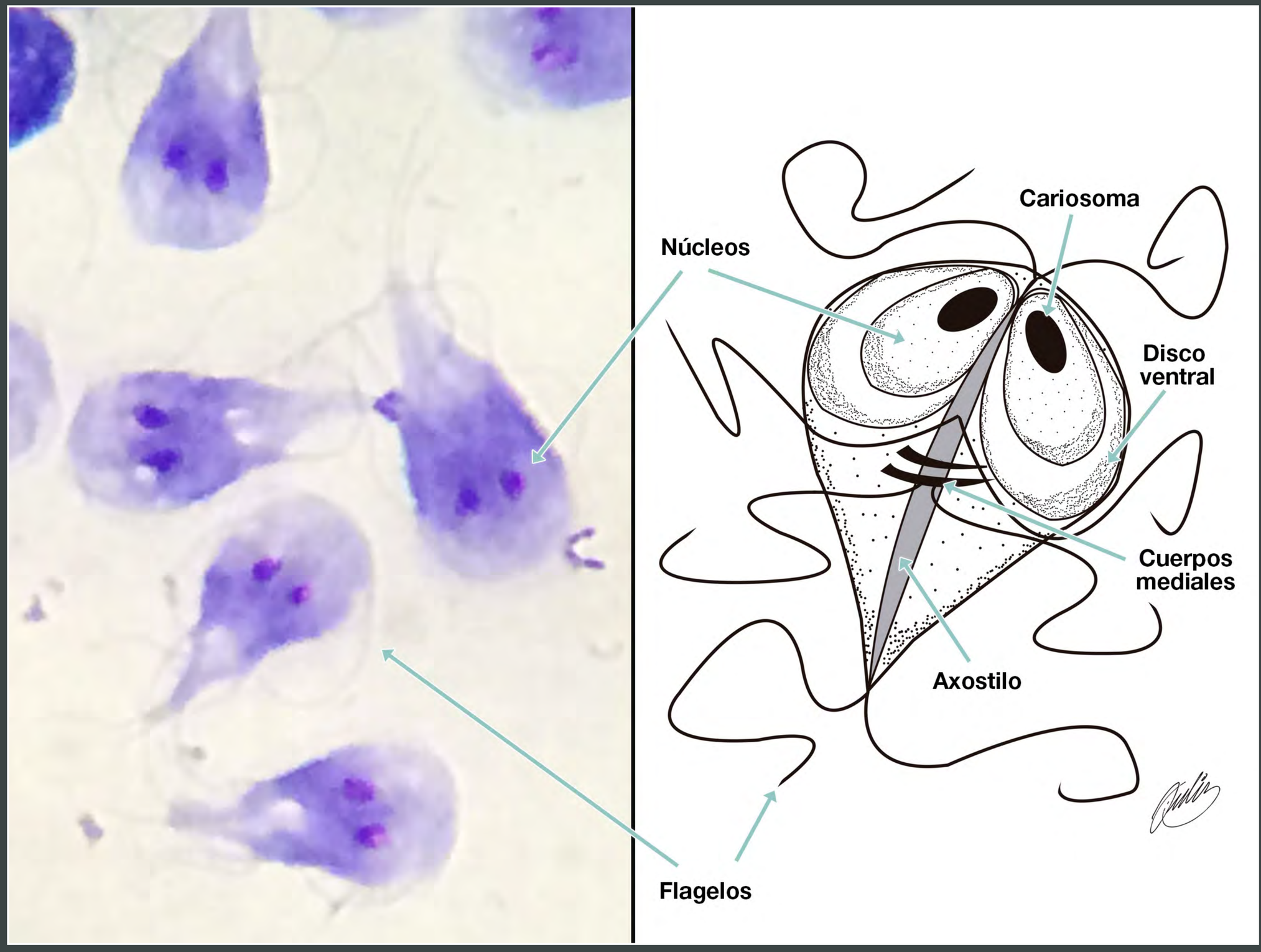


Figura 5.1. Trofozoítos de *Giardia* spp.

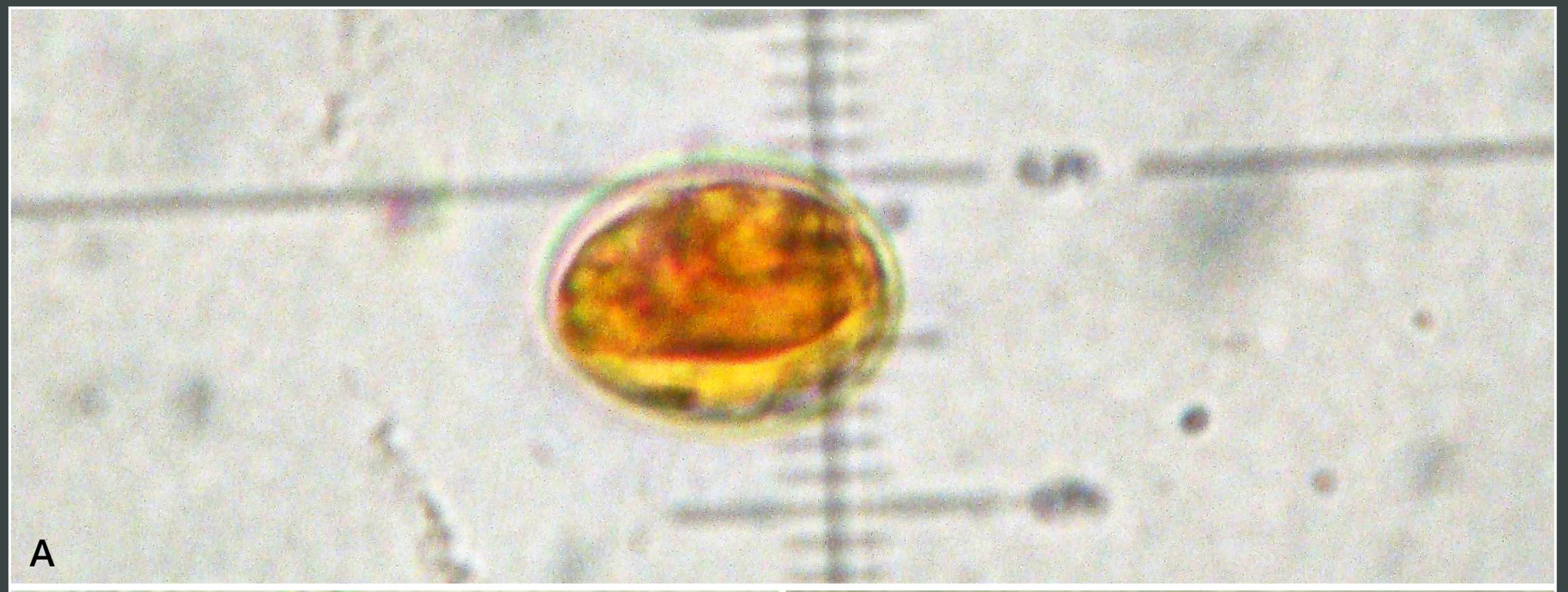


Figura 5.2. Quistes de *Giardia* spp. a 100X. A. Teñido con lugol. B. Quistes inmaduros. C. Quiste maduro, tetranucleado.

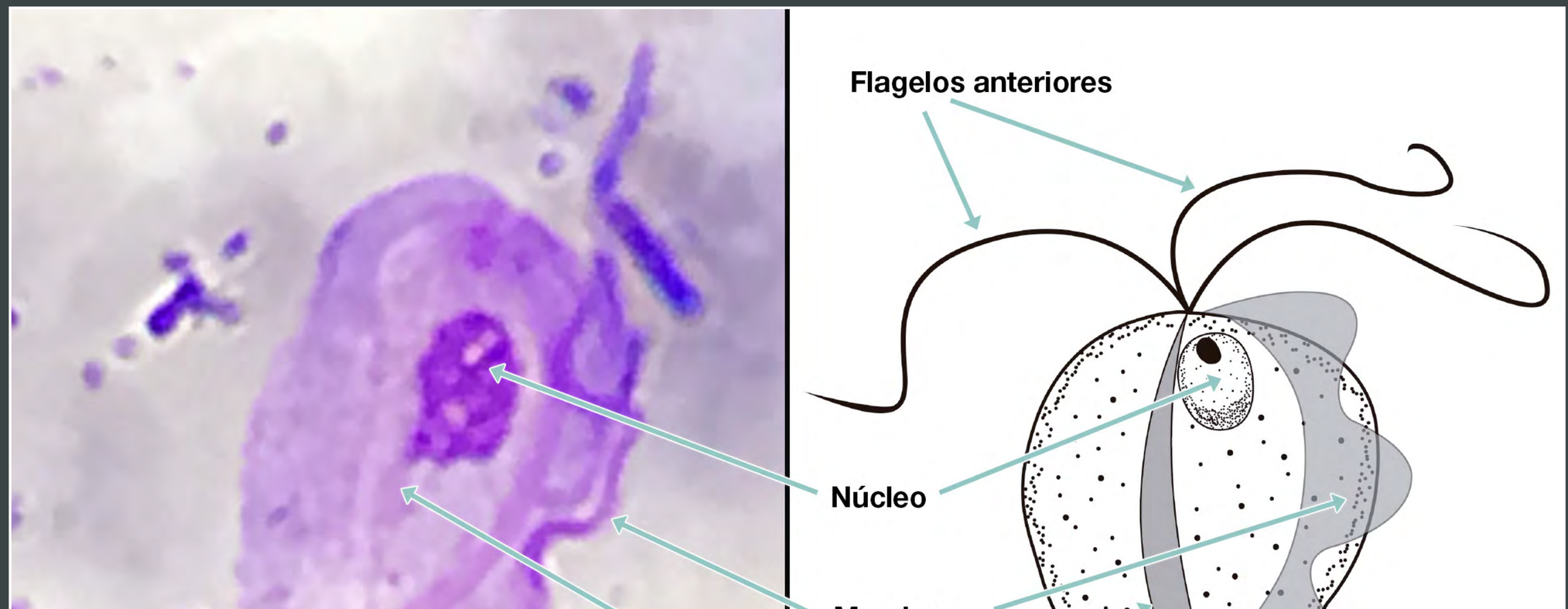


Figura 5.3. Trofozoítos de *Trichomonas* a 100X.

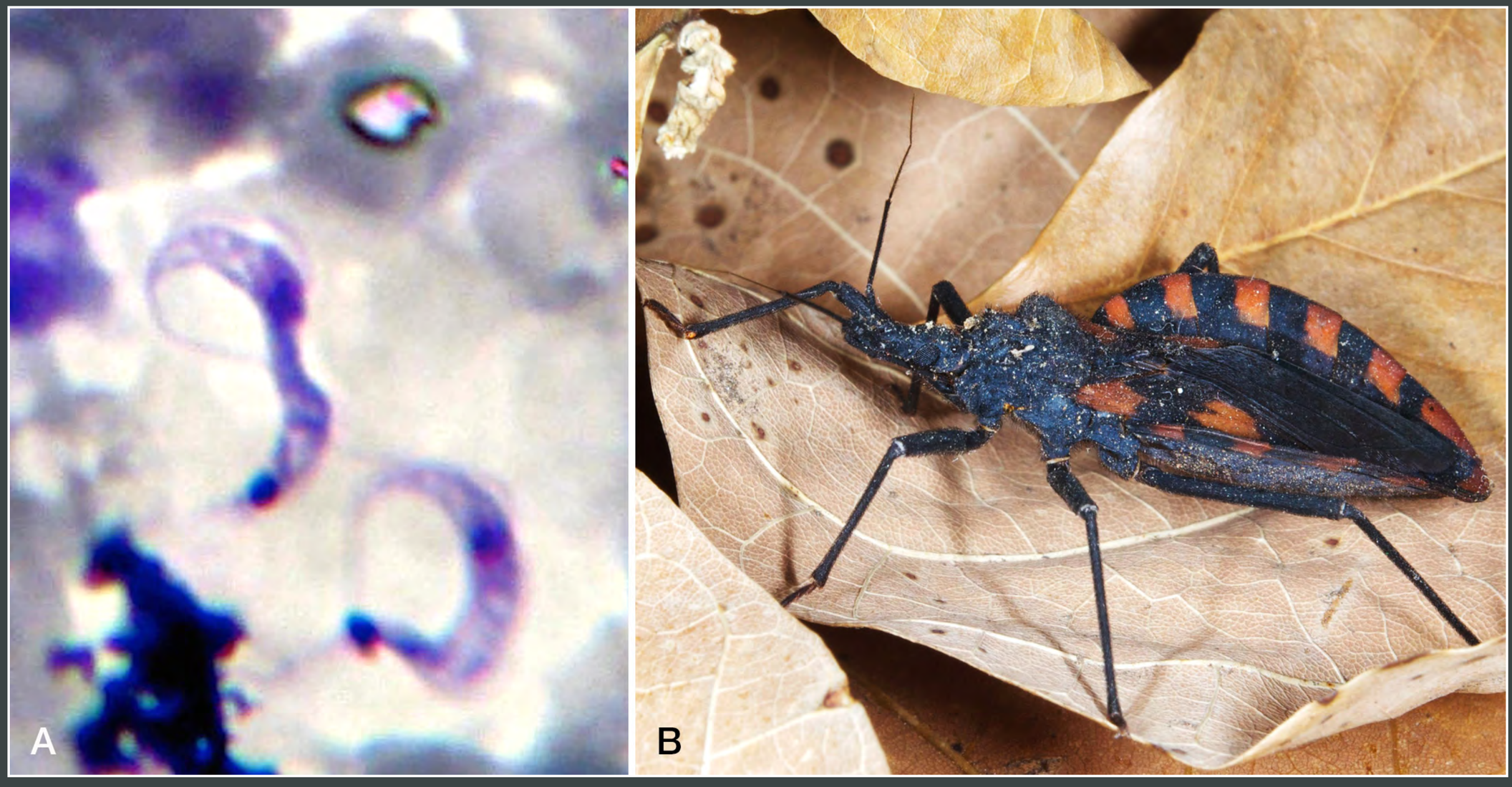


Figura 5.4. *Trypanosoma cruzi*. A. Tripomastigotes sanguíneos en frotis de gota gruesa. B. Chinche *Triatoma* spp., transmisor de *T. cruzi*.

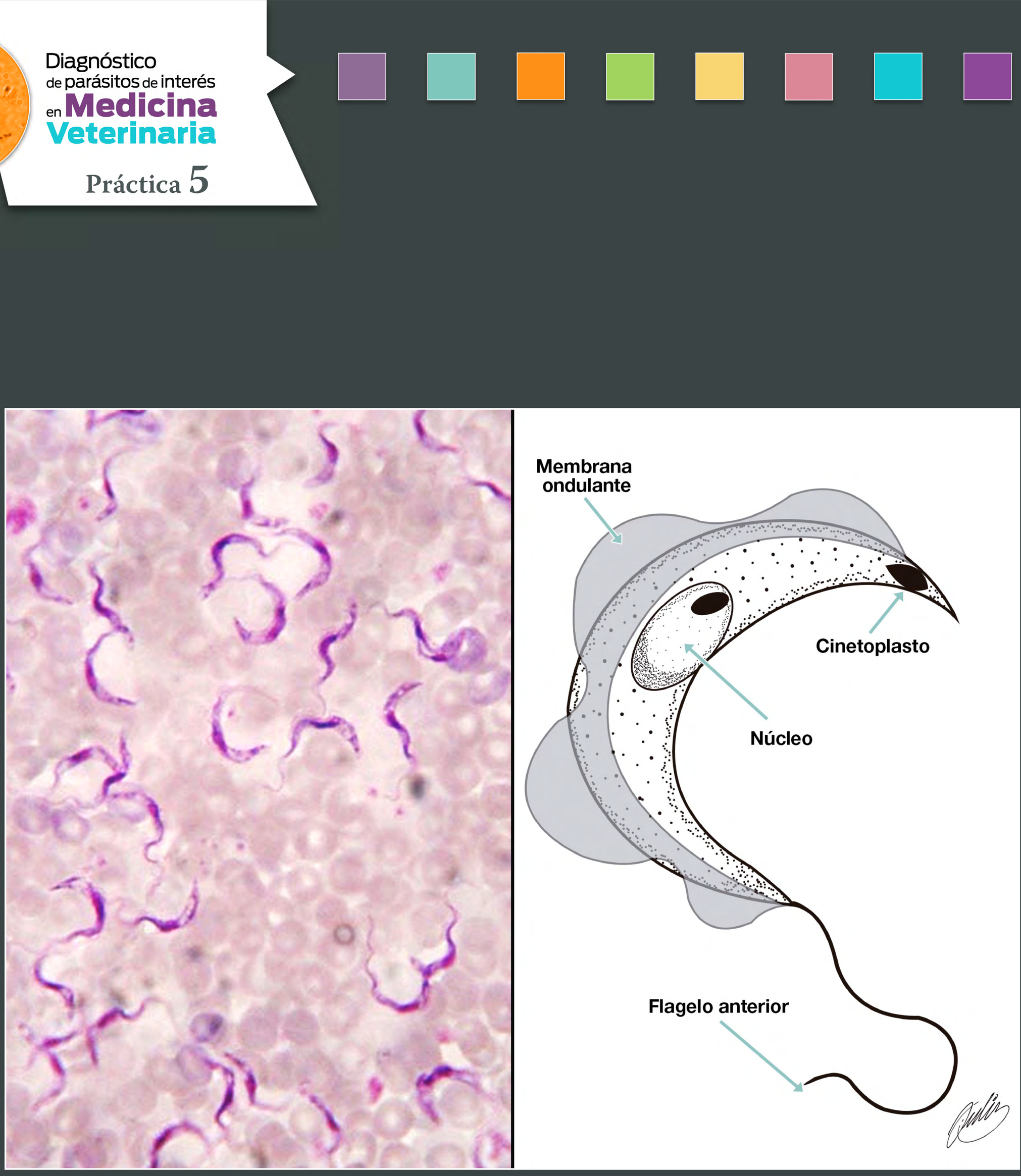


Figura 5.5. Tripomastigote de *Trypanosoma cruzi*.

Práctica 6

Morfología de los protozoarios apicomplexos intestinales, tisulares y hemáticos en animales domésticos

Alberto Ramírez Guadarrama y Evangelina Romero Callejas

Objetivo específico

Al término de la práctica el alumno diferenciará morfológicamente los protozoarios apicomplexos intestinales, tisulares y hemáticos más comunes, mediante técnicas permanentes y efímeras con el fin de identificarlos por microscopía.

Material y equipo

- Dos vasos de plástico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Asa de alambre de muestreo
- Mechero
- Cuchara
- Solución saturada de sal
- Coladera de plástico
- Microscopio compuesto
- Preparaciones permanentes de *Sarcocystis*, *Toxoplasma*, *Cryptosporidium* y *Babesia*. Ooquistes de *Eimeria* e *Isospora*

Introducción

El *phylum Apicomplexa* presenta características morfológicas y fisiológicas comunes: tiene una estructura especial que se

le conoce como complejo apical completo o incompleto, que se observa mediante microscopía electrónica, y se localiza en todos los zoítos destinados a invadir a las células que parasitan —parásitos intracitoplasmáticos obligados—. Manifiestan un solo núcleo, no tienen cilios ni flagelos, pero en algunos casos, algunos gametos son microgametocitos.

Se reproducen en forma asexual (esquizogonia y esporogonia) y sexual (gametogonia). Los principales géneros son *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp., *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Neospora* spp., *Toxoplasma* spp., *Sarcocystis* spp., *Babesia* spp.

Apicomplexos intestinales

Eimeria spp.

La mayoría de las especies de eimerias se localizan en el tracto intestinal de los animales domésticos, sin embargo, *Eimeria stiedae* de los conejos parasita los conductos biliares. Los ooquistes u oocistos tienen diversas formas: ovoidal, cilíndrica, subesférica, esférica o elíptica; diferentes colores como verde, amarillo, café o rosado; varían de tamaño según la especie. Su diagnóstico se realiza mediante las técnicas de flotación, cultivo de ooquistes para su esporulación con dicromato de potasio al dos por ciento y su medición por microscopía para determinar la especie. La carga parasitaria se cuantifica con la técnica de McMaster (video).

Morfología

Características del ooquiste no esporulado y esporulado:

- Su forma varía según la especie (figura 6.1).
- Mide entre 10 y 47 µm de longitud, dependerá de la especie.
- Algunas especies pueden ser lisas, rugosas, estriadas o con puntuaciones.

- Su color varía de acuerdo con la especie.
- Presentan doble membrana (externa e interna), un esporonte, un micrópilo, y algunas especies tienen un tapón del micrópilo (figura 6.2 A).
- El ooquiste esporulado posee cuatro esporoquistes, cada uno con dos esporozoítos en su interior, es la fase infectante (figura 6.2 B).
- Otras de sus estructuras morfológicas son: el gránulo polar, el cuerpo residual del esporoquiste, el cuerpo residual del ooquiste, el núcleo del esporozoíto (figura 6.3).

Cystoisospora spp.

Las especies de *Cystoisospora* spp. se localizan en el tracto intestinal de los perros y gatos. Los ooquistes pueden ser ovoides, subesféricos o esféricos; varían de tamaño según la especie. Su diagnóstico se realiza mediante las técnicas de flotación, cultivo de ooquistes para su esporulación y su medición por microscopía para determinar la especie.

Isospora spp.

Las especies de *Isospora* spp. se localizan en el tracto intestinal de los cerdos. Los ooquistes son similares a los de *Cystoisospora* spp., de forma ovoide, subesférica o esférica; varían de tamaño según la especie. Su diagnóstico se lleva a cabo mediante las técnicas de flotación, cultivo de ooquistes para su esporulación y su medición por microscopía para determinar la especie.

Morfología

Características del ooquiste no esporulado y esporulado:

- Los ooquistes no esporulados de *Cystoisospora* spp. e *Isospora* spp., son similares a los de *Eimeria* spp.
- Su forma varía según la especie.
- Miden entre 15 y 42 µm de longitud, dependerá de la especie de *Cystoisospora* spp.
- No tienen tapón de micrópilo.
- Los ooquistes esporulados tienen dos esporoquistes con cuatro esporozoítos cada uno (figura 6.4).

Cryptosporidium spp.

Es un parásito intracelular obligado, se reconocen entre 19 y 22 especies de *Cryptosporidium* y alrededor de 61 genotipos. Debido a la gran diversidad de huéspedes que parasita, se considera a *Cryptosporidium parvum* como la especie más importante. Es un patógeno emergente e importante agente etiológico de diarrea en animales y humanos a nivel mundial.

Para su diagnóstico a nivel de género, primero se aplican las técnicas de concentración como Faust o Sheather, y después la muestra se extiende para teñirla mediante las técnicas de Kinyoun, Ziehl-Neelsen modificado o Tricrómica de Gomori. Existen pruebas que detectan específicamente a *Cryptosporidium parvum*, están basadas en inmunoensayo enzimático (ELISA) para detectar coproantígenos e inmunofluorescencia (IFA), se utilizan en humanos pero pueden adaptarse fácilmente para su uso en animales.

Morfología

Características del ooquiste:

- Hay dos tipos de ooquiste, de pared delgada y de pared gruesa.
- Sus formas en general son esféricas o elípticas.

- Miden entre 4 y 6 µm.
- Presentan cuatro esporozoítos en el interior (no visibles en el microscopio compuesto).

Nota: Las características morfológicas ayudan poco en la diferenciación de especies; se requiere de micrometría, técnicas moleculares y el conocimiento de especificidad de hospedero para la identificación correcta.

Apicomplexos intestinales o tisulares

Toxoplasma gondii

Es un coccidio de distribución mundial, parásito intracelular obligado. Los felinos domésticos y silvestres son los hospederos definitivos. Los hospederos intermediarios son ratones, ratas, ovinos, caprinos, porcinos, equinos, bovinos, otros mamíferos, aves y el hombre.

Existen tres linajes clonales predominantes, denominados tipos I, II y III. La virulencia es muy variable y depende del genotipo. También existen cepas atípicas.

Morfología

Toxoplasma gondii invade la mayoría de las células nucleadas y adopta diferentes estadios: ooquistes no esporulados y esporulados, trofozoítos (taquizoítos y bradizoítos).

Características del ooquiste:

- Los **felinos** eliminan los ooquistes no esporulados que poseen un esporonte.
- Los ooquistes esporulados son ovoidales. Miden 10-13 µm × 9-11 µm y contienen dos esporoquistes, cada uno con cuatro esporozoítos.

Características del trofozoíto

Taquizoítos: de rápida reproducción intracelular, se observan en la fase aguda y son responsables de la diseminación y la destrucción tisular.

- Miden 6 × 3 µm.
- El núcleo está situado en el centro.
- Presentan el complejo apical formado por el conoide, el anillo polar, las micronemas, las rhoptrias y los gránulos densos; en la adhesión solo se observan con microscopía electrónica (figura 6.5 A).
- Forma semilunar, con un extremo aguzado y el otro redondeado (figura 6.5 B).

Bradizoítos: de reproducción lenta, contenidas en *quistes tisulares,* se observan en la fase crónica.

- Los bradizoítos miden 7 µm × 1.5 µm.
- El núcleo está situado hacia el extremo posterior.
- Su morfología es semejante a la de los taquizoítos.
- Forman quistes intracelulares en músculos y cerebro.

Sarcocystis spp.

Sarcocystis spp. afecta a un amplio número de mamíferos que actúan como hospederos intermediarios, donde se lleva a cabo la reproducción asexual y se desarrollan los quistes o sarcoquistes que se localizan en los músculos esqueléticos y cardíaco principalmente, pero a veces se hallan en el esófago y el cerebro. El gato, el perro y el hombre actúan como hospederos definitivos, donde se desarrolla la fase sexual del parásito, liberando al medio ambiente esporoquistes infectivos que se localizan en el intestino delgado.

En los bovinos, se han reportado tres especies de *Sarcocystis* spp.: *Sarcocystis cruzi* sin. *S. bovicanis*, *Sarcocystis hirsuta* sin. *S. bovifelis*, y el *Sarcocystis hominis* sin. *S. bovihominis*. En los ovinos se manifiestan cuatro especies de *Sarcocystis* spp.: *Sarcocystis tenella* sin. *S. ovicanis*, *Sarcocystis gigantea* sin. *S. ovifelis*, *S. arieticanis* y *S. medusiformis*. Los caprinos pueden ser infectados por tres especies: *Sarcocystis capracanis*, *Sarcocystis hircicanis* y el *Sarcocystis caprafelis* (*S. movei*). En los puercos, se desarrollan tres especies: *Sarcocystis miescheriana* sin. *S. suicanis*, *S. porcifelis* es el gato, y *S. suihominis*, que tiene al hombre como hospedador definitivo. En los equinos, se han reportado infecciones por *Sarcocystis bertrami*, *Sarcocystis equicanis*, *Sarcocystis fayeri* y *Sarcocystis neurona*.

Características del ooquiste:

- De forma elipsoidal, está esporulado cuando es eliminado en las heces.
- Mide 12-16 × 9-11 µm.
- Contiene dos esporoquistes de forma ovoide, cada uno con cuatro esporozoítos y un cuerpo residual granular.

Características de los trofozoítos:

- Los sarcoquistes o quistes (figura 6.6) son de pared delgada o gruesa, tienen forma alargada, cilíndrica o afilada, pero también pueden ser irregulares, son de color blanco arenoso.
- Miden de 1 a 10 mm de diámetro y 10 mm de largo, contienen los bradizoítos.
- Presentan tres tipos de bradizoítos o cistozoítos: cistozoíto ameboideo, cistozoíto redondo o metrozoíto, y el cistozoíto en forma de plátano, estos últimos miden 5 a 12 µm de longitud,

con el extremo anterior terminado en punta y el posterior redondeado.

- Tienen diferencias organelas, en forma y en densidad electrónica. Son de forma ovoide o esferoidal, contiene una estructura compleja; poseen una cápsula con digitaciones externas (citofanereas) las que varían en número, largo y grosor; de la misma cápsula se desprenden tabiques incompletos dirigidos al centro, entre los que se ubican los paquetes de bradizoítos.

Apicomplexos hemáticos

Los apicomplexos hemáticos de importancia en medicina veterinaria están clasificados taxonómicamente en dos familias:

Babesia spp.

Babesia spp. es un protozoo intracelular obligado, su ciclo biológico es indirecto, los hospedadores intermediarios corresponden a vertebrados como rumiantes, equinos, caninos, felinos, porcinos, roedores y el hombre, en los cuales se reproduce asexualmente en los eritrocitos.

El hospedador intermedio corresponde a un invertebrado, como algunos géneros de garrapatas, en éstas el protozoo se reproduce de forma sexual por bipartición o esquizogonia. Las especies de babesias, que afectan al ganado bovino, son *Babesia bovis* y *Babesia bigemina*, trasmitidas por *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*.

La babesiosis se puede diagnosticar por identificación de los parásitos en la sangre mediante frotis sanguíneo de capa fina, teñido con Giemsa o Wright, por técnicas moleculares (PCR) y pruebas serológicas. En la sangre y los tejidos, los parásitos se detectan con mayor facilidad durante las infecciones agudas.

Características del trofozoíto:

- Forma de pera, ameboide, redonda u oval dentro de los eritrocitos, lo que genera uno, dos, cuatro o más trofozoítos (figura 6.7 A).
- Polos más afilados, unidos, y el extremo posterior, donde se encuentra el núcleo, es redondo (figura 6.7 B).
- El tamaño general de *Babesia* varía de 1.5 a 5 µm, y debido a esto, se dividen en "*babesias*" grandes, que miden más de 3 µ, y babesias pequeñas que miden menos de 3 µ. 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 profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de los protozoarios apicomplexos intestinales, tisulares y hemáticos en animales domésticos (*Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Toxoplasma* spp., *Sarcocystis* spp., *Babesia* spp.).
- Indicará la realización de un frotis sanguíneo por alumno, así como su tinción y la observación de las preparaciones para identificar posibles hemoparásitos.
- Entregará las preparaciones fijas y teñidas de protozoarios apicomplexos para cada equipo.
- Colocará preparaciones temporales de ooquistes de *Eimeria* spp. y *Cystoisospora* spp. en un microscopio compuesto para su observación con el objetivo 10X y 40X.

- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para enfocar las preparaciones fijas teñidas.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica, el material y equipo a utilizar durante la práctica.
- Practicará la técnica de flotación utilizando materia fecal de diferentes especies animales para determinar la presencia de ooquistes de *Eimeria* spp. y *Cystoisospora* spp.
- Observará las preparaciones permanentes teñidas, que se le hayan proporcionado, de la colección del departamento de parasitología para la identificación de los apicomplexos intestinales y hemáticos, mediante los siguientes criterios y características morfológicas que se listan:

Ooquistes no esporulados y esporulados

- Forma y dimensiones.
- Presencia o ausencia de características morfológicas específicas (esporonte, micrópilo, tapón del micropilo, gránulo polar, etcétera).
- Número de esporocistos y esporozoítos.
- Dibujará los ooquistes observados indicando las estructuras relevantes para su identificación.

Trofozoítos

- Forma y dimensiones.
- Presencia o ausencia de características morfológicas específicas.
- Dibujará los trofozoítos observados indicando las estructuras relevantes para su identificación.



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 6

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los protozoarios apicomplexos mediante la observación microscópica de preparaciones teñidas y el procesamiento de materia fecal a través de la técnica de flotación para la visualización de los parásitos en el microscopio compuesto.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 6

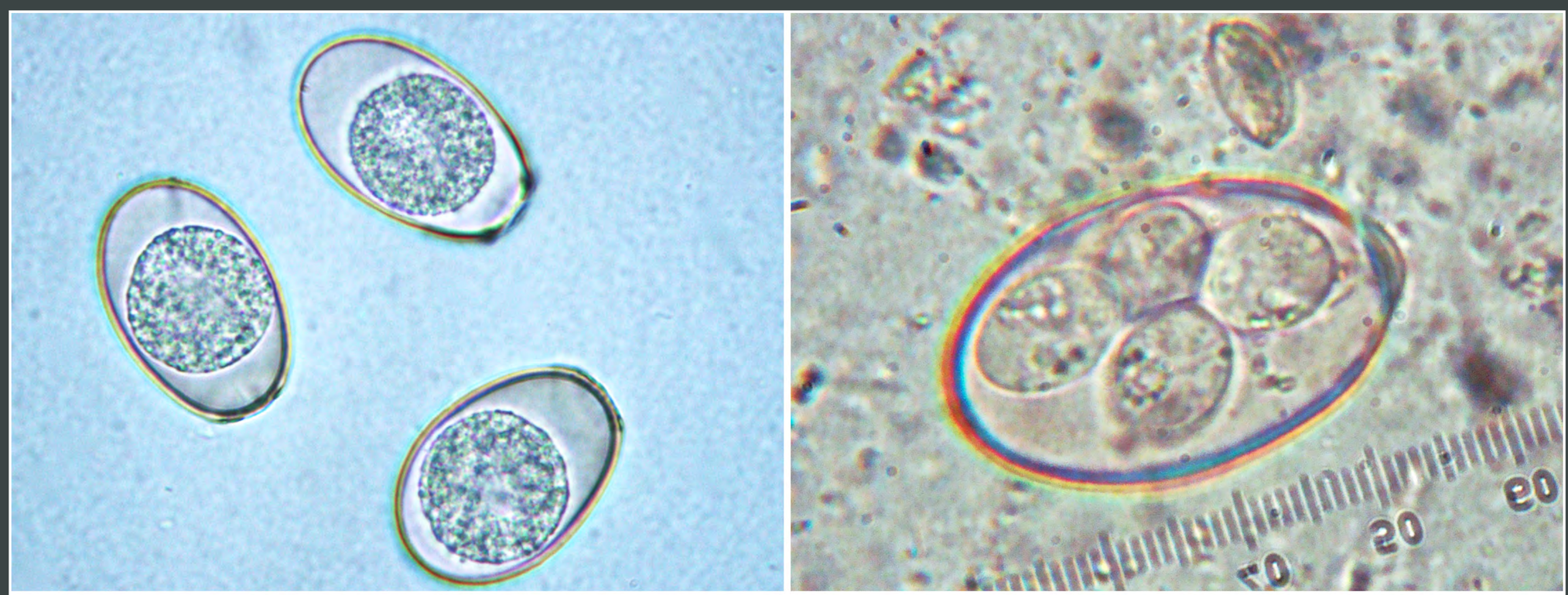


Figura 6.1. Diferentes formas de ooquistes de coccidias.

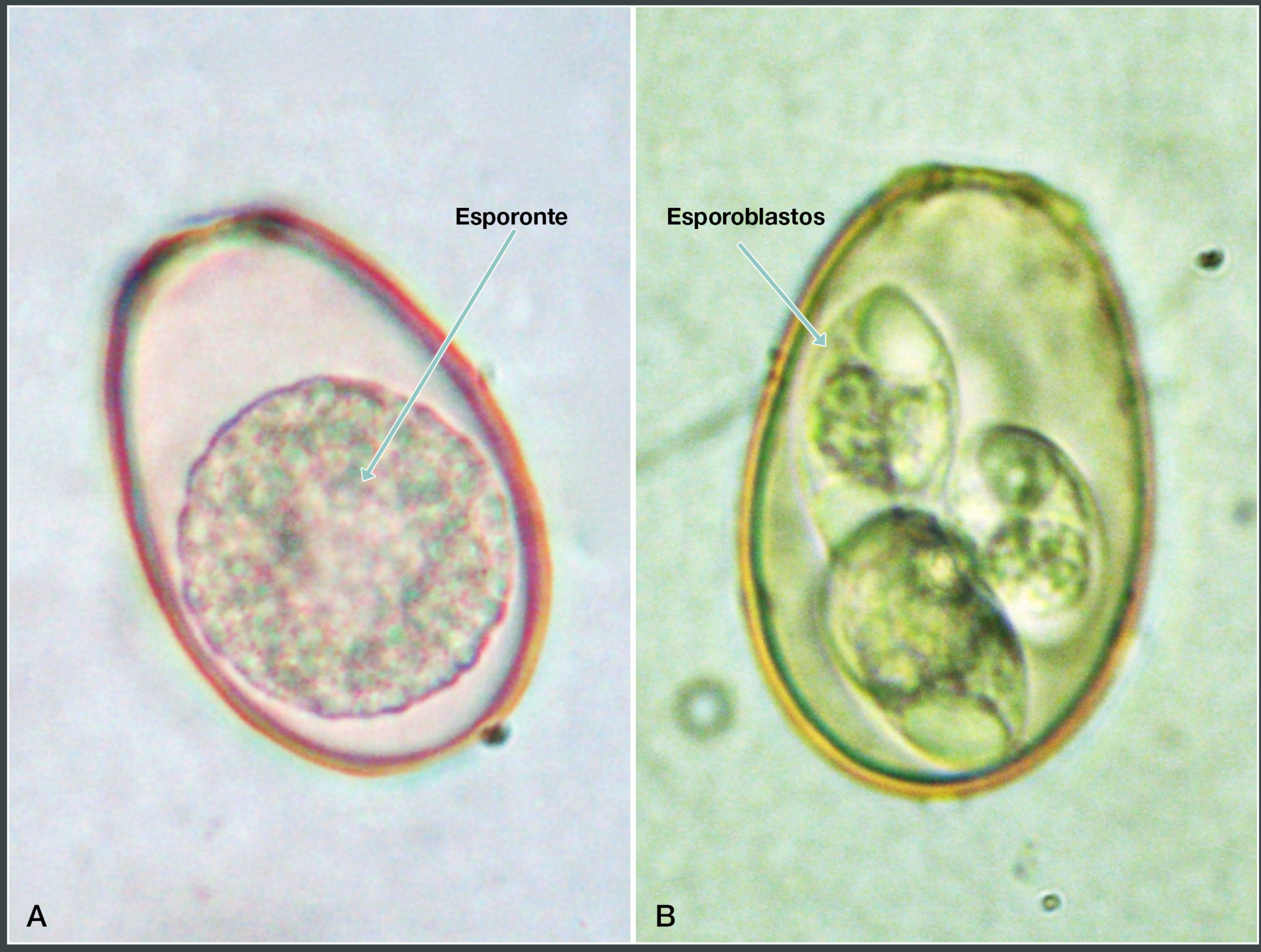


Figura 6.2. *Eimeria* spp. A. Ooquiste sin esporular. B. Ooquiste esporulado, infectante.

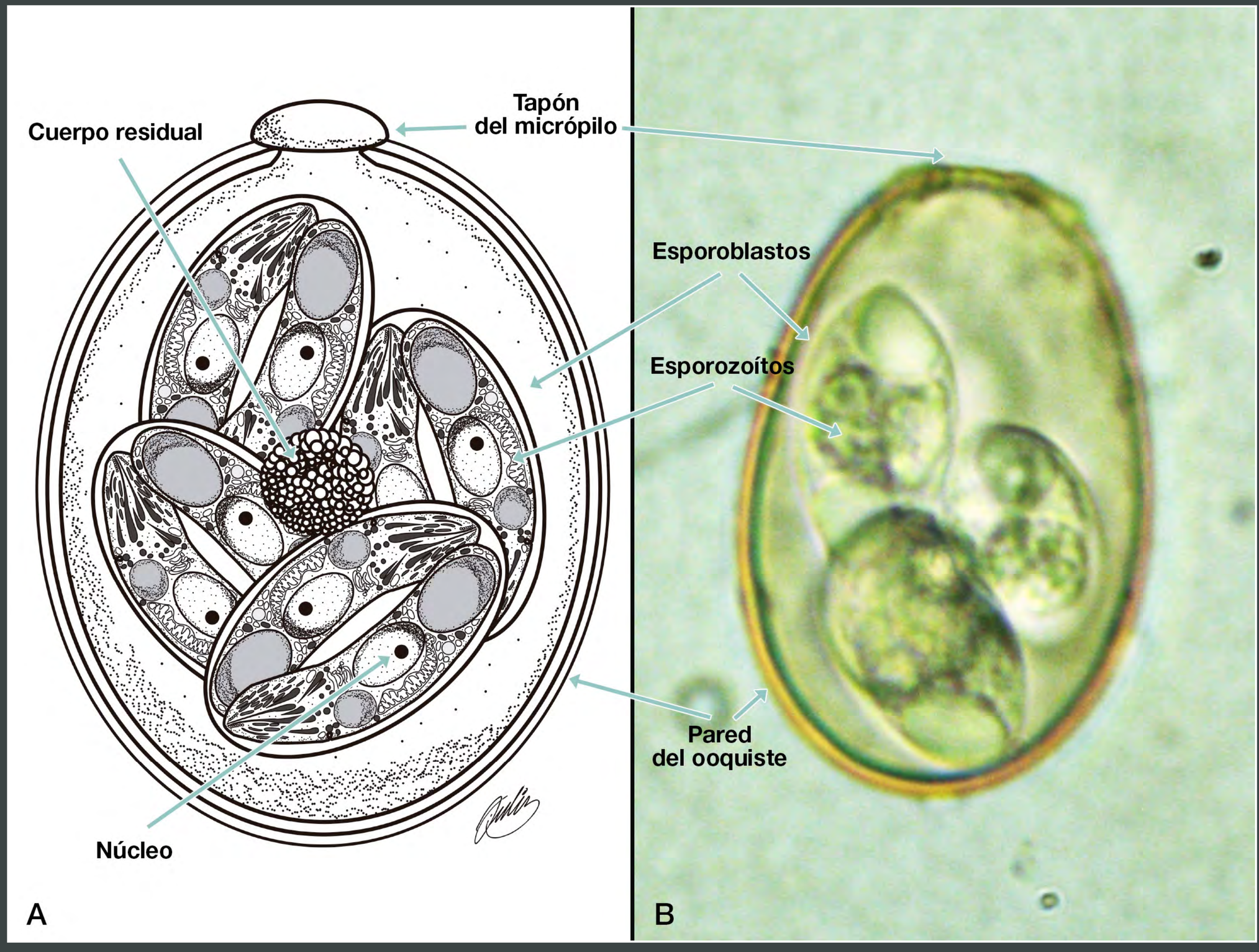


Figura 6.3. Principales estructuras de un ooquiste esporulado de *Eimeria* spp.

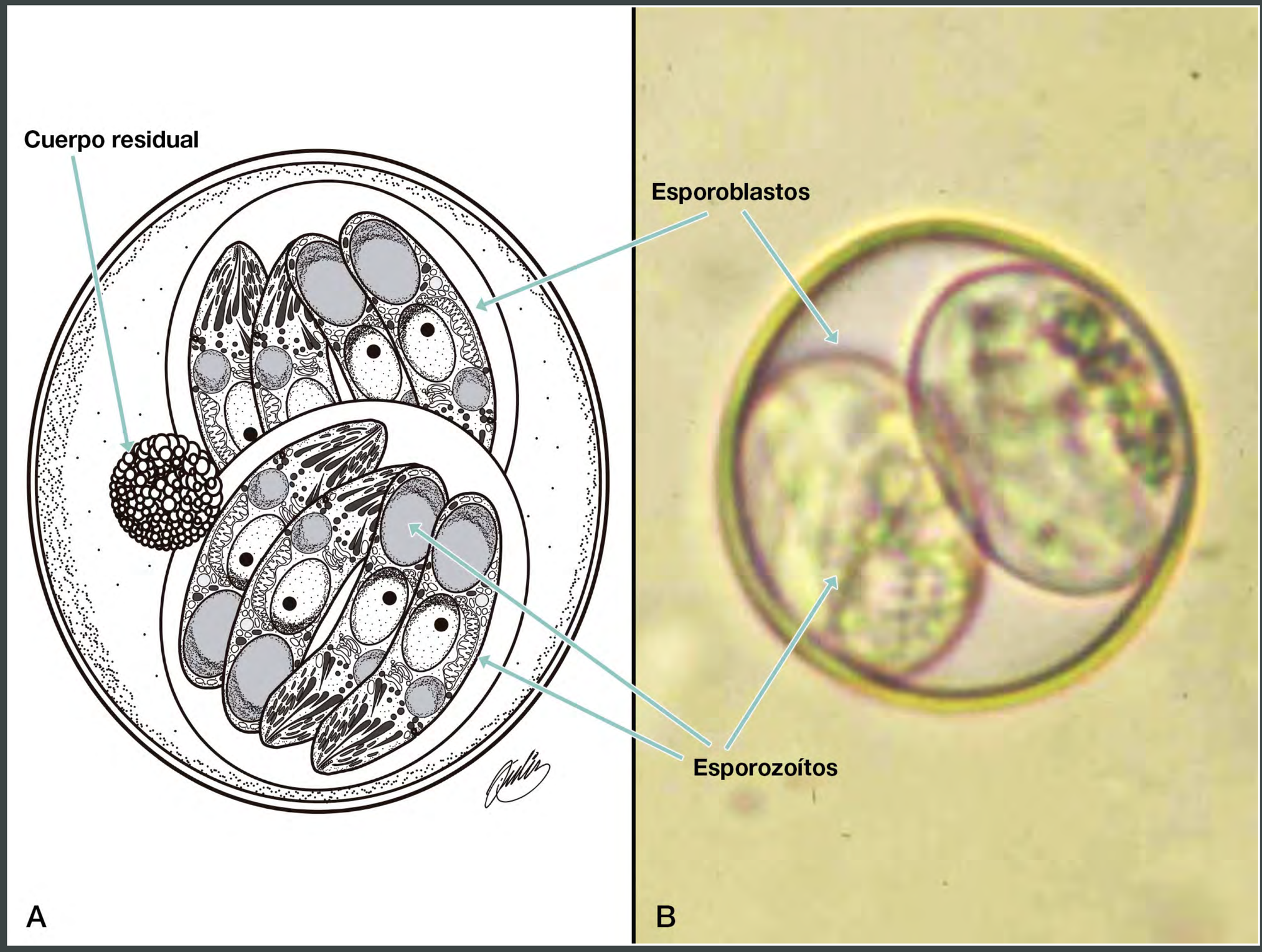


Figura 6.4. Principales estructuras de un ooquiste esporulado de *Cystoisospora* spp.

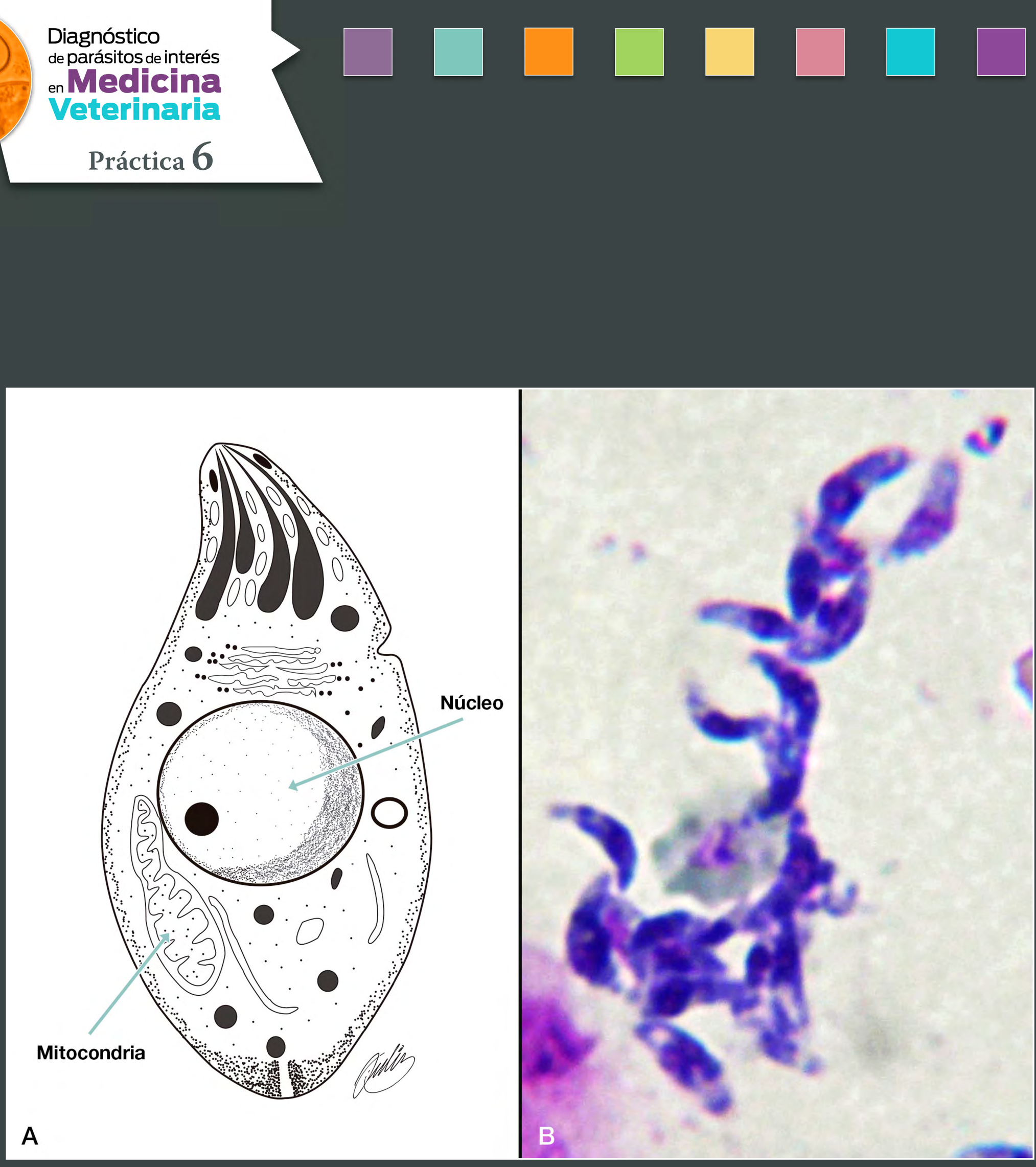


Figura 6.5. *Toxoplasma gondii*. A. Esquema del trofozoíto. B. Taquizoítos cultivados en exudado peritoneal de ratón.

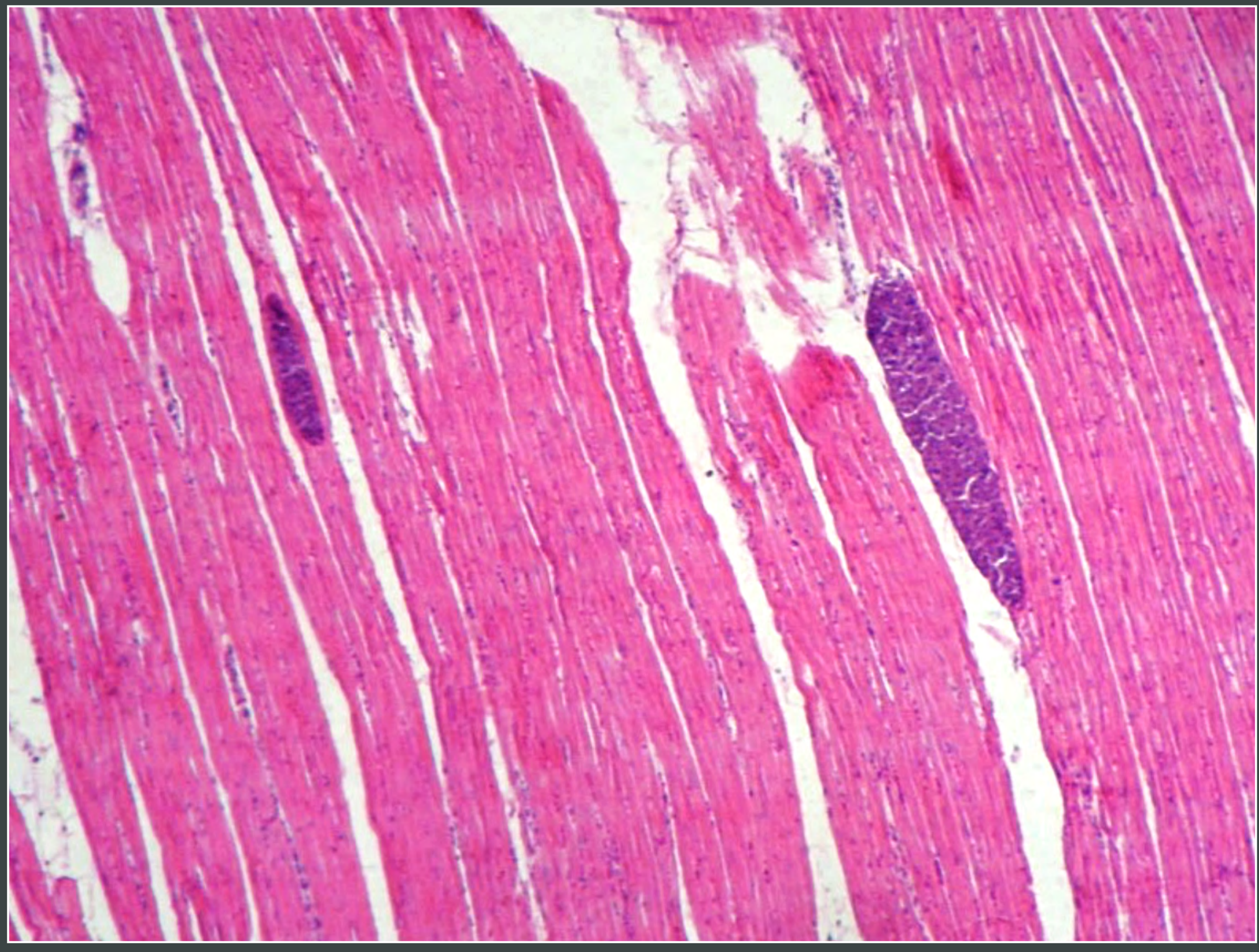


Figura 6.6. Sarcoquiste de *Sarcocystis* spp.

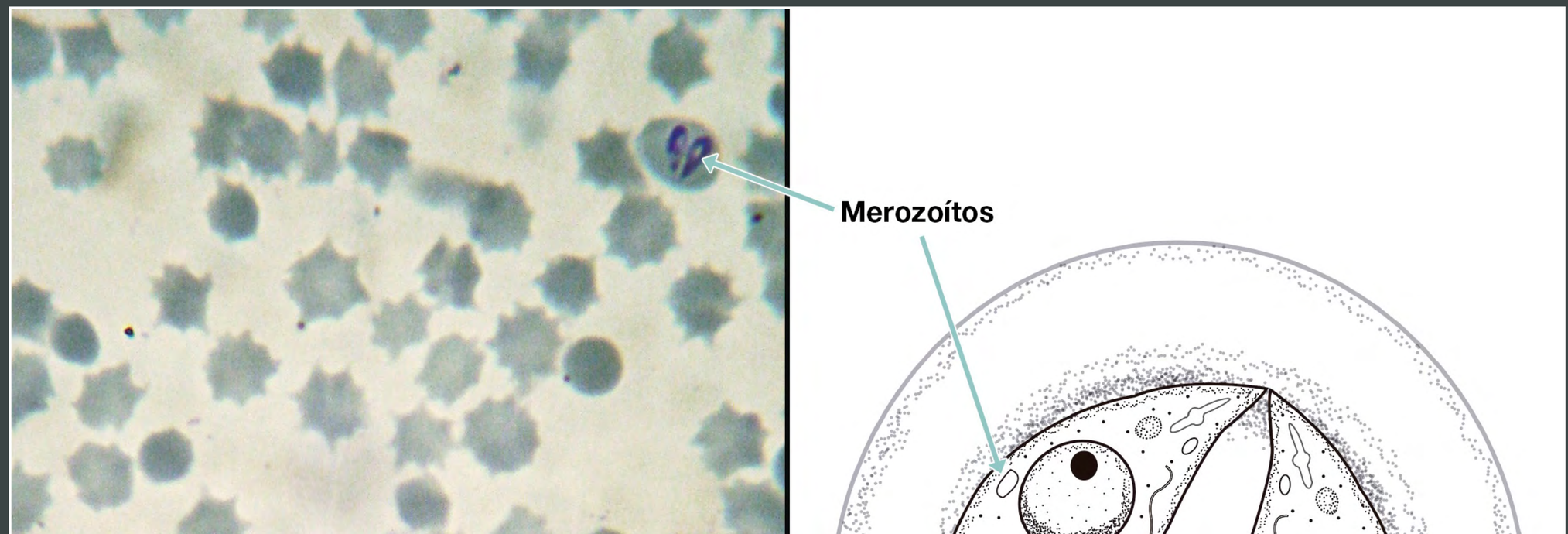


Figura 6.7. *Babesia* spp. A. Esquema de un eritrocito infectado. B. Frotis sanguíneo con *Babesia bigemina* (100X).

Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**



Capítulo III:

Platelmintos

Práctica 7

Morfología de los platelmintos adultos de los bovinos, ovinos, caprinos y equinos

Froylán Ibarra Velarde y Yolanda Vera Montenegro

Objetivo específico

Al término de la práctica, el alumno diferenciará morfológicamente los platelmintos adultos más comunes de los bovinos, ovinos, caprinos y equinos, mediante técnicas permanentes y efímeras con el fin de identificarlos por microscopía.

Material y equipo

- Heces positivas a *Fasciola hepatica*
- Cuchara
- Dos vasos de precipitados de 250 mL
- Agua
- Coladera o tamiz de malla fina
- Caja de Petri cuadriculada
- Azul de metileno o violeta de genciana
- Microscopio estereoscópico
- Parásitos adultos y huevos de: *Fasciola*, *Paramfistomidos*, *Moniezia*, *Thysanosoma*, *Anoplocephala*, Caracoles Lymnaea.

Introducción

Los platelmintos se caracterizan por ser, con algunas excepciones, aplanados dorso-ventralmente, hermafroditas en su ma-

yoría, por tener un cuerpo sólido (acelomados) y poseer ventosas (figura 7.1). Existen tres clases taxonómicas: 1) *Turbellaria*, caracterizada porque la mayoría de los géneros que la integran son de vida libre, 2) *Trematoda*, que incluye parásitos con ciclos de vida indirectos y complejos (figura 7.1 A) y 3) *Cestoda*, son parásitos obligados, de cuerpo alargado o estróbilo compuesto de unidades que se repiten llamadas proglotis (figura 7.1 B).

Trematodos

La subclase *Digenea* se caracteriza por incluir géneros que en su mayoría parasitan vertebrados cuando alcanzan el estadio adulto, e invertebrados durante sus fases larvarias. Su principal particularidad morfológica es la presencia de una o dos ventosas, la cual se denomina oral cuando está situada en la porción anterior del parásito, mientras que la más distal a esta porción se llama ventral o acetábulo. El sistema tegumentario está formado por un sincitio (capa sencilla de citoplasma con cuerpos celulares debajo de ella). Su sistema reproductor hermafrodita es muy especializado y capaz de producir una gran cantidad de huevos al día.

En la subclase *Digenea* hay varios parásitos de gran importancia veterinaria particularmente en la familia *Fasciolidae*, *Dicrocoelidae*, *Paramphistomidae* y *Schistosomatidae*.

La familia más importante es la *Fasciolidae* y la mayoría de la información está orientada hacia este grupo.

Fasciola hepatica

Se localiza en el hígado y los conductos biliares principalmente de ovinos y bovinos, y de muchos otros animales domésticos incluyendo al hombre. Se trasmite a través de la ingestión de la

metacercaria (fase infectante del parásito), que se ingiere con la pastura o en el agua (video).

Morfología

1. Características del adulto (figura 7.2):
   - Tiene forma de hoja.
   - Mide de 2.5 a 3.5 cm de longitud.
   - Tiene dos ventosas que le sirven para adherirse al huésped.
   - Posee un tegumento cubierto con espinas.
   - Su sistema digestivo es simple: faringe, esófago y un par de ciegos intestinales ramificados (figura 7.3 A).
   - Son hermafroditas: la parte masculina contiene un par de testículos. El sistema femenino presenta un solo ovario que conduce a un oviducto donde se fertilizan los huevos. El útero alberga los huevos antes de que su sistema los elimine.

2. Características de los huevos de *Fasciola hepatica* (figura 7.3 B):
   - Los huevos poseen una cáscara delgada, teñida con pigmentos biliares que dan el color amarillo oro, miden entre 120 a 150 µm y son operculados.
   - En el interior del huevo se encuentra el embrión de color claro y en posición central.
   - Los huevos se identifican mediante la técnica de sedimentación.

3. Características de las fases larvarias:

   Miracidio. Larva recubierta de cilios con una papila cónica en el extremo anterior que le permite penetrar en el caracol, hospedador intermediario, un par de manchas oculares, un sistema nervioso, un sistema excretor rudimentario y un

grupo de células germinales que son las progenitoras de la siguiente generación larvaria.

Cuando el miracidio penetra al caracol pierde su cubierta ciliada, entonces migra hacia las gónadas o glándulas digestivas y forma un esporocisto madre o de primer orden. Se estima que el miracidio solo vive 24 horas.

Esporocisto. De forma elipsoidal, sacciforme, más o menos alargado, curvado o sinuoso; carece de aparato digestivo, nervioso o reproductor. En el centro del esporocisto, existe una cámara de incubación en la que se encuentran las masas germinales que originarán a la siguiente generación larvaria.

Redias. La redia es alargada, y tiene una boca en su extremo anterior y los órganos digestivos. La boca se comunica con una musculosa faringe, que a su vez lo hace con un saco intestinal ciego. Con estos órganos, la redia se alimenta de los tejidos del caracol.

Cercarias. Se desarrollan en la cámara de incubación de los esporocistos o de las redias, posee ventosas, ciegos intestinales, aparato excretor y cola. Cuando está madura abandona los esporocistos por el tocostoma o poro obstétrico.

Metacercarias. La cercaria pierde la cola y se enquista en el medio externo transformándose en metacercaria, una réplica juvenil del adulto. Solo la metacercaria es la fase infectiva del parásito.

Características morfológicas de los caracoles. La concha de los caracoles limneidos es dextrógira, es decir, la abertura se localiza hacia el lado derecho. La concha está enrollada en forma de espiral. Son hermafroditas, tienen tentáculos en la cabeza-pie, la boca y la rádula; en la región paleal se encuentra el borde del manto que es plano y liso, y por úl-

timo, la región visceral se compone de aparato digestivo y aparato reproductor (figura 7.4).

En México, los caracoles hospederos de *Fasciola hepatica* son: *Lymnaea humilis*, *L. cubensis* y *L. bulimoides*.

Paramfistómidos: comprenden dos géneros principales: *Paramphistomum* y *Cotylophoron*.

- Estos trematodos tienen una ventosa oral y un acetábulo (figura 7.5). Los adultos en fresco son de color claro a rojo brillante y tienen forma de pera (figura 7.6 A).
- Miden aproximadamente de 5-13 × 2-5 mm.
- Su tegumento no posee espinas.

Características de los huevos de los paramfistómidos:

- Los huevos de *Paramphistomum* miden de 114-176 × 73-100 µm, y los de *Cotylophoron* de 125-135 × 61-68 µm (figura 7.6 B).
- Se identifican con la técnica de sedimentación.

Cestodos

Los cestodos son parásitos alargados, segmentados, aplanados y casi con forma de listón o cinta. En el extremo anterior, se encuentra el escólex que tiene ventosas con las que el cestodo se sujeta al órgano blanco del huésped definitivo, que en la mayoría de los casos, es el intestino delgado. Algunas especies de cestodos tienen un rostelo con ganchos, y en ese caso se les denomina "armados". Los cestodos absorben los nutrientes a través del tegumento.

Detrás del escólex, se identifica una región de crecimiento denominada cuello. A partir de éste, se desarrolla el resto del cuerpo de un cestodo, denominado estróbilo —compuesto por proglotis individuales— (figura 7.7). Los proglotis más cercanos al escólex y al cuello se denominan inmaduros, los que están

a una distancia intermedia se llaman maduros, y los más lejanos del escólex, son los proglotis grávidos (figura 7.8).

Al igual que en el caso de los trematodos digeneos, cada proglotis de un cestodo contiene los órganos reproductores del macho y la hembra, es decir, son hermafroditas (figura 7.9). Los proglotis maduros contienen órganos sexualmente maduros y funcionales; los grávidos poseen órganos reproductores que se han degenerado a tal grado, que la única porción que permanece es el útero lleno de huevos del cestodo. Generalmente, estos proglotis grávidos pueden observarse en la materia fecal sin necesidad de una lente de aumento. Algunos como los de *Dipylidium* spp. son muy activos.

Las especies de *Moniezia* spp. y *Thysanosoma actinioides* parasitan a los rumiantes; mientras que *Anoplocephala* spp. es un cestodo que afecta a equinos.

Características del adulto de *Moniezia* spp.:

- *Moniezia* spp. se localiza en el intestino delgado de bovinos, ovinos y caprinos (figura 7.10).
- Puede llegar a medir seis metros.
- El escólex no posee ganchos, es decir, es desarmado porque carece de rostelo (figura 7.11 A).
- Los proglotis individuales son cortos y anchos.
- Cada proglotis contiene un par de órganos genitales, por lo que tiene dos poros genitales, uno a cada lado del proglotis.

Características de los huevos de *Moniezia* spp. (figura 7.11 B):

- En ambas especies, los huevos están cubiertos por una cascará gruesa, y en su interior, tienen un embrión con forma de pera (aparato piriforme).

- Los huevos de *M. expansa* son triangulares o piramidales, y miden de 56 a 67 µm.
- Los huevos de *M. benedeni* son cuadrados o cúbicos y miden aproximadamente 75 µm de diámetro.
- Se identifican con la técnica de flotación.

Moniezia benedeni afecta a los bovinos y posee glándulas entre proglotis (interproglotídeas) concentradas a la mitad del proglotis (figura 7.12 A).

Moniezia expansa parasita bovinos, ovinos y caprinos. Posee glándulas interproglotídeas expandidas a lo ancho del proglotis (figura 7.12 B).

Características de *Thysanosoma actinioides*:

- Se localiza en los ductos biliares, pancreáticos y en el intestino delgado de los rumiantes.
- El adulto mide 8 mm × 15-30 cm y se identifica en la necropsia.
- Los proglotis son cortos y poseen festones posteriores (figura 7.13 A y 7.14).
- Posee un escólex desarmado (figura 7.13 B).
- Deposita los huevos en paquetes de 6 a 12 huevos, en los que cada uno mide de 19 a 27 µm. No tiene aparato piriforme y se le identifica mediante la técnica de flotación.

Características de *Anoplocephala perfoliata* (video):

- Se localiza en el intestino de los equinos (figura 7.15).
- El adulto mide de 5 a 8 cm de longitud y hasta 1.2 cm de ancho. Se identifica en la necropsia.
- El escólex es desarmado y oblongo, mide de 2 a 3 mm de diámetro y tiene dos protuberancias muy prominentes llamadas

escofietas, detrás de cada una de las cuatro ventosas (figura 7.16 A).

- Los proglotis son más anchos que largos.
- Cada proglotis tiene un par de órganos reproductores.
- Los huevos son de pared gruesa, con uno o más lados aplanados y miden de 65 a 80 µm de diámetro. No poseen aparato piriforme. Se identifican mediante la técnica de flotación.
- Los huevos tienen tres capas y en el interior tienen un aparato piriforme (figura 7.16 B).

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de *Fasciola hepatica* y hará una breve comparación con *Paramphistomum* spp.
- Mostrará la morfología general del parásito en muestras frescas, ya sea en hígado parasitado o en fasciolas mantenidas en alcohol.
- Entregará las preparaciones fijas y teñidas del trematodo a cada equipo para reconocer su estructura interna.
- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para enfocar las preparaciones fijas teñidas.
- Dará una breve explicación de la morfología y las características generales de los cestodos.
- Dará una breve explicación de la morfología de los adultos y los huevos de *Moniezia expansa*, *M. benedeni*, *Thysanosoma actinioides* y *Anoplocephala perfoliata*.
- Indicará cuáles son las técnicas de diagnóstico para *Moniezia expansa*, *M. benedeni*, *Thysanosoma actinioides* y *Anoplocephala perfoliata*.



Práctica 7

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y equipo a utilizar durante la práctica.
- Observará al microscopio estereoscópico la morfología de *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum*.
- Conocerá la forma, tamaño y abertura de los caracoles limneidos para compararlos con hospederos intermediarios de *Fasciola hepatica*.
- Determinará la presencia de huevos de *Fasciola hepatica* a través de la técnica de sedimentación, y conocerá su diagnóstico diferencial con paranfistómidos.
- Determinará la presencia de cestodos adultos en heces de rumiantes y equinos mediante las técnicas coprológicas macroscópicas.
- Determinará la presencia de huevos de *Moniezia* spp., *Thysanosoma actinioides* y *Anoplocephala* spp. mediante la técnica de flotación.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los platelmintos adultos que afectan a los rumiantes y equinos mediante la observación microscópica de preparaciones y el procesamiento de materia fecal mediante las técnicas de sedimentación y flotación para la visualización de los huevos de trematodos y cestodos, respectivamente, en el microscopio compuesto.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 7

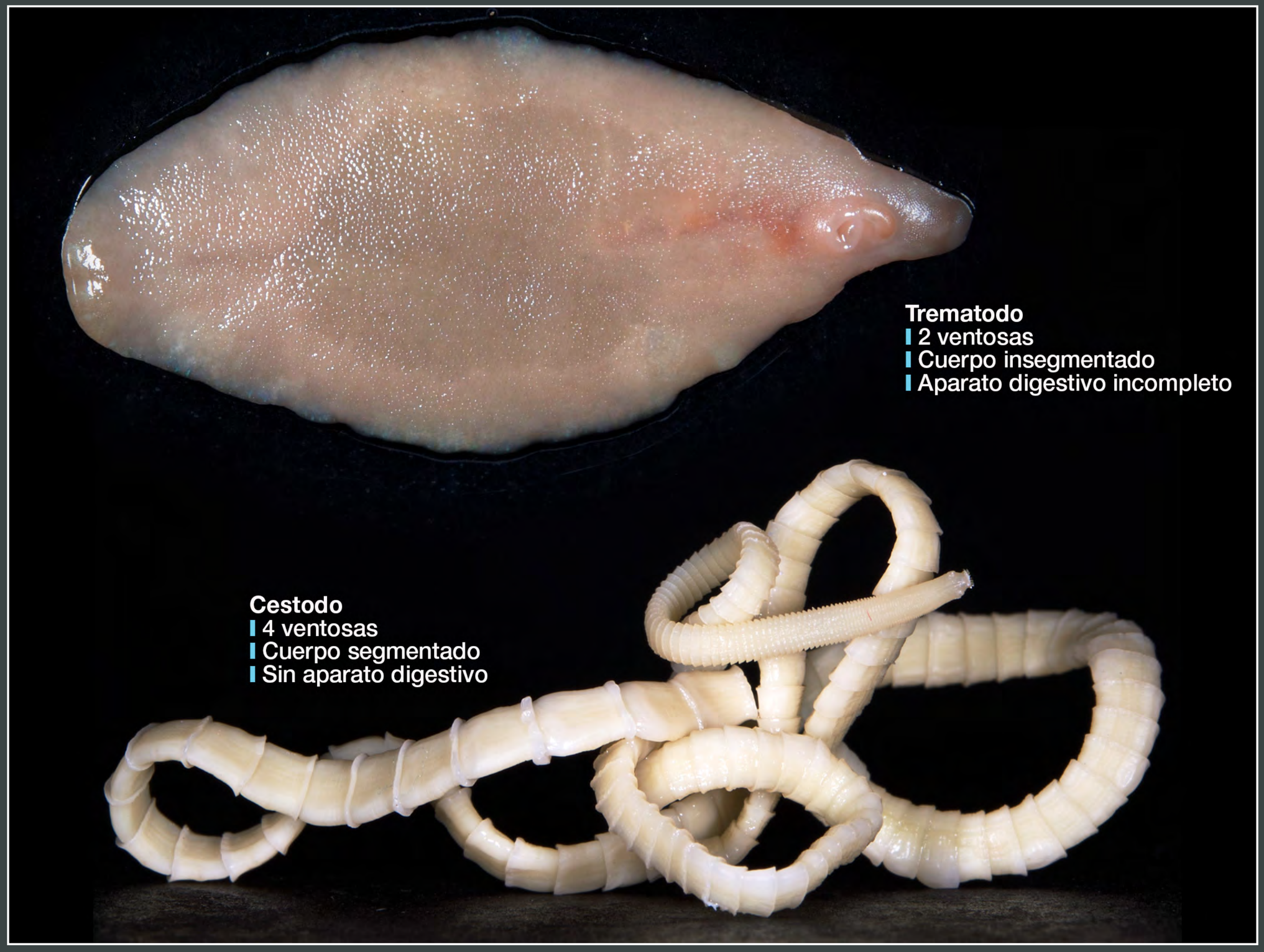


Figura 7.1. A. Trematodo. B. Cestodo.

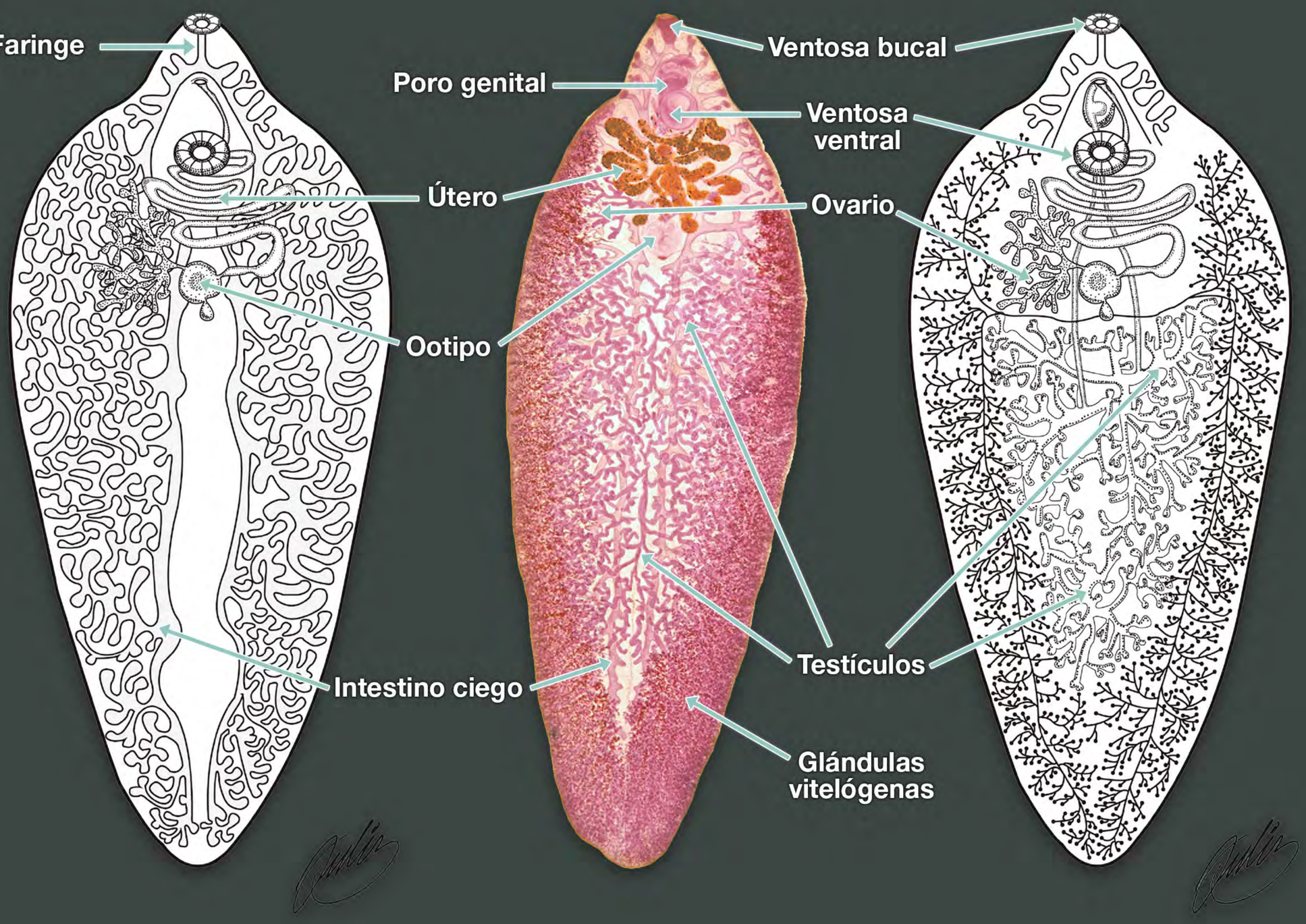


Figura 7.2. Estructuras de *Fasciola hepatica*

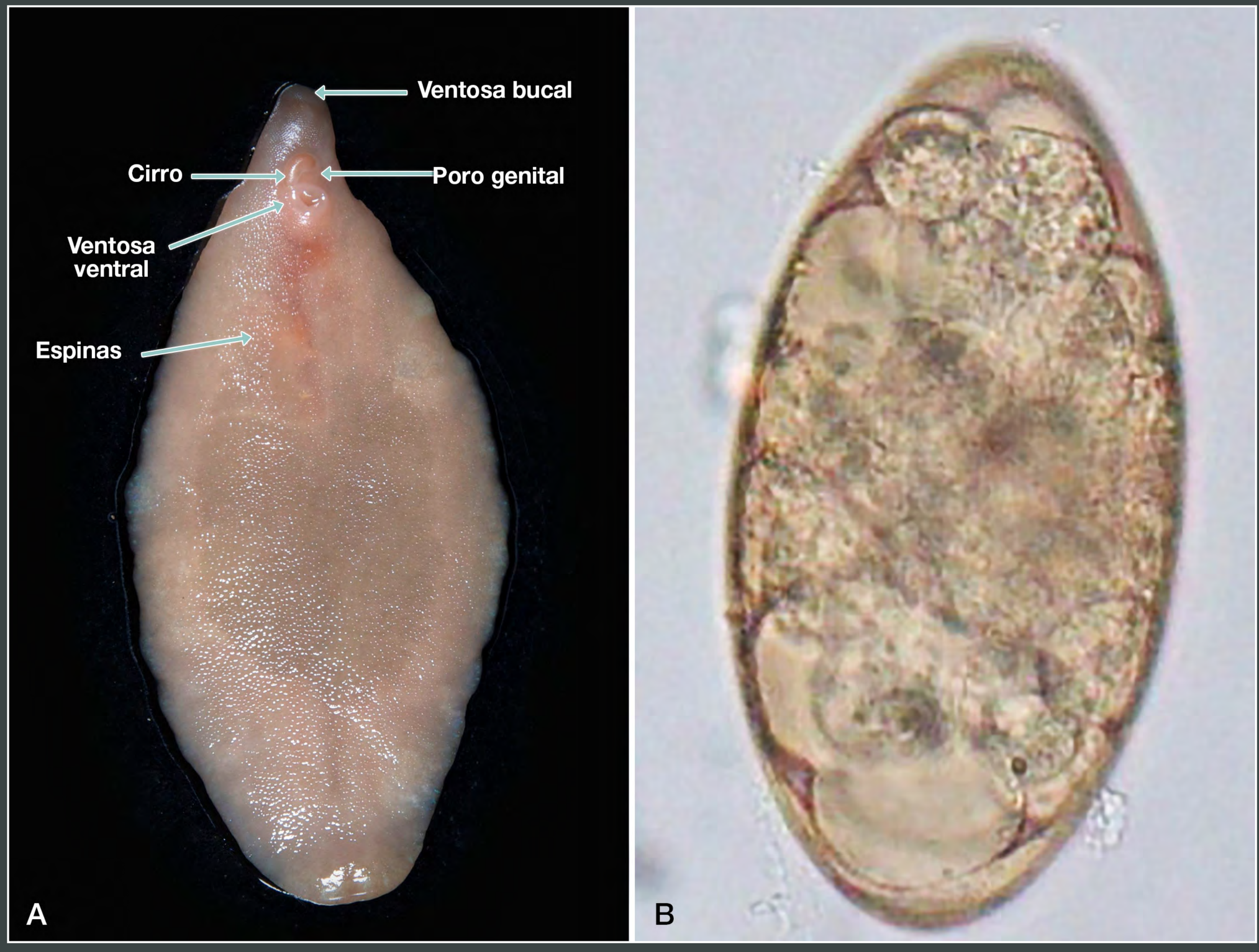


Figura 7.3. A. *Fasciola hepatica* adulto.
B. Huevo de *Fasciola hepatica*.



Figura 7.4. Caracol que hospeda a *Fasciola hepatica*.

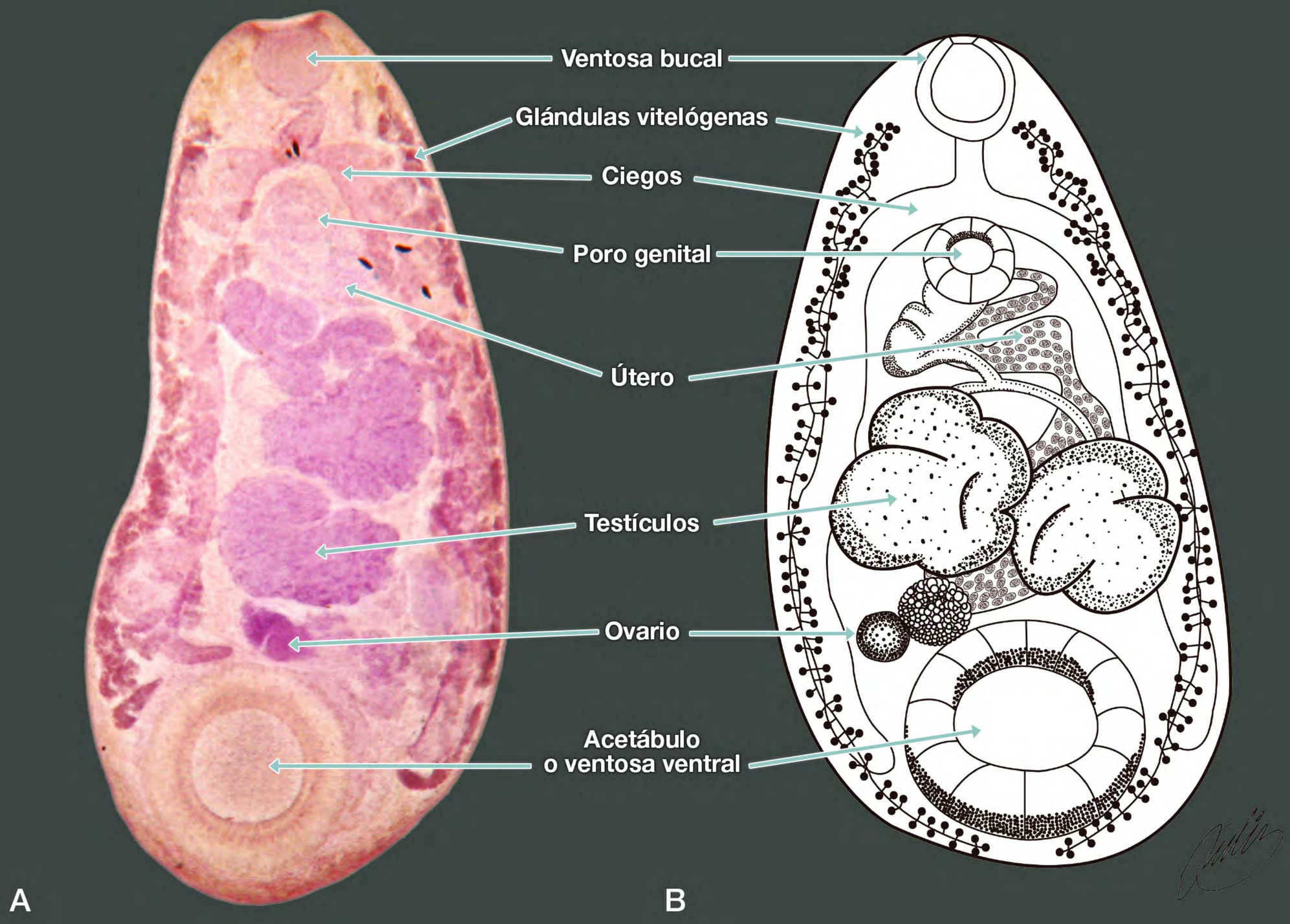


Figura 7.5. Estructuras de un paramfistómido.

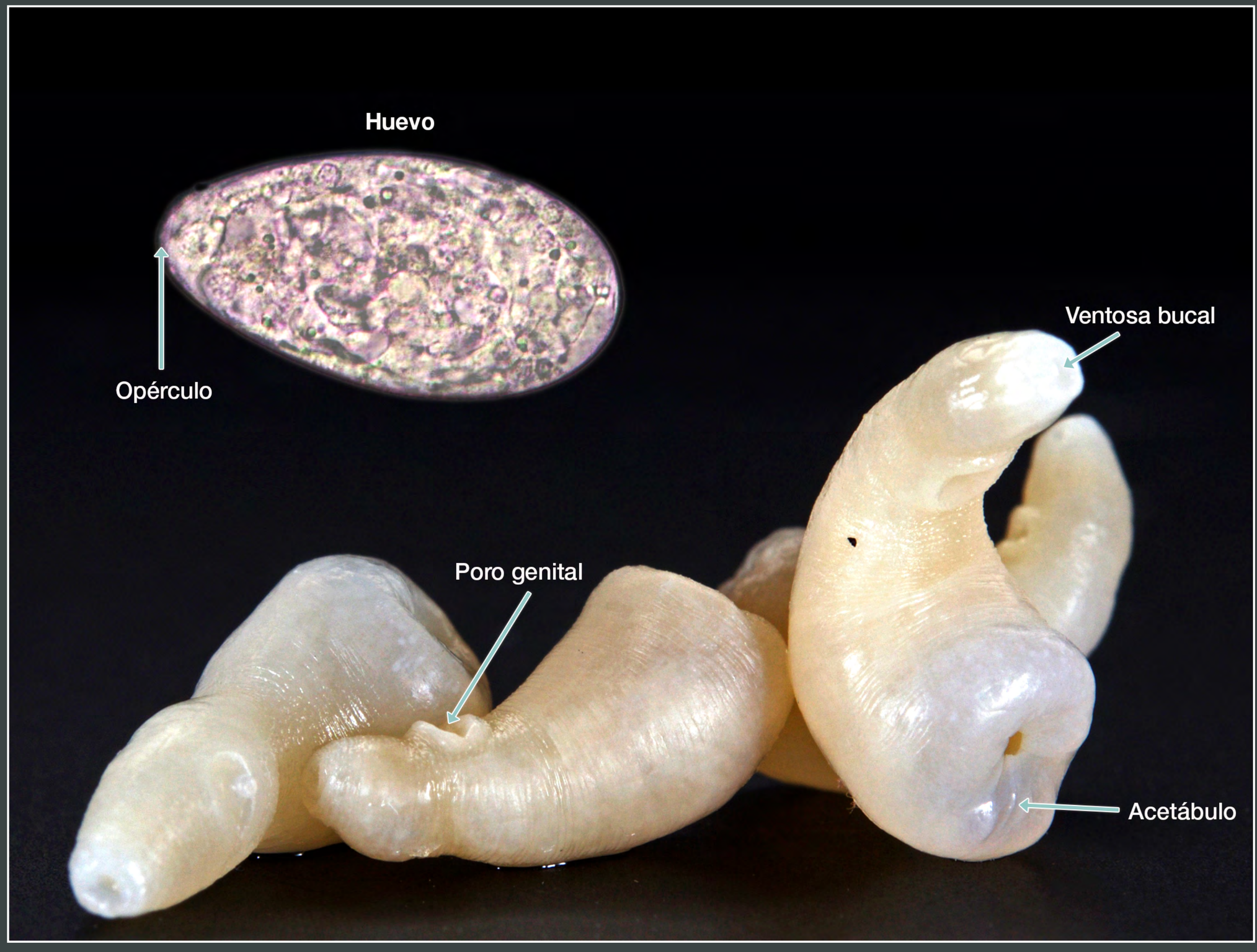


Figura 7.6. A. Adulto de *Paramphistomum* spp.
B. Huevo de *Paramphistomum* spp.

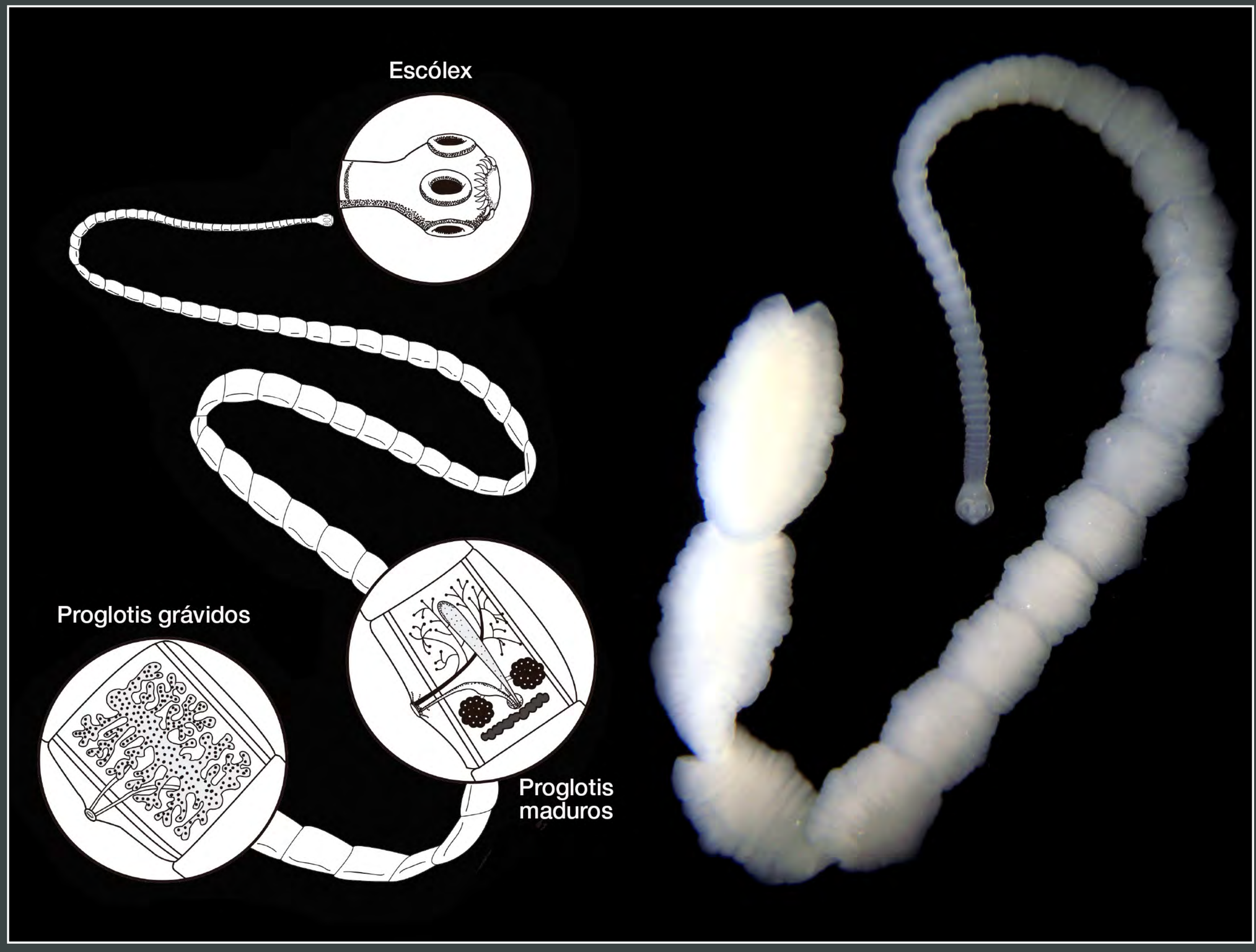


Figura 7.7. Estructuras del cuerpo de un cestodo adulto.

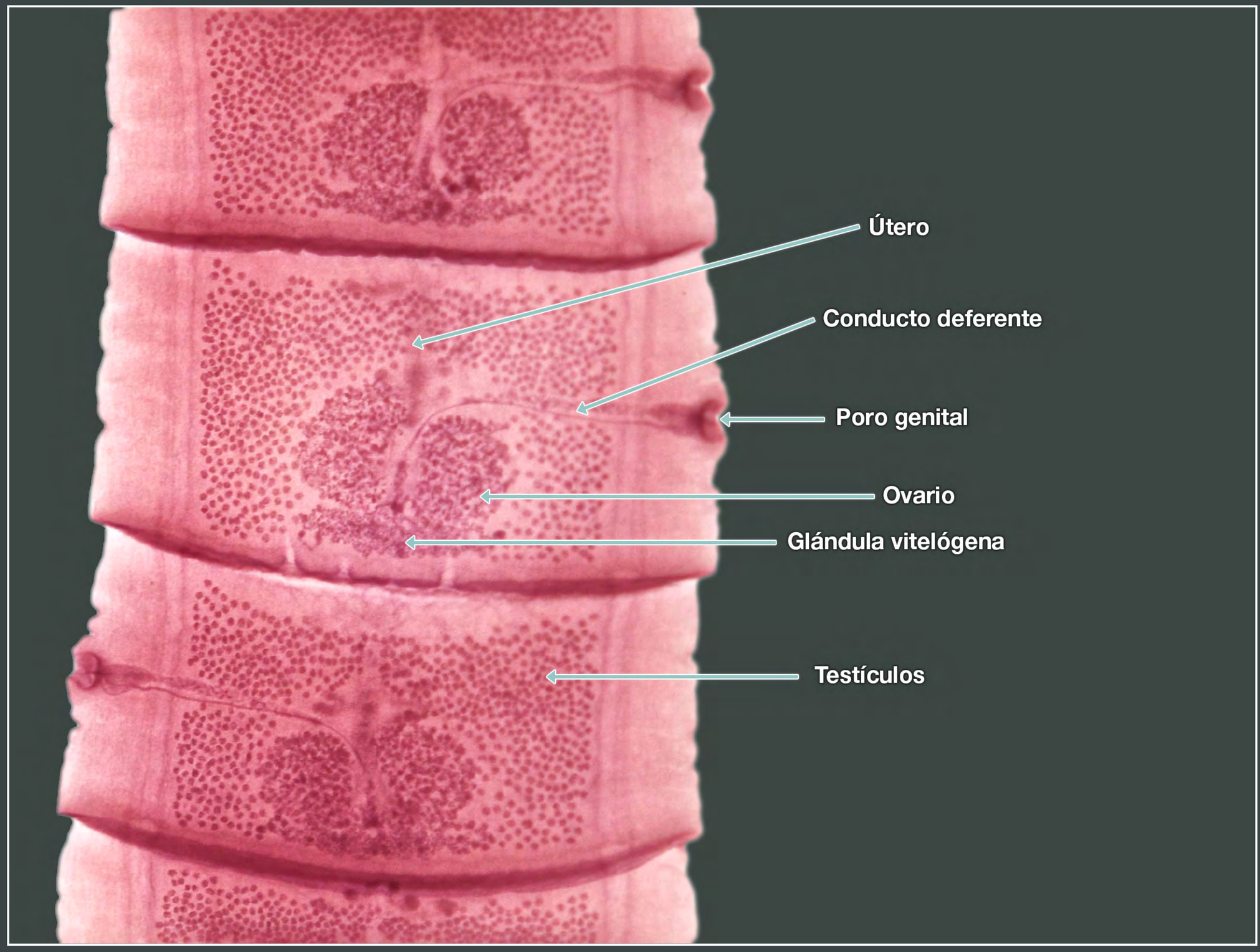


Figura 7.8. Localización de los órganos genitales de un cestodo adulto.

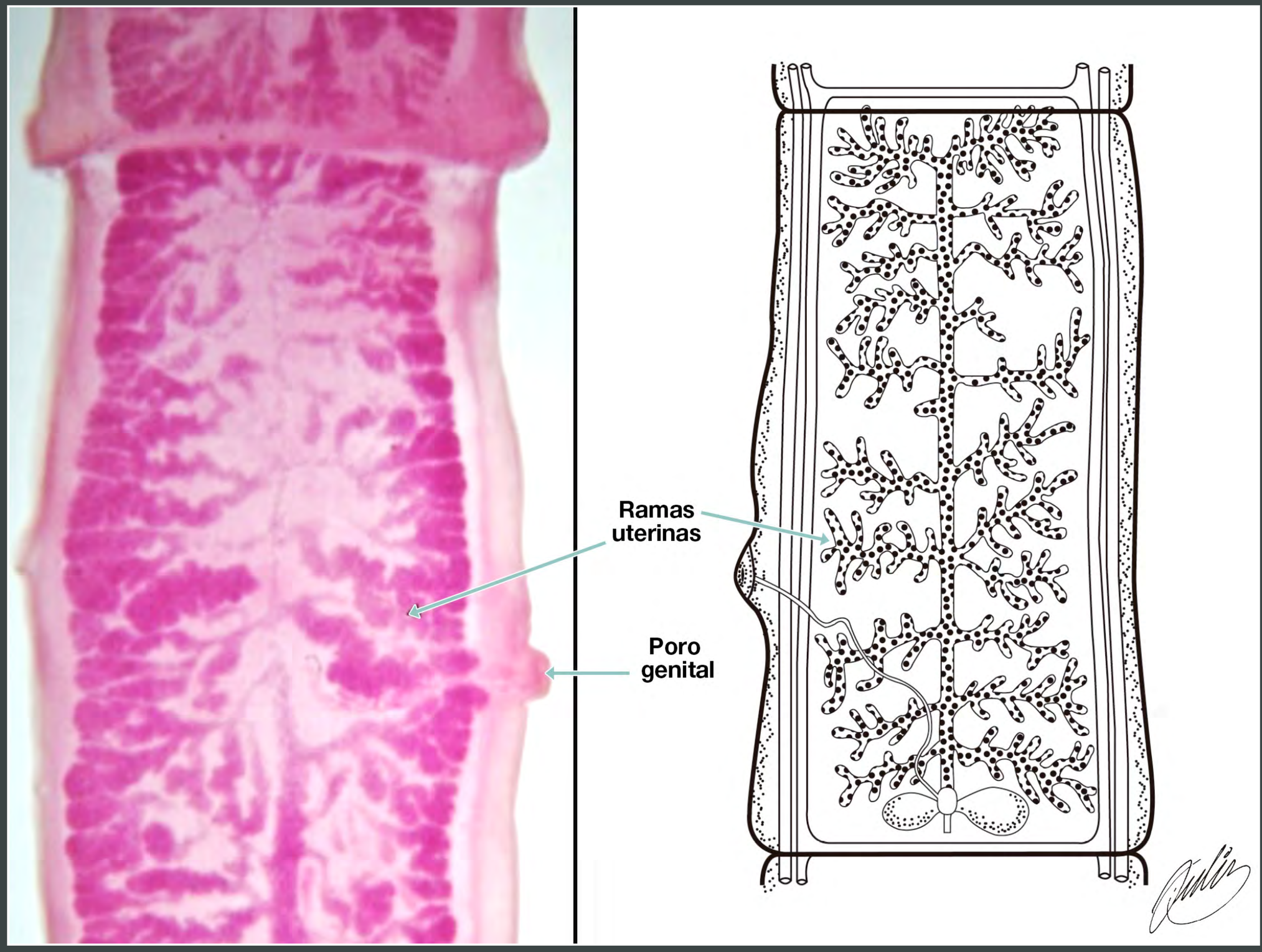


Figura 7.9. Ramas uterinas y poro genital de un cestodo adulto.



Figura 7.10. *Moniezia* spp. adulto y en un bolo fecal.

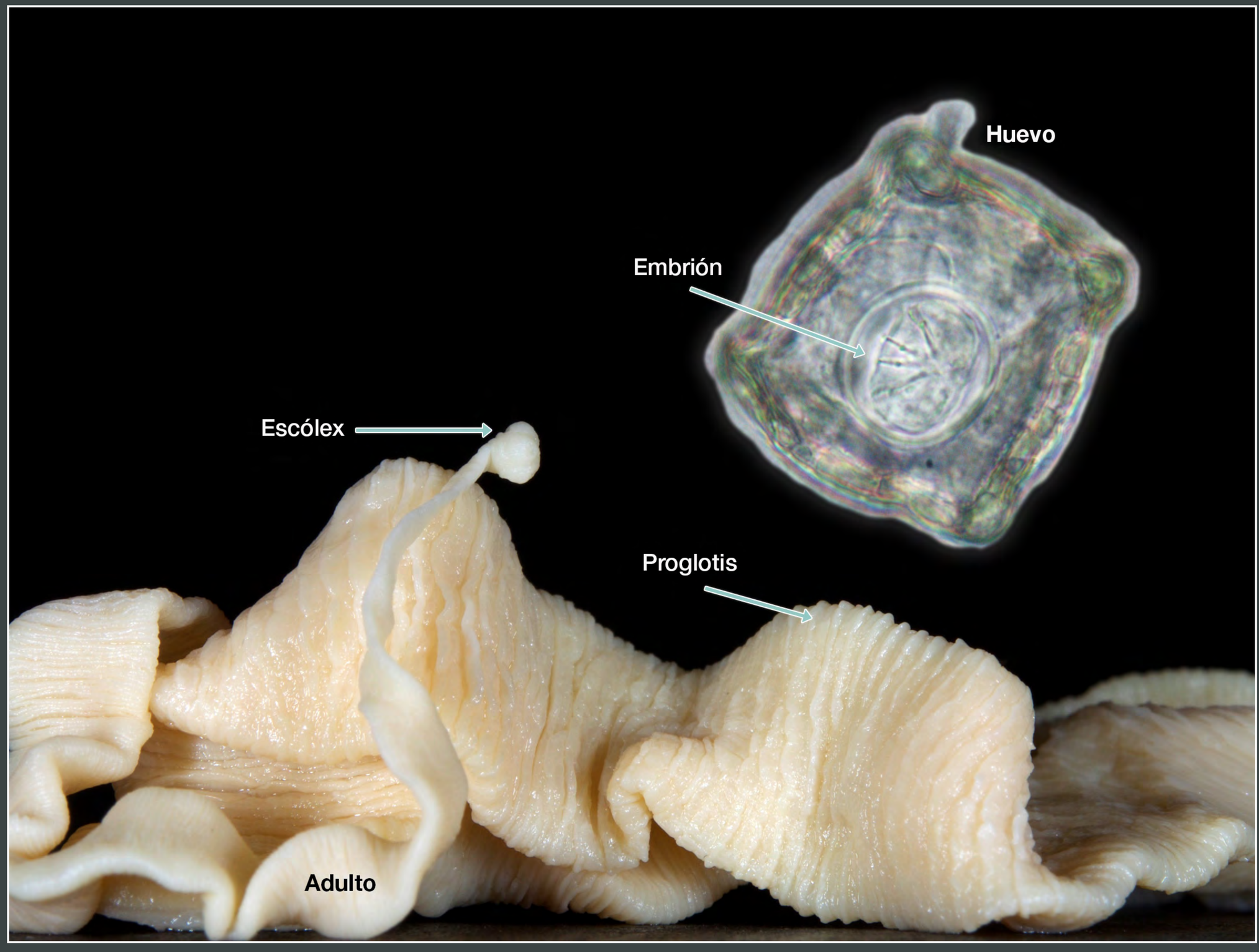


Figura 7.11. A. Adulto de *Moniezia* spp.
B. Huevo de *Moniezia* spp.

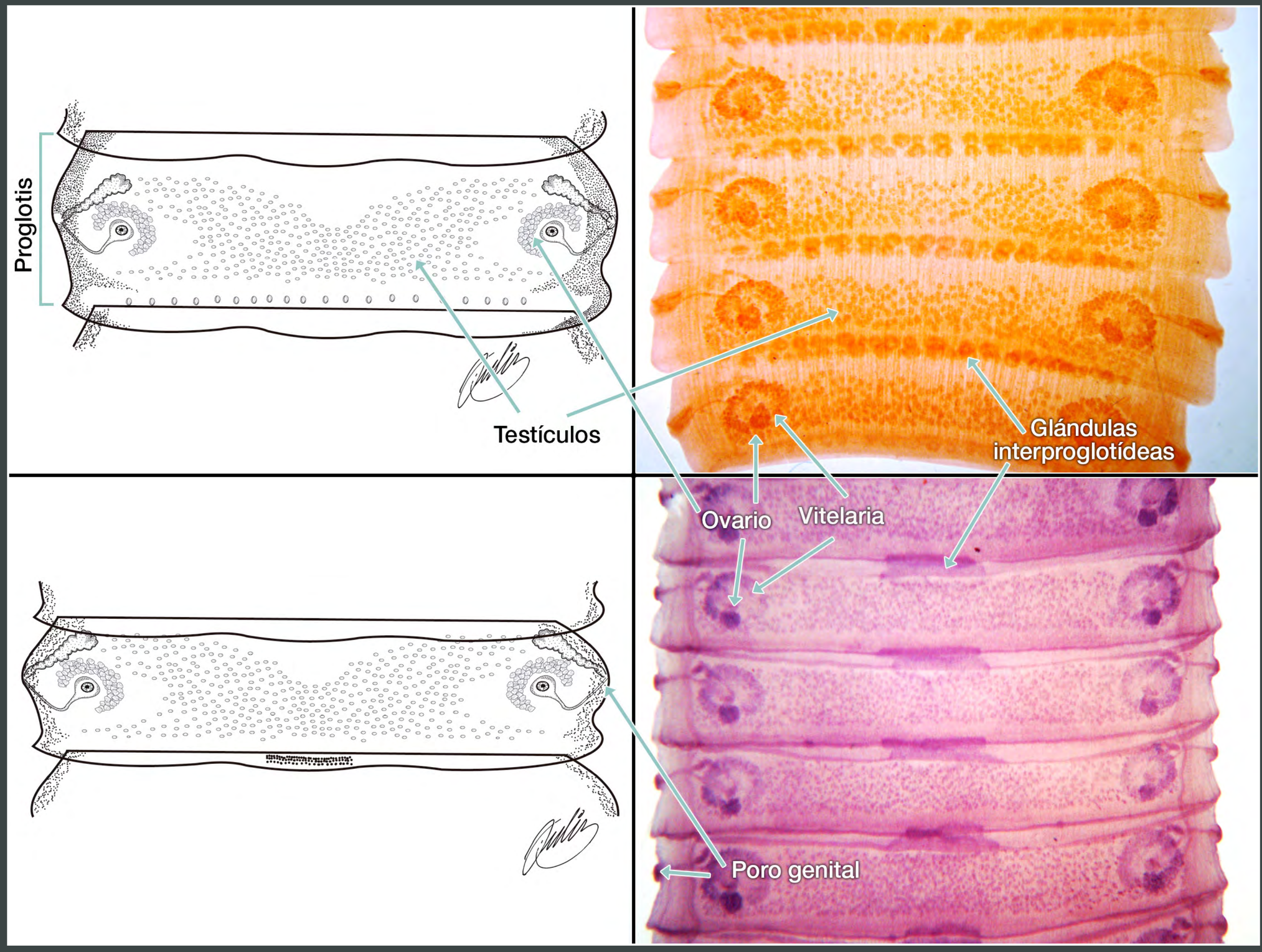


Figura 7.12. A. *Moniezia expansa*. B. *M. benedeni*.

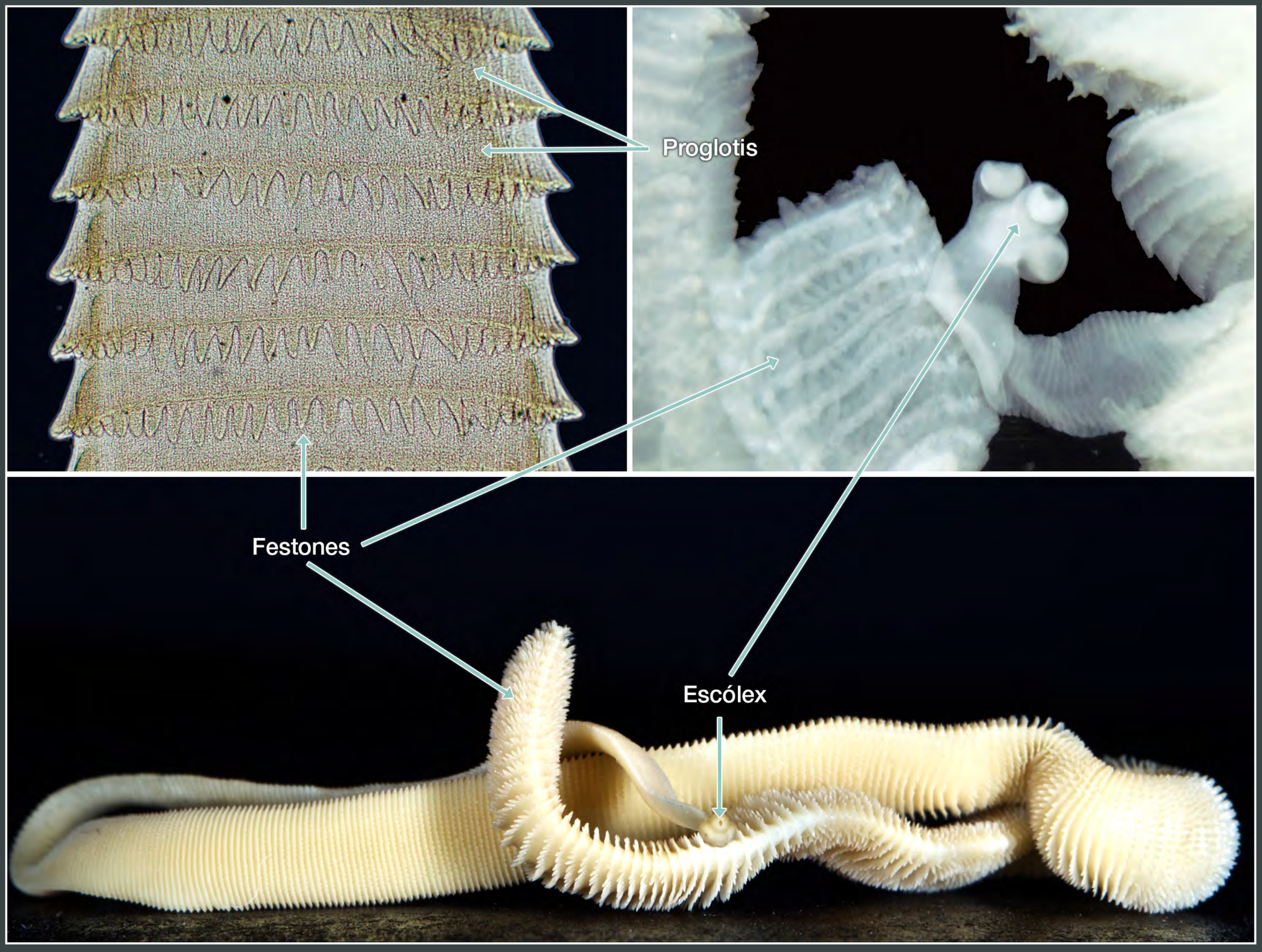


Figura 7.13. A. Festones en los proglotis de *Thysanosoma actinioides*. B. Escólex de *T. actinioides*.

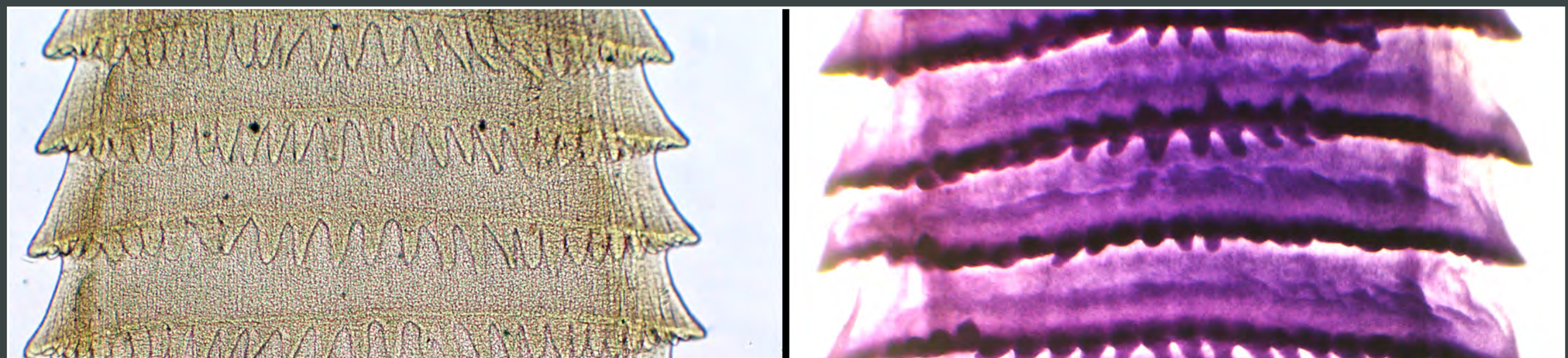


Figura 7.14. Aspecto de los festones de los proglotis de *Thysanosoma actinioides*.

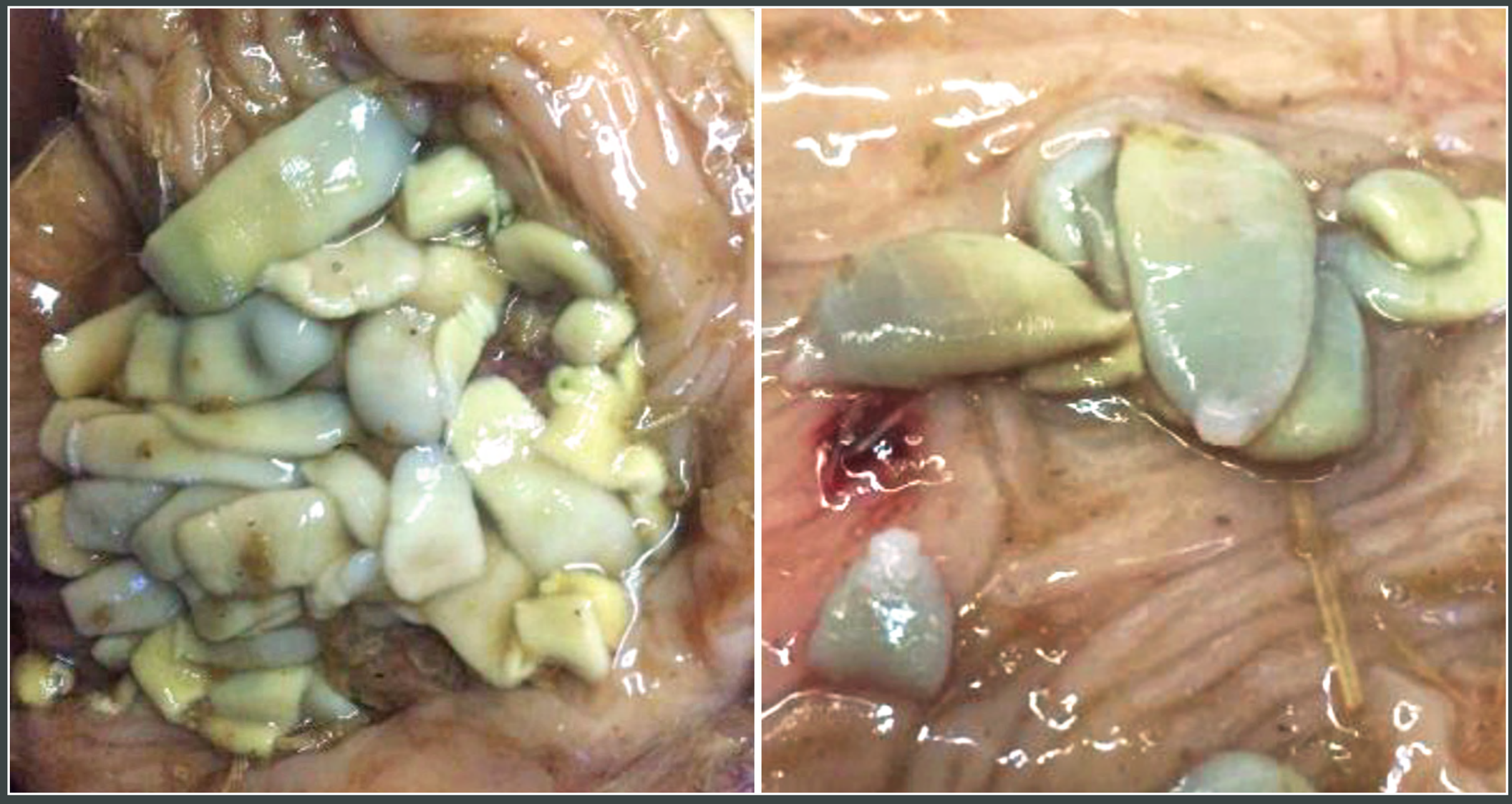


Figura 7.15. *Anoplocephala* spp. *in situ*.

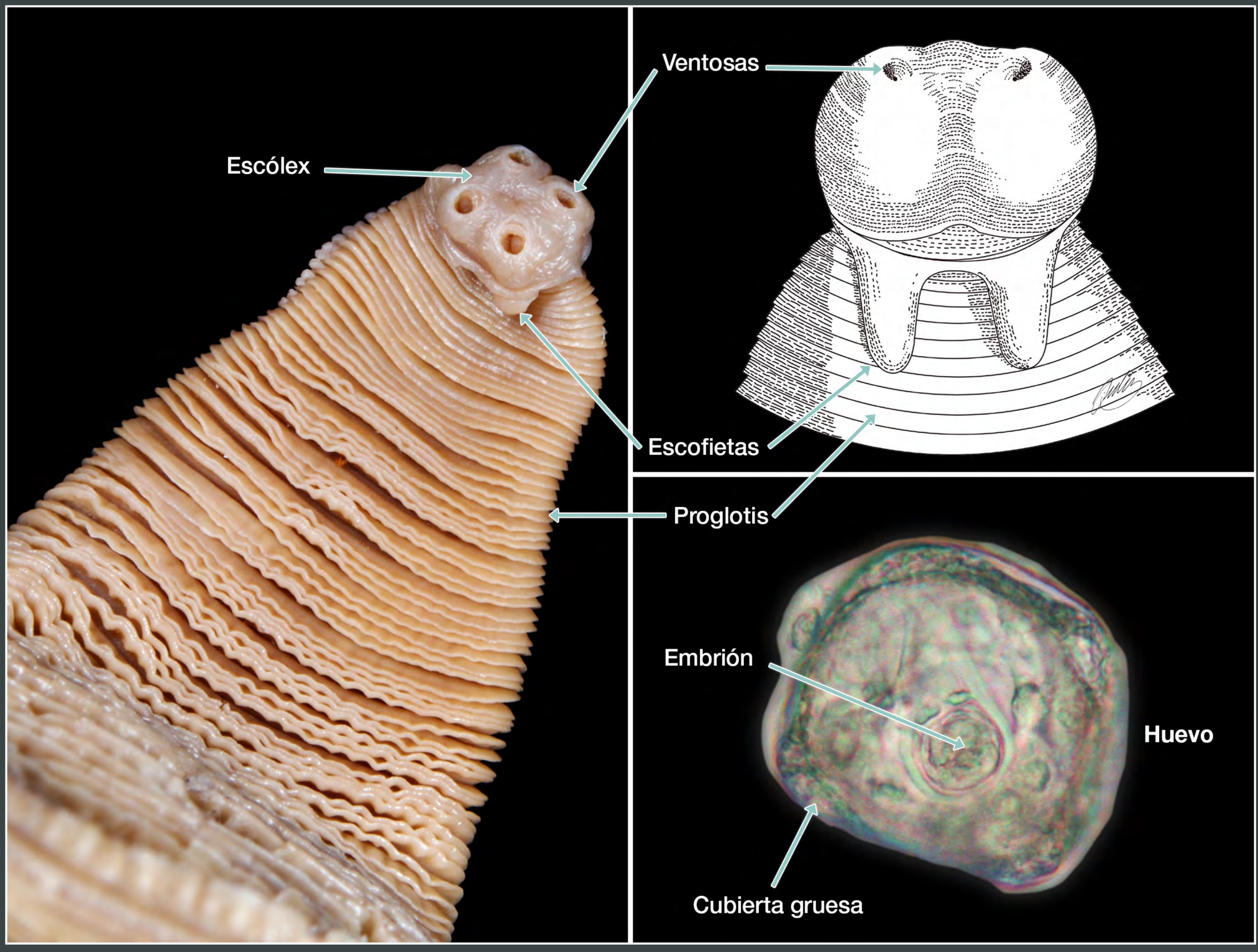


Figura 7.16. A. Escólex de *Anoplocephala perfoliata*.
B. Huevo de *Anoplocephala* spp.

Práctica 8

Morfología de los platelmintos en estadios larvarios y adultos de los animales domésticos

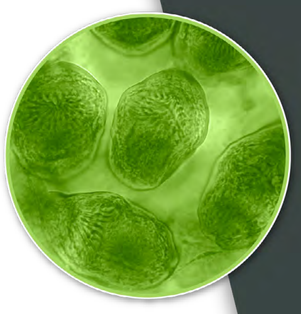
Yazmín Alcalá Canto

Objetivo específico

- Al término de la práctica, el alumno diferenciará morfológicamente los platelmintos en fase larvaria y adulta más comunes de los animales domésticos, mediante técnicas permanentes y efímeras con el fin de identificarlos por microscopía compuesta o estereoscópica.
- El alumno entenderá la asociación de algunos géneros de cestodos con dos nombres, uno para el adulto y uno para el estadio larvario (metacestodo) del parásito.
- El alumno entenderá la correlación e integración entre los huéspedes vertebrados o invertebrados que fungen como huéspedes intermediarios de los estadios larvarios (metacestodos) y los vertebrados que se infectan con la fase adulta del cestodo.

Material y equipo

- Microscopio compuesto y estereoscopico
- Preparaciones de de *Dipylidium caninum*, *Taenia* spp., los metacestodos de *Echinococcus granulosus*, *Taenia solium*, *T. saginata*, *T. hydatigena* y *T. pisiformis*. Huevos de *Taenia* y de *Dipylidium caninum*



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 8

Introducción

La mayoría de los cestodos tienen ciclos biológicos complejos de tipo indirecto, es decir, los parásitos adultos se desarrollan en los intestinos del huésped definitivo, mientras que las fases larvarias (metacestodos) se encuentran enquistadas en otro huésped llamado huésped intermediario.

Dependiendo del huésped intermediario y el número de escólices, las fases larvarias pueden ser clasificadas en:

Cisticercoide. Vesícula sin cavidad con un escólex retraído en el interior. Es propio de invertebrados (insectos, moluscos). Es una fase larvaria de *Dipylidium* spp., *Anoplocephala* spp., *Moniezia* spp., *Thysanosoma* spp. y otros (figura 8.1).

Cisticerco. Vesícula con líquido en el interior y un escólex invaginado. Se enquista en diferentes órganos de vertebrados. Es la fase larvaria de *Taenia solium*, *T. saginata*, *T. hydatigena* y *T. pisiformis* entre otras tenias (figura 8.2).

Estrobilocerco. Vesícula llena de líquido y un escólex con estróbilo en el interior. Es la fase larvaria de *Taenia taeniaeformis*.

Coenuro. Vesícula con líquido en el interior y varios escólices fijos a su pared. Es la fase larvaria de *Taenia multiceps* y *Taenia serialis* (figura 8.3).

Hidátide. Vesícula opaca con líquido en el interior, su pared está compuesta por una capa externa y una interna llamada membrana germinativa, a partir de la cual se originan varios miles de protoescólices que flotan en el fluido del quiste. Se enquista en vertebrados; también se le llama quiste hidatídico. Es la fase larvaria de *Echinococcus* spp. (figura 8.4).

Tetratiridio. De forma alargada y cuerpo sólido con un escólex que puede multiplicarse por gemación. Es la fase larvaria de *Mesocestoides* spp.

Procercoide y plerocercoide. De forma alargada y cuerpo solido con ganchos. Se desarrolla en invertebrados. Son el primer y segundo estadio de *Diphyllobotrium* spp.

El huésped definitivo excreta en las heces proglotis llenos de huevos que llevan en su interior al embrión hexacanto (con seis ganchos), también llamado oncosfera o larva I. Los huevos contaminan el alimento o el agua, y el huésped intermediario los consume. El embrión hexacanto se libera en el intestino del huésped intermediario y migra hasta llegar al órgano blanco donde se transforma en larva II (cisticercoide, cisticerco, coenuro, etc.) y permanece enquistado. Cuando el huésped definitivo se come al intermediario, libera la larva del cestodo, la cual se fija al intestino y comienza a crecer.

Dipylidium caninum

El estadio adulto de este cestodo se localiza en el intestino delgado de los perros y gatos; mientras que el cisticercoide (larva) se enquista en las pulgas *Ctenocephalides* spp. y *Pulex* spp. (figura 8.1).

Características del adulto (video):

- Puede medir hasta 50 cm de largo.
- Tiene un rostelo retráctil, armado con tres o cuatro coronas de ganchos.
- Presenta proglotis inmaduros, maduros y grávidos (figura 8.5).
- Los proglotis tienen dos pares de órganos reproductores y dos poros genitales situados en los márgenes de cada proglotis (figura 8.6) .

- Los proglotis grávidos tienen forma de semilla de pepino y se pueden observar en la materia fecal (figura 8.7 A) o en el pelaje de la región perianal del huésped definitivo (figura 8.7 B).

Características del huevo:

- Los proglotis grávidos contienen cientos de paquetes o cápsulas ovígeras (figura 8.8 A), cada una contiene de 20 a 30 embriones hexacantos (figura 8.8 B).
- Los proglotis grávidos pueden observarse en las heces sin usar una lente.
- La técnica de diagnóstico microscópico más adecuada es la de Graham.

Taenia spp.

Este cestodo en estadio adulto se localiza en el intestino delgado de los perros, gatos y humanos; mientras que el cisticerco (larva) infecta distintos animales dependiendo de la especie de *Taenia*.

Características del adulto de *Taenia* spp.:

- Posee un escólex con cuatro ventosas, y en ocasiones, ganchos (figura 8.9).
- Los proglotis grávidos contienen un par de órganos del macho y la hembra con una abertura genital en la porción lateral del proglotis (figura 8.10 A).
- El útero es ciego y tiene glándulas vitelógenas que forman una masa detrás del ovario

- Se diagnostica *in vivo* si se encuentran proglotis en las heces, o bien, se identifica *post mortem* en el intestino del huésped definitivo vertebrado.

Características del huevo de *Taenia* spp.:

- A los huevos se le halla en el proglotis grávido y contienen el estadio larvario o hexacanto que tiene seis ganchos.
- Tienen un cascarón externo ancho con una cubierta exterior más gruesa (figura 8.10 B).
- Son ligeramente ovoides y dependiendo de la especie de *Taenia*, miden alrededor de 30 µm.

Echinococcus granulosus

Este cestodo en estadio adulto se localiza en el intestino delgado de los perros y gatos; mientras que el quiste hidatídico (larva) infecta a los bovinos, ovinos y otros herbívoros.

Características del adulto:

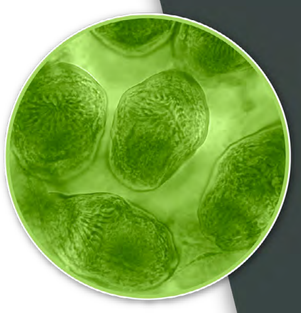
- Mide de 1.2 a 7 mm de longitud.
- Posee un escólex con un rostelo cubierto de ganchos, que se continúa con solamente tres proglotis en el siguiente orden: inmaduro, maduro y grávido (figura 8.11).
- El diagnóstico se lleva a cabo mediante la flotación.

Características del huevo:

- Mide de 32-36 × 25-30 µm.
- Contiene una sola oncósfera con tres pares de ganchos.
- El huevo es muy parecido al de las especies de *Taenia*.
- Se diagnostica mediante la técnica de flotación.

Características de la fase larvaria (quiste hidatídico):

- El metacestodo de *Echinococcus granulosus* se denomina quiste hidatídico.
- Se localiza en el hígado, los pulmones y otros órganos parenquimatosos del huésped intermediario herbívoro (figura 8.12).
- El quiste tiene un solo compartimiento con una pared gruesa que posee una membrana germinativa localizada en su interior.
- Dentro de esta membrana germinativa crecen protoscólices que se denominan comúnmente "arenillas hidatídicas" (figura 8.12).
- El perro o gato se infectan al consumir el quiste que contienen las arenillas hidatídicas, ya que cada una de ellas se desarrolla en un *Echinococcus granulosus* adulto.
- Se identifica en la necropsia.



Metacestodos de *Taenia* spp.

Metacéstodo	Sinónimo	Localización	Morfología	Huésped intermediario	Huésped definitivo
Metacestodo de *T. hydatigena*	Cysticercus tenuicolis	Peritoneo, pleura y omentos	Vesícula con líquido. Mide de 7-8 cm de diámetro. Escólex opaco invaginado (figura 8.13 A)	Bovinos, ovinos, porcinos	Perro y gato (intestino delgado)
Metacestodo de *T. pisiformis*	Cysticercus pisiformis	Mesenterio e hígado	Las vesículas con líquido miden 6-12 mm × 4-6 mm y se agrupan en racimos. El escólex está invaginado (figura 8.13 B).	Conejos	Perro (intestino delgado)
Metacestodo de *Taenia solium*	Cysticercus cellulosae	Musculatura esquelética y cardiaca, sistema nervioso central y ojo	Vesícula con líquido translúcido. Escólex invaginado. Mide 8-12 mm × 4-8 mm (figura 8.13 C)	Porcino	Humano (intestino delgado)
Metacestodo de *T. saginata*	Cysticercus bovis	Musculatura esquelética y cardiaca	Vesícula con líquido rosáceo. Escólex invaginado. Mide 6-8 mm × 3-5 mm (figura 8.13 D)	Bovino	Humano (intestino delgado)

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de los adultos y los huevos de *Dipylidium caninum*, *Taenia* spp.; los metacestodos de *Echinococcus granulosus*, *Taenia solium*, *T. saginata*, *T. hydatigena* y *T. pisiformis*.
- Entregará las preparaciones fijas y teñidas de *Dipylidium caninum*, *Echinococcus granulosus* y *Taenia* spp. a cada equipo para que visualicen sus estructuras.
- Demostrará la técnica de Graham para el diagnóstico de *Dipylidium caninum*.

- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para enfocar las preparaciones fijas teñidas.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y equipo a utilizar durante la práctica.
- Observará al microscopio la morfología de *Dipylidium caninum*, *Taenia* spp., los metacestodos de *Echinococcus granulosus*, *Taenia solium*, *T. saginata*, *T. hydatigena* y *T. pisiformis*.
- Observará huevos de *Taenia* spp. y *Dipylidium caninum* en el microscopio.
- Determinará la presencia de huevos de *Dipylidium caninum* en muestras que previamente se le hayan solicitado.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los platelmintos adultos y las fases larvarias que afectan a los animales domésticos mediante la observación microscópica de preparaciones y el procesamiento de materia fecal mediante la técnica de Graham.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 8

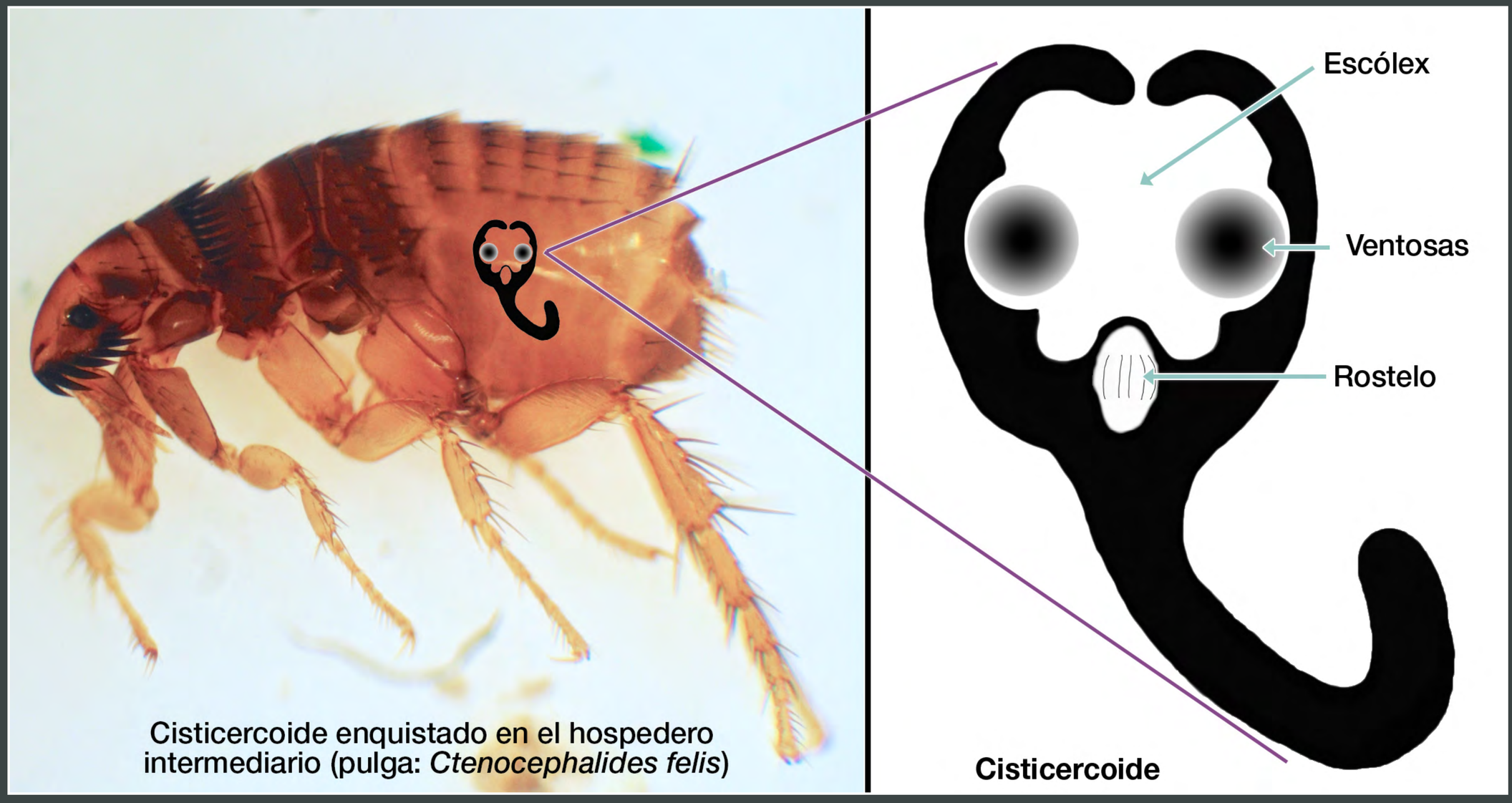


Figura 8.1. Morfología de un cisticercoide de *Dipylidium caninum.*

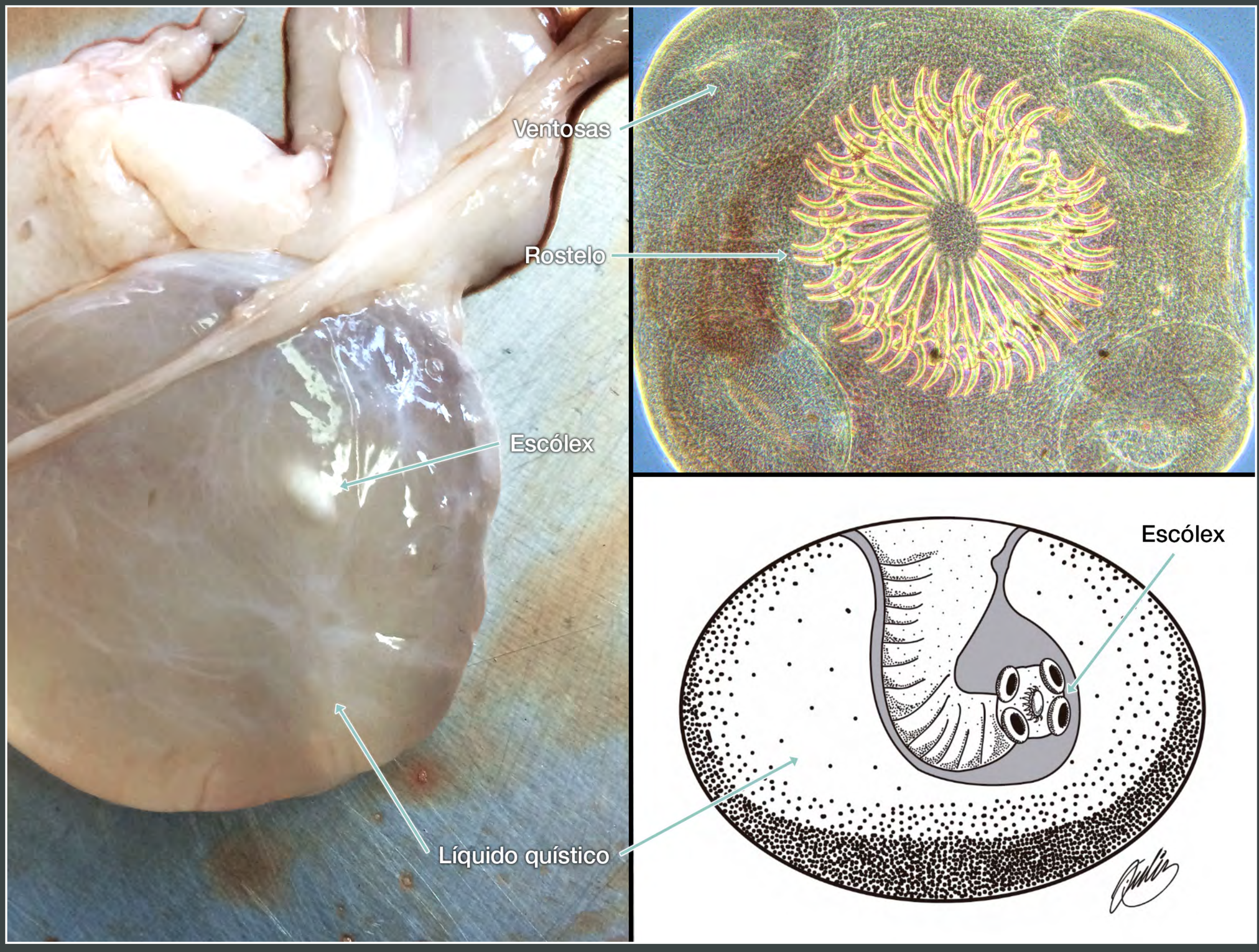


Figura 8.2. Morfología de un cisticerco, larva II o metacestodo de *Taenia hydatigena.*

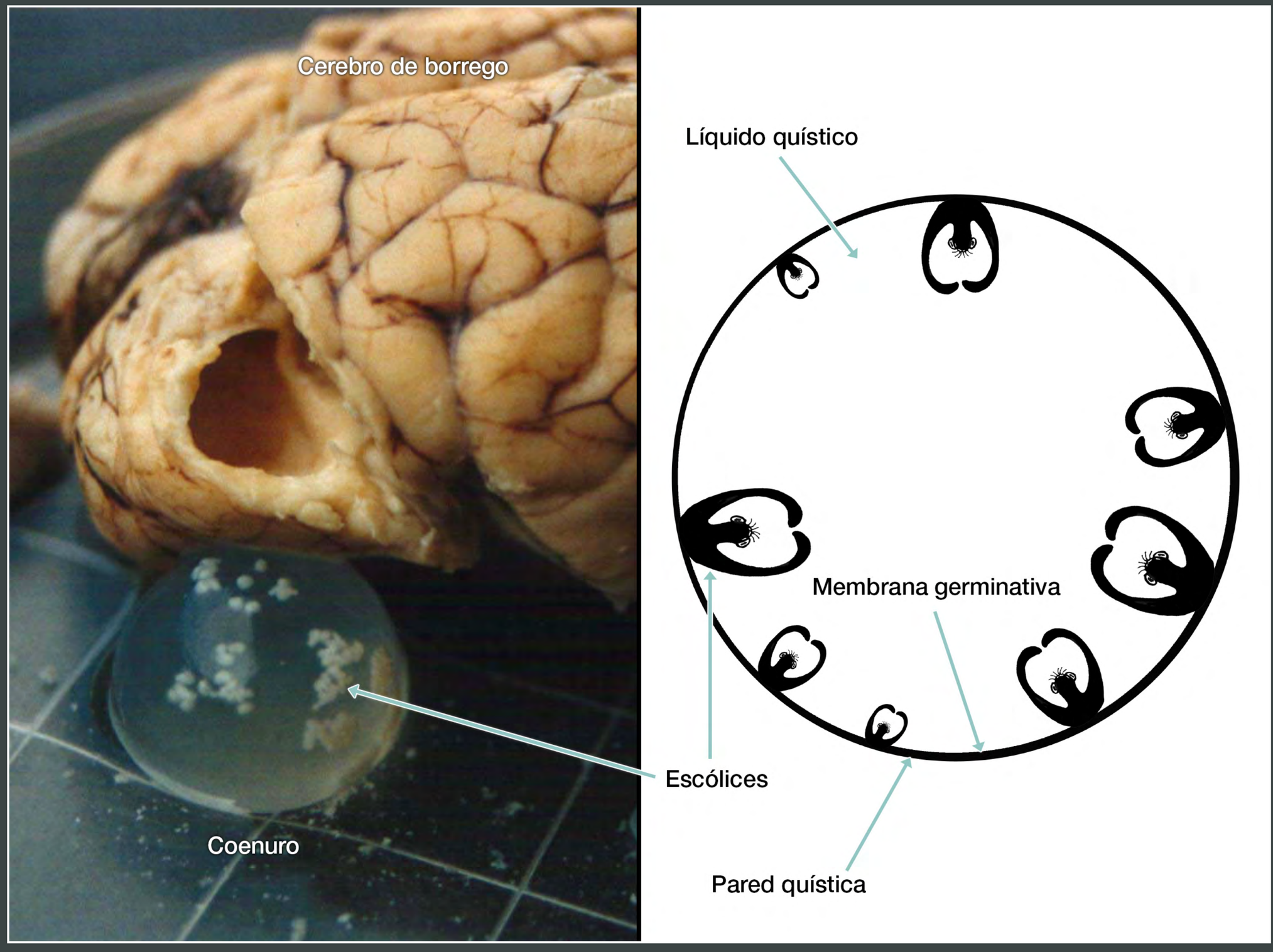


Figura 8.3. Morfología de un coenuro, larva II o metacestodo de *Taenia multiceps*.

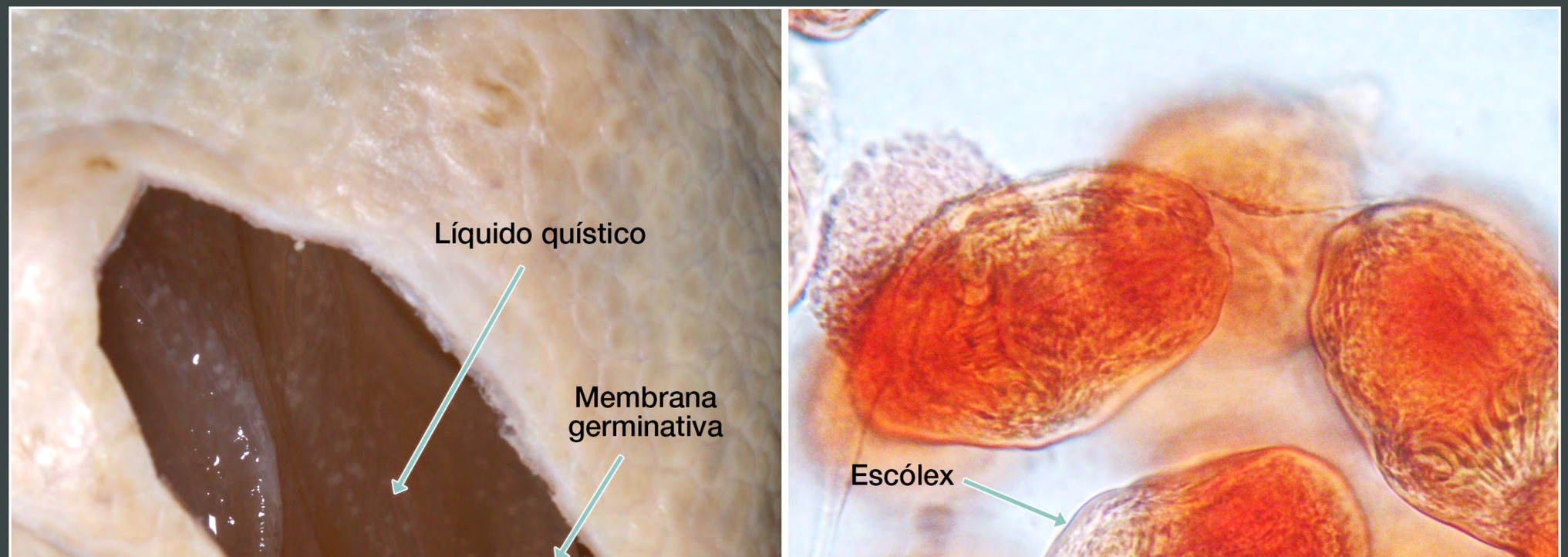


Figura 8.4. Morfología de un quiste hidatídico, hidátide, larva II o metacestodo de *Echinococcus* spp.

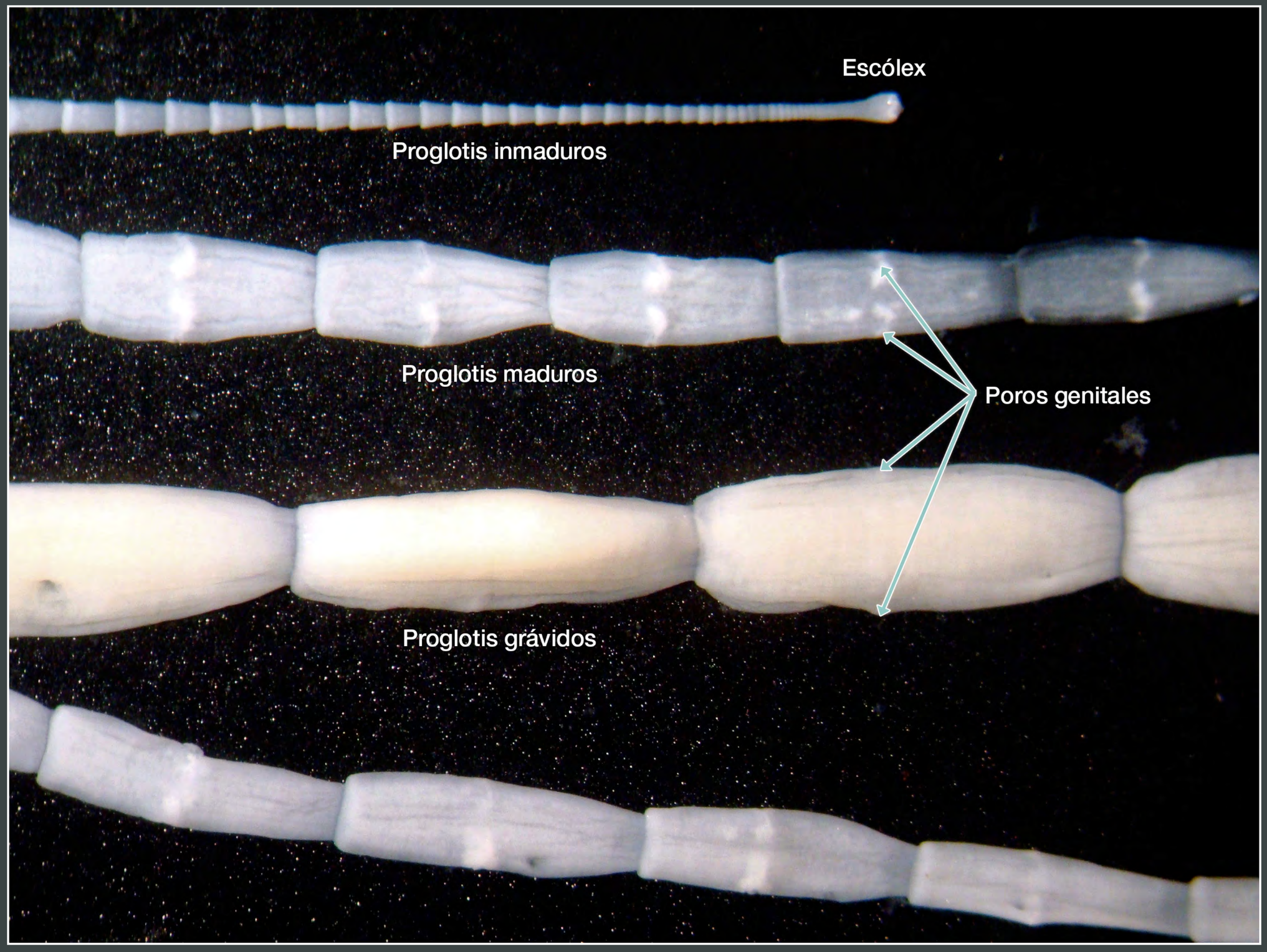


Figura 8.5. Proglotis que presenta *Dipylidium caninum.*

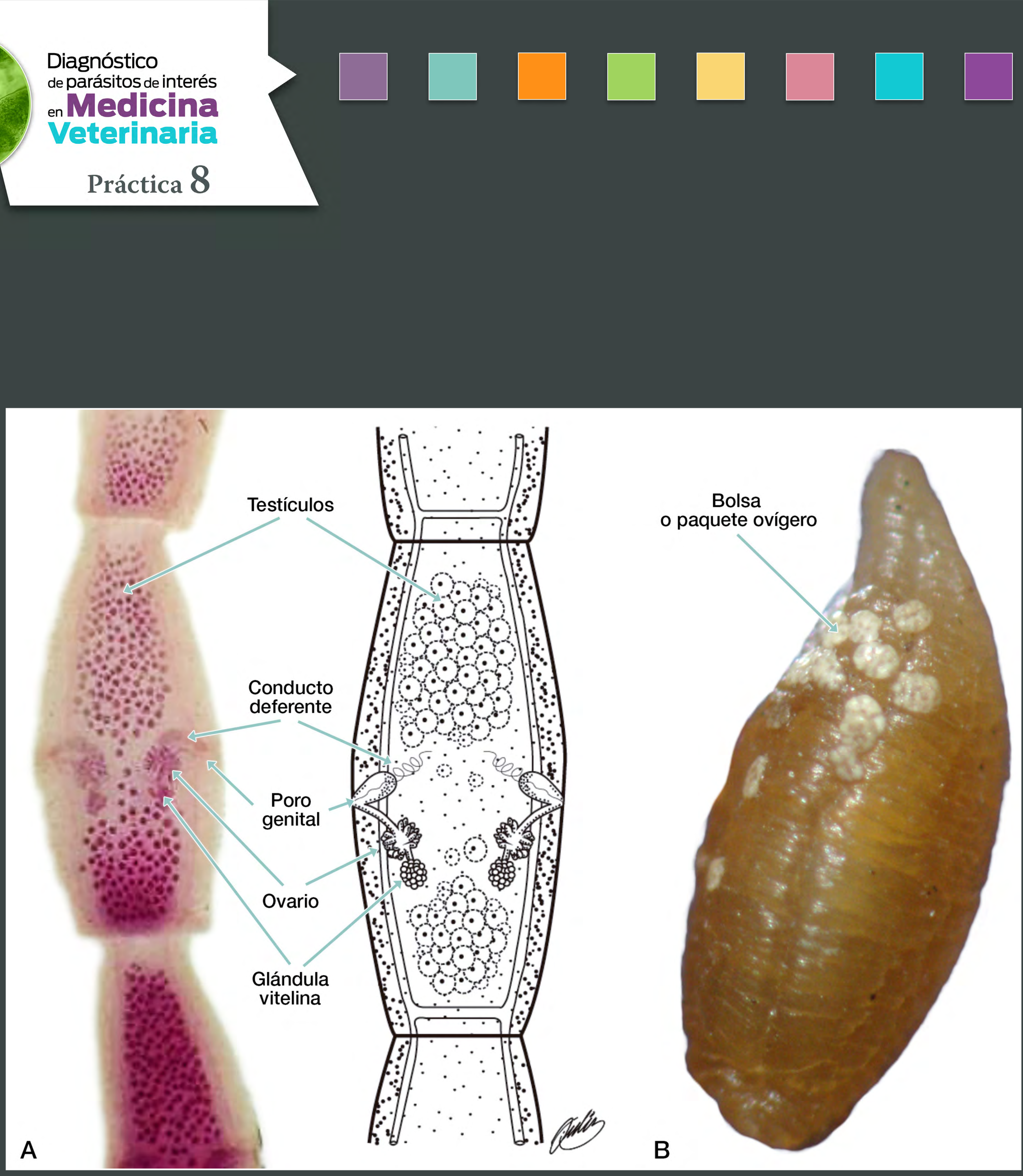


Figura 8.6. *Dipylidium caninum*. A. Estructuras del proglotis maduro. B. Proglotis grávidos deshidratados, colectados de la cama de un gato.

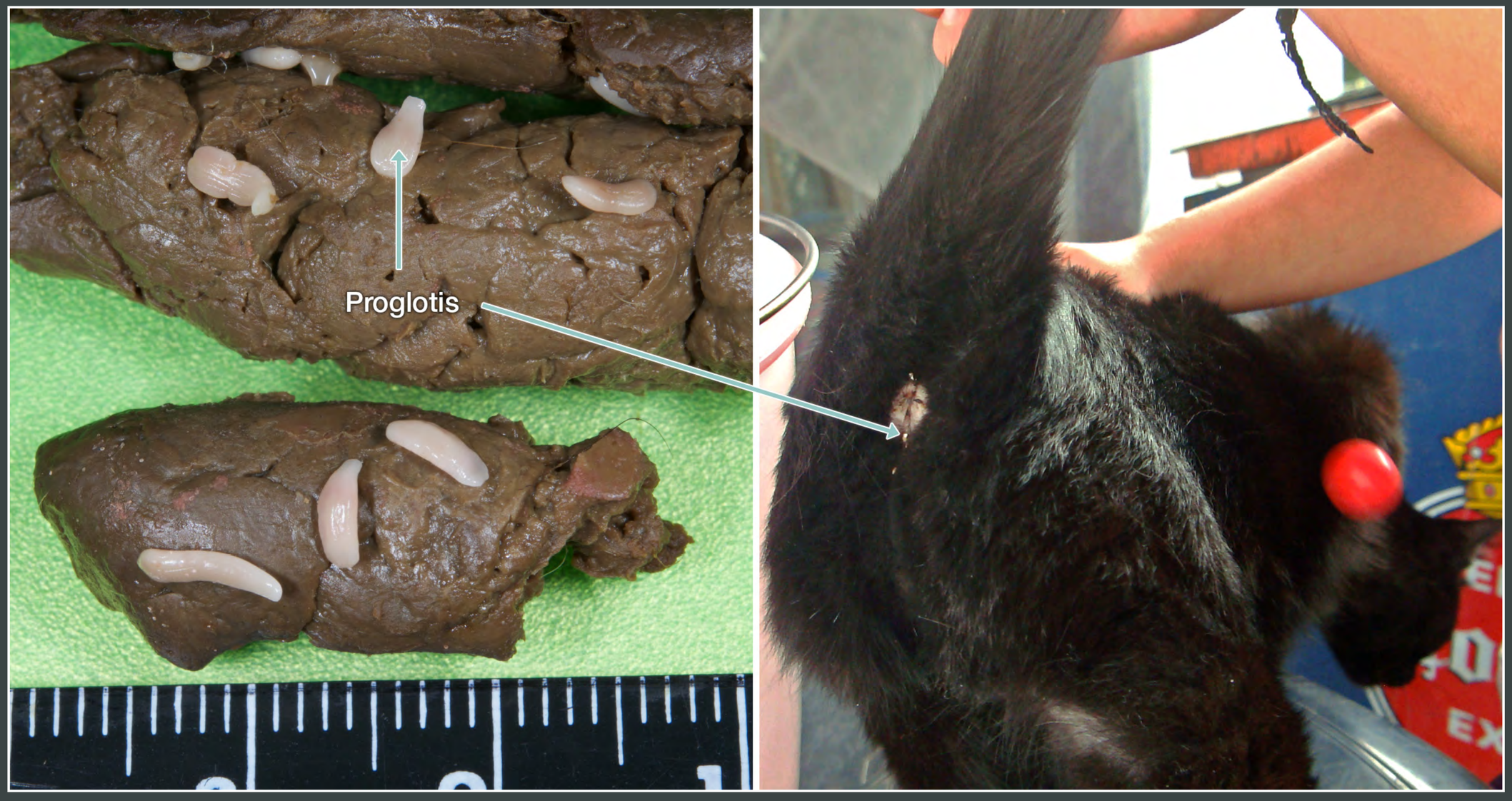


Figura 8.7. *Dipylidium caninum*. A. Proglotis en heces de perro. B. Proglotis en la región perianal de un gato.

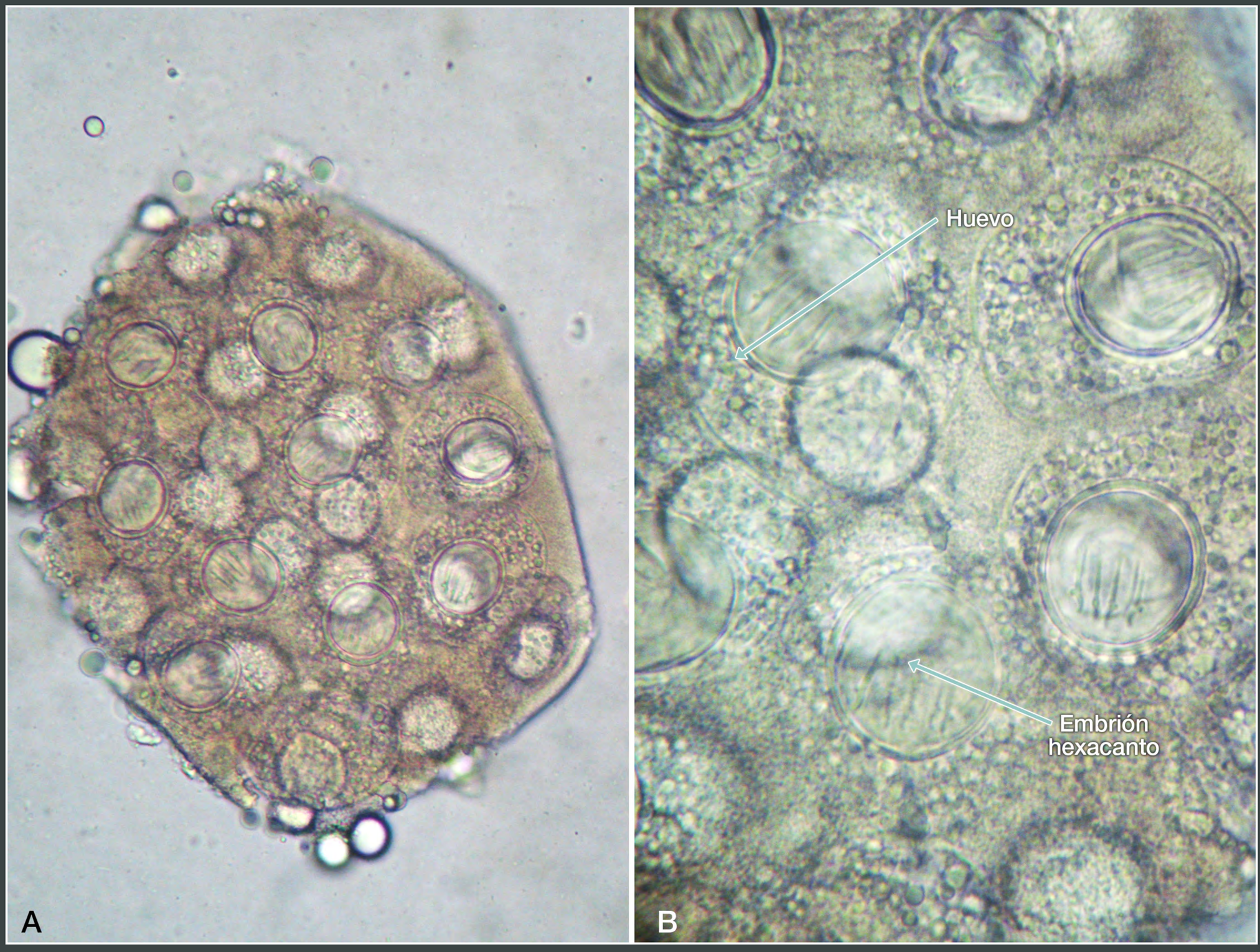


Figura 8.8. *Dipylidium caninum*. A. Bolsa ovígera. B. Detalle de los huevos.

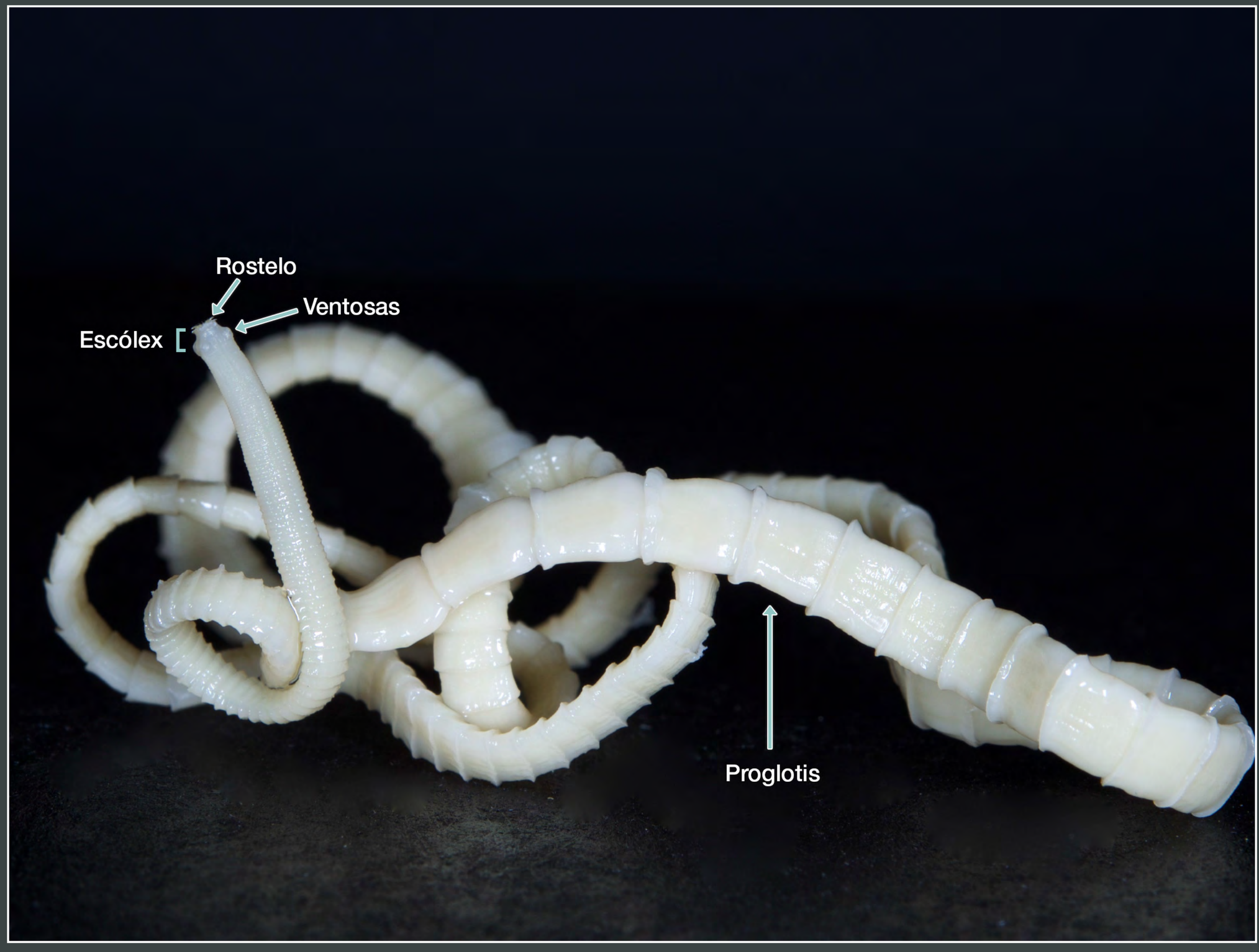


Figura 8.9. Estructuras de *Taenia* spp.

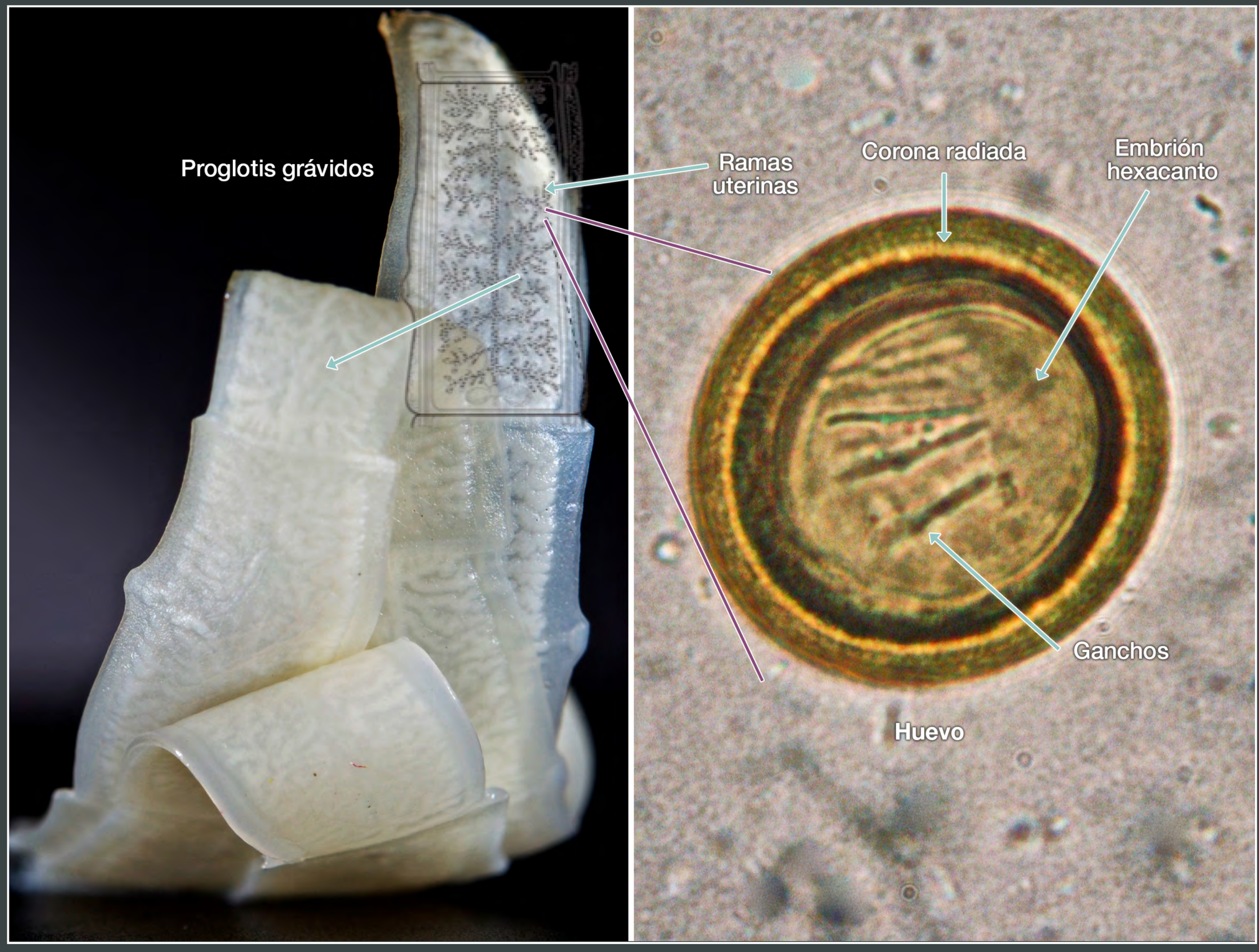


Figura 8.10. Estructuras relevantes de los proglotis grávidos.
A. De *Taenia* spp. B. Del huevo.

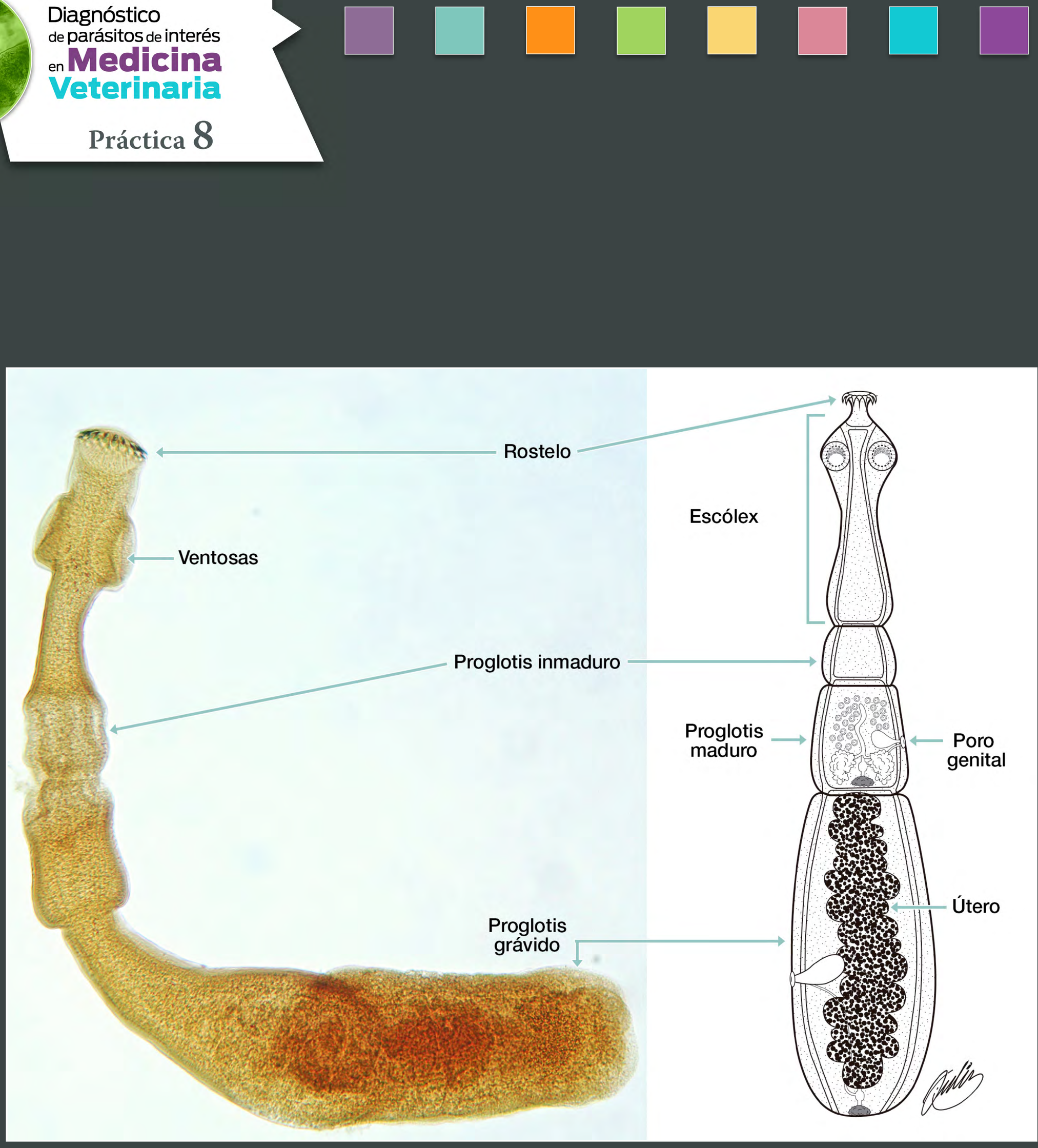


Figura 8.11. Morfología de *Echinococcus granulosus*.

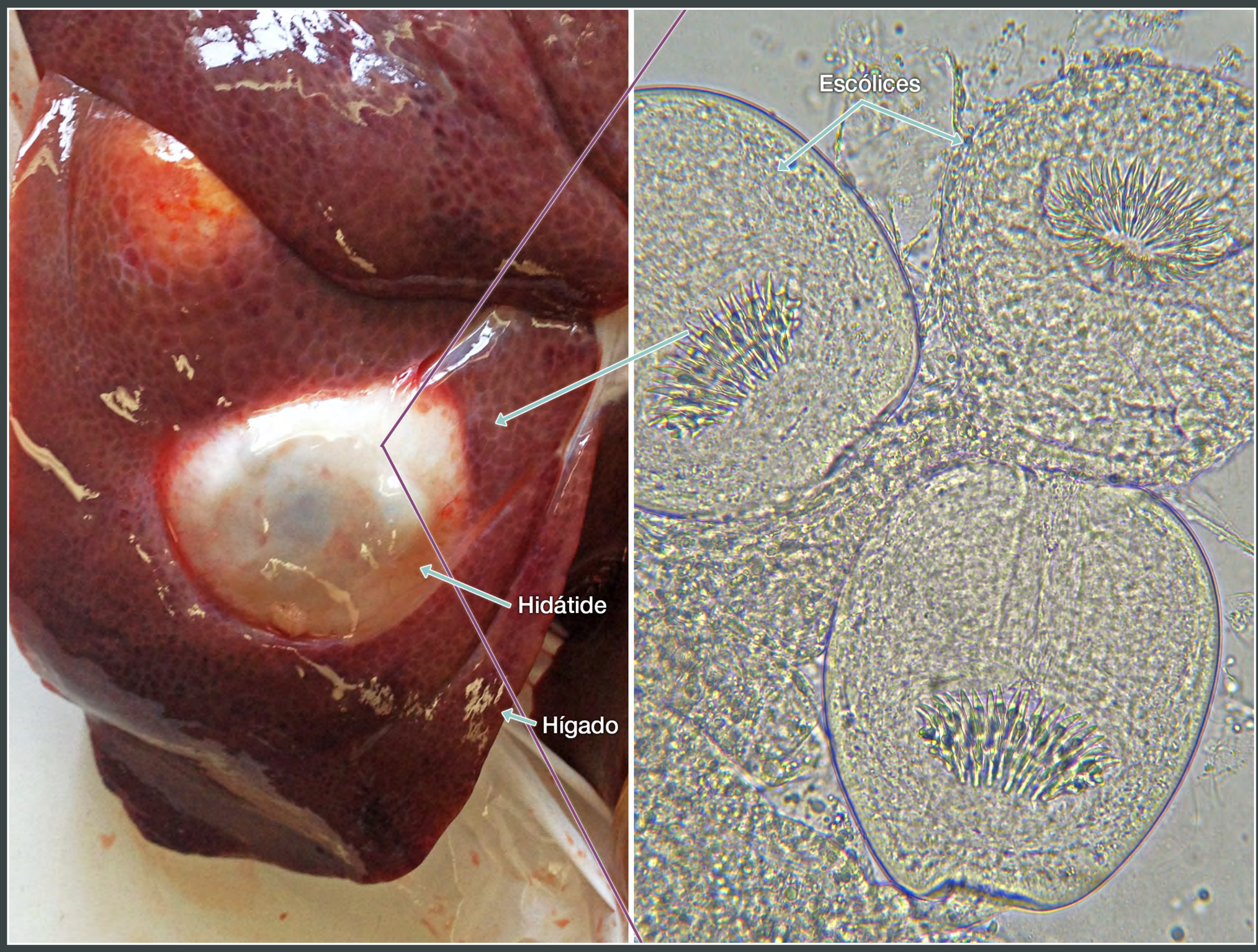


Figura 8.12. Metacestodo de *Echinococcus granulosus* en hígado de cerdo.



Figura 8.13. Metacestodos de: A. *Taenia hydatigena*. B. *Taenia pisiformis.* C. *Taenia solium* y D. *Taenia saginata.*

Diagnóstico
de parásitos de interés
en **Medicina Veterinaria**

Capítulo IV:
Nematodos y Acantocéfalos

Práctica 9

Morfología de los nematodos de las familias *Ascarididae*, *Heterakidae* y *Oxyuridae* en animales domésticos

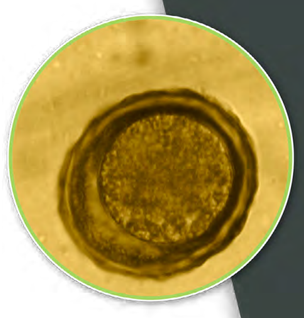
Juan Antonio Figueroa Castillo

Objetivo específico

Al término de la práctica, el alumno diferenciará mediante microscopía los nematodos de la familia *Ascarididae*, *Oxyuridae* y *Heterakidae*.

Material y equipo

- Heces positivas a ascaridos
- Dos vasos de plástico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Asa de alambre de muestreo
- Mechero
- Cuchara
- Solución saturada de sal
- Coladera de plástico
- Microscopio compuesto
- Parásitos adultos y huevos de *Ascaris suum*, *Parascaris equorum*, *Toxocara canis*, *Ascaridia galli*, *Oxyuris equi*.
- Preparaciones fijas de *Heterakis gallinarum*.



Introducción

Familia Ascarididae

Agrupa a los nematodos más grandes que se localizan en el intestino delgado. Su boca está rodeada por tres labios (figura 9.1). Los machos son más pequeños que las hembras, su extremidad posterior está incurvada ventralmente, tienen dos espículas y pueden tener una pequeña ala caudal. Los huevos tienen tres capas denominadas (de afuera hacia dentro): albuminosa, quitinosa y lipoide (figura 9.2). Al momento de ser puestos no están segmentados. El ciclo es directo, la infección es por la ingestión del huevo que contiene la larva II o III. Pueden utilizar huéspedes paraténicos, o en el caso de *Toxascaris leonina*, huéspedes intermediarios. Hay infección prenatal (*Toxocara canis*) y transmamaria (*T. canis*, *Toxocara cati*, *Toxocara vitulorum*).

Géneros: *Ascaris suum* en cerdos, *Parascaris equorum* en équidos, *Toxocara canis* en canideos, *Toxocara cati* en felinos, *Toxocara vitulorum* en bovinos, *Toxascaris leonina* en canideos y felinos.

Características morfológicas consideradas para la identificación de los parásitos adultos y de los huevos:

Ascaris suum

- Los machos miden de 15 a 25 cm de longitud por 3 mm de diámetro. El extremo caudal es cónico, curvado hacia la cara ventral. Poseen dos espículas robustas y papilas anteriores y posteriores al orificio anal (figura 9.2 A).
- Las hembras miden hasta 41 cm de largo y 5 mm de diámetro. El extremo caudal es cónico y recto.
- Tiene labios pequeños (figura 9.2 B).
- Los huevos son elípticos, miden de 50-75 × 40-50 µm. Insegmentados. La capa albuminosa es gruesa y está provista de fosetas. Por lo regular es de color amarillo (figura 9.2 C).

Parascaris equorum

- Los machos miden 15-28 cm de largo por 3-6 mm de ancho. El extremo caudal es cónico, curvado hacia la cara ventral. Las dos espículas son del mismo tamaño. Las hembras miden 18-50 cm de largo, por 8 mm de ancho, la vulva se abre en la mitad posterior del cuerpo (figuras 9.3 A y 9.4 B).
- Los labios son prominentes, divididos en porción anterior y posterior por un surco horizontal (figura 9.3 B y 9.4 A).
- Los huevos son de forma subesférica, miden 90-100 µm de diámetro. La capa albuminosa es gruesa. (figura 9.4 C).

Toxocara canis

- Los machos llegan a medir hasta 10 cm de largo. En el extremo posterior se curva ventralmente y termina en un apéndice en forma de dedo. Las hembras miden hasta 18 cm de longitud, su extremo caudal es cónico (figura 9.5 A) (video).
- Poseen labios pequeños y dos aletas marginales estrechas (alas cervicales) (video), que comienzan en el borde bucal, aumentan poco a poco en anchura y decrecen del mismo modo (figura 9.5 B y C, y 9.6 B).
- Los huevos miden 65-75 µm de diámetro y son asimétricos. La capa albuminosa es gruesa y finamente punteada (figura 9.6 A).

Toxocara cati

- Los machos miden 3-6 cm de longitud. En el extremo posterior se curva ventralmente y termina en un apéndice en forma de dedo. Las hembras miden hasta 10 cm de longitud y terminan en forma cónica (figura 9.7 A).

- Los labios son pequeños, las dos aletas cervicales son anchas, estriadas y muy evidentes (figura 9.7 B).
- Los huevos son casi esféricos, de color marrón muy obscuro. Miden 65-75 µm de diámetro. La capa albuminosa es gruesa y finamente punteada.

Toxascaris leonina

- Tienen labios pequeños. Las alas cervicales son estrechas.
- El macho mide hasta 5 cm de largo y apenas 1 mm de diámetro. Sus espículas son de diferente tamaño.
- Las hembras llegan a medir hasta 10 cm de largo.
- Los huevos son elípticos, de color claro (translúcidos), miden 70 × 80 µm, tienen la capa más externa lisa.

Familia *Heterakidae*

Tienen espículas desiguales y una ventosa precloacal (o preanal) circular, característica de la familia. Los huevos son de capa lisa y están insegmentados al ser puestos. El ciclo es directo. Afectan a las aves.

- Géneros: *Ascaridia galli* se localiza en el intestino delgado de pollos, guajolotes, gansos, faisanes, codornices y otras aves silvestres.
- *Heterakis gallinarum* parasita los ciegos de guajolotes, gallinas, faisanes, gallinas de Guinea y otras aves silvestres.

Ascaridia galli

- De color blanco amarillento con tres labios desiguales, donde el dorsal es el de mayor tamaño; el esófago tiene forma de huso (figura 9.8 A).
- Los machos miden 3-8 cm de largo por 0.5-1.2 mm de ancho. En el extremo posterior tienen una ventosa preanal de forma elipsoidal (figura 9.8 B). Tiene dos aletas caudales membranosas y 10 papilas caudales. Las dos espículas son de diferente tamaño.
- Las hembras miden de 6-12 cm de largo y terminan en punta cónica, la vulva es anterior a la mitad del cuerpo.
- Los huevos son elípticos, insegmentados, miden 68-92 × 40-57 µm. Su capa externa es gruesa y lisa (figura 9.8 C).

Heterakis gallinarum

- De color blanquecino con tres labios pequeños, tiene dos alas laterales estrechas y transparentes; el esófago termina en bulbo.
- Los machos miden 4-13 mm de largo. Terminan en una punta aguda. Las aletas caudales son anchas y están sostenidas por 10 a 15 pares de papilas. La ventosa preanal es característica. Tienen dos espículas desiguales y estriadas transversalmente (figura 9.9 A y 9.9 B).
- Las hembras miden 8-15 mm de largo, la vulva abre por detrás de la mitad del cuerpo.
- Los huevos son elípticos, insegmentados, miden 63-75 × 38-48 µm; su envoltura es gruesa y lisa (figura 9.9 C).

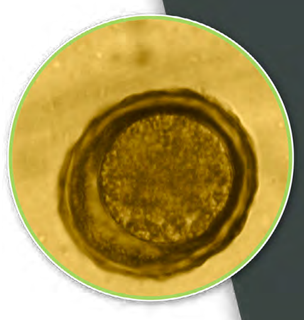
Familia *Oxyuridae*

Son parásitos del ciego y el colon, la mayoría de los géneros son pequeños (excepto *Oxyuris*). El esófago tiene un bulbo posterior característico. Las hembras tienen cola alargada. Los machos son más pequeños y solo tienen una espícula. Los huevos son elípticos, con un lado plano y un opérculo polar. El ciclo es directo.

Géneros: *Oxyuris equi* en équidos, *Passalurus ambiguus* en conejos y *Skrjabinema ovis* en borregos y cabras.

Oxyuris equi

- Son parásitos de color blanco con una boca de tres labios. El esófago es largo, estrecho en el centro y abultado en el extremo posterior, que no llega a formar un verdadero bulbo (figura 9.10).
- Los machos miden 9-12 mm de largo. Su extremo posterior es romo con cinco papilas a cada lado, las más largas sostienen una membrana caudal. Solo tienen una espícula recta, delgada y puntiaguda. Las hembras miden hasta 10 cm o un poco más dependiendo de la longitud de la cola. El extremo anterior es grueso y se va adelgazando hasta formar una cola delgada y larga. La vulva se abre muy cerca del borde anterior (figura 9.11 A y C).
- Los huevos son elípticos, algo asimétricos, ligeramente aplanados en uno de sus lados. Miden 80-90 × 40-45 µm. Tienen un opérculo polar (figura 9.11 B).



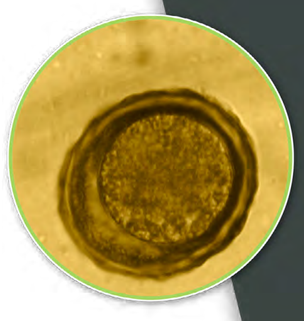
Actividades

El profesor

- Proporcionará el material para el desarrollo de la técnica.
- Especímenes adultos y huevos de *Ascaris suum*, *Parascaris equorum*, *Toxocara canis*, *Ascaridia galli*, *Oxyuris equi*.
- Preparaciones fijas de *Heterakis gallinarum*.
- Dará una breve explicación de la morfología de los nematodos del orden *Ascaridida* y las generalidades de las familias *Ascaridade*, *Heterakidae* y *Oxyuridae*.
- Solicitará a los alumnos realizar la técnica de flotación con heces positivas de la coproteca del departamento.
- Apoyará a los alumnos durante la realización de la técnica de diagnóstico e identificación de parásitos.
- Supervisará el desarrollo de las actividades.
- Evaluará el desempeño de los alumnos.

El alumno

- Revisará al inicio de la sesión el material y el equipo a utilizar durante la práctica.
- Realizará la técnica de flotación.
- Observará los especímenes de la colección del departamento de parasitología, e identificará las siguientes características morfológicas:
  - La presencia de labios, alas cervicales y ventosa preanal.
  - La forma en que se curva el extremo posterior de los machos ascáridos.
  - La longitud del extremo posterior de las hembras.
  - Forma y tipo de cubierta (rugosa o lisa) de los huevos.
  - Identificará los especímenes adultos a nivel de género.



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 9

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los huevos y adultos de los nematodos de las familias *Heterakidae*, *Ascaridae* y *Oxyuridae*, seleccionando la técnica coproparasitoscópica apropiada, y utilizando un microscopio de manera colaborativa.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 9

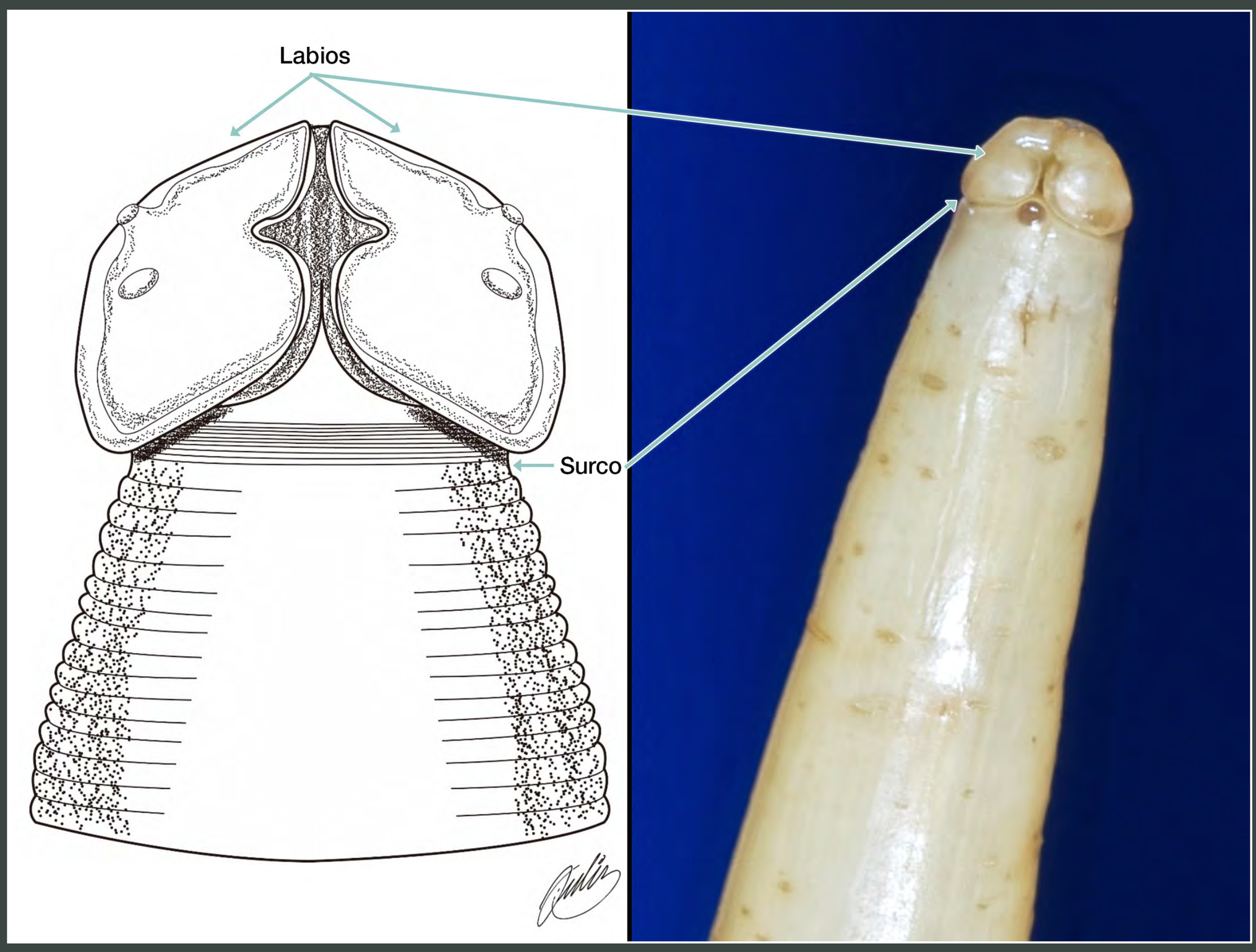


Figura 9.1. *Parascaris equorum*. Extremo anterior que destaca los labios y el estrangulamiento detrás de los labios.

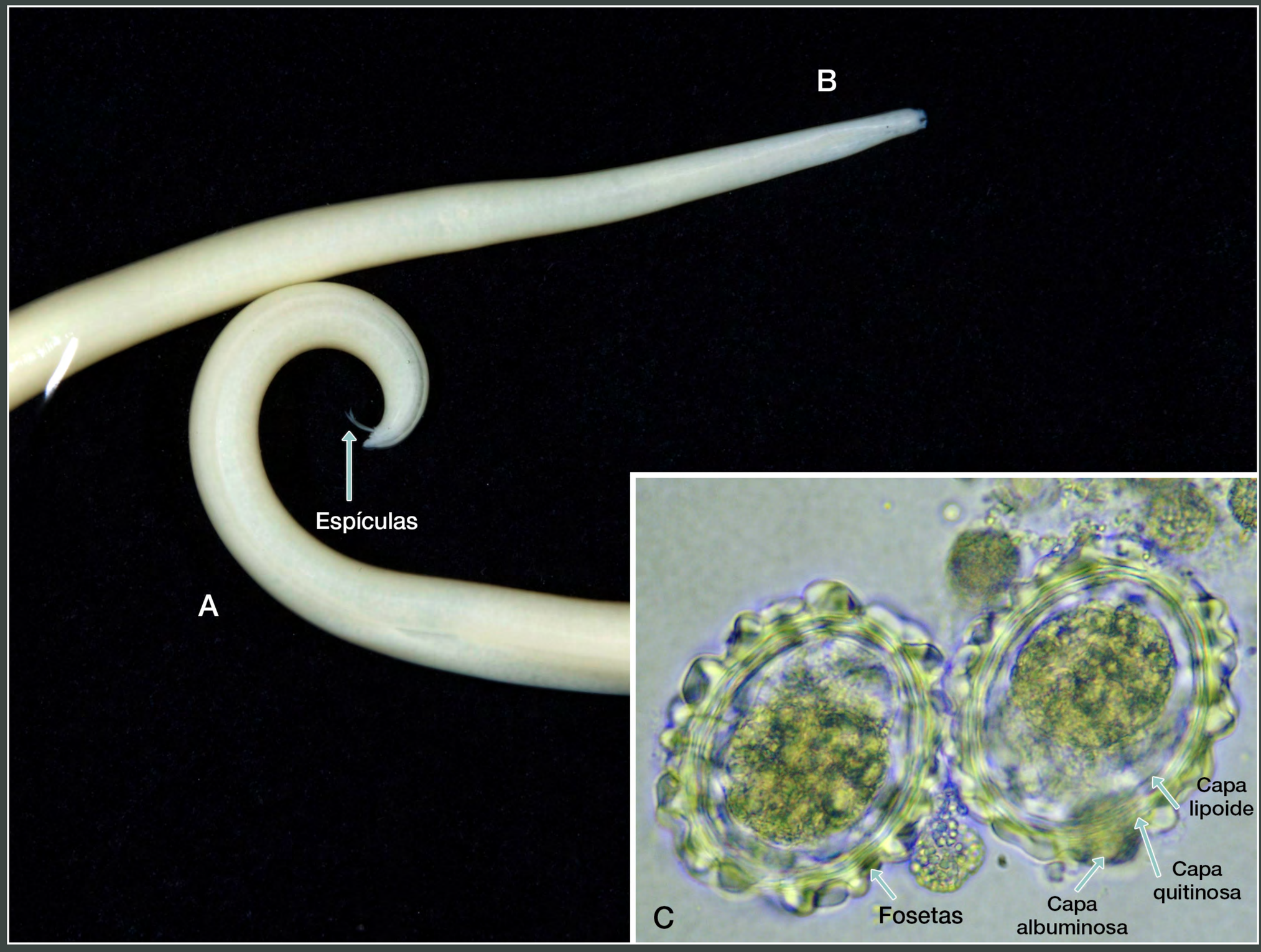


Figura 9.2. A. Extremo posterior del macho. B. Extremo anterior de la hembra. C. Huevo a 40X de *Ascaris suum*.



Figura 9.3. A. *Parascaris equorum* hembra. B. Vista frontal de los labios.

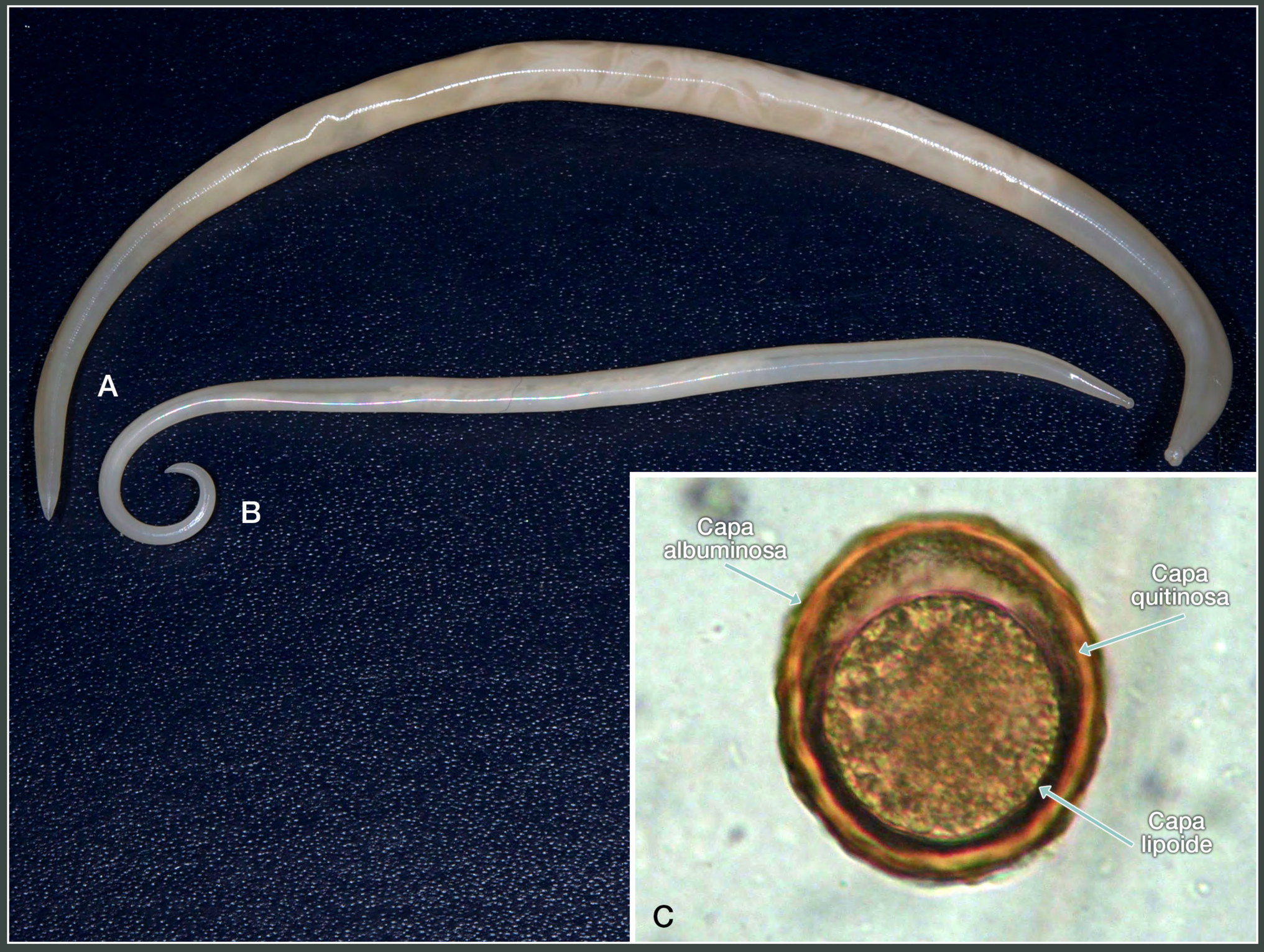


Figura 9.4. *Parascaris equorum*. A. Hembra. B. Macho. C. Huevo.

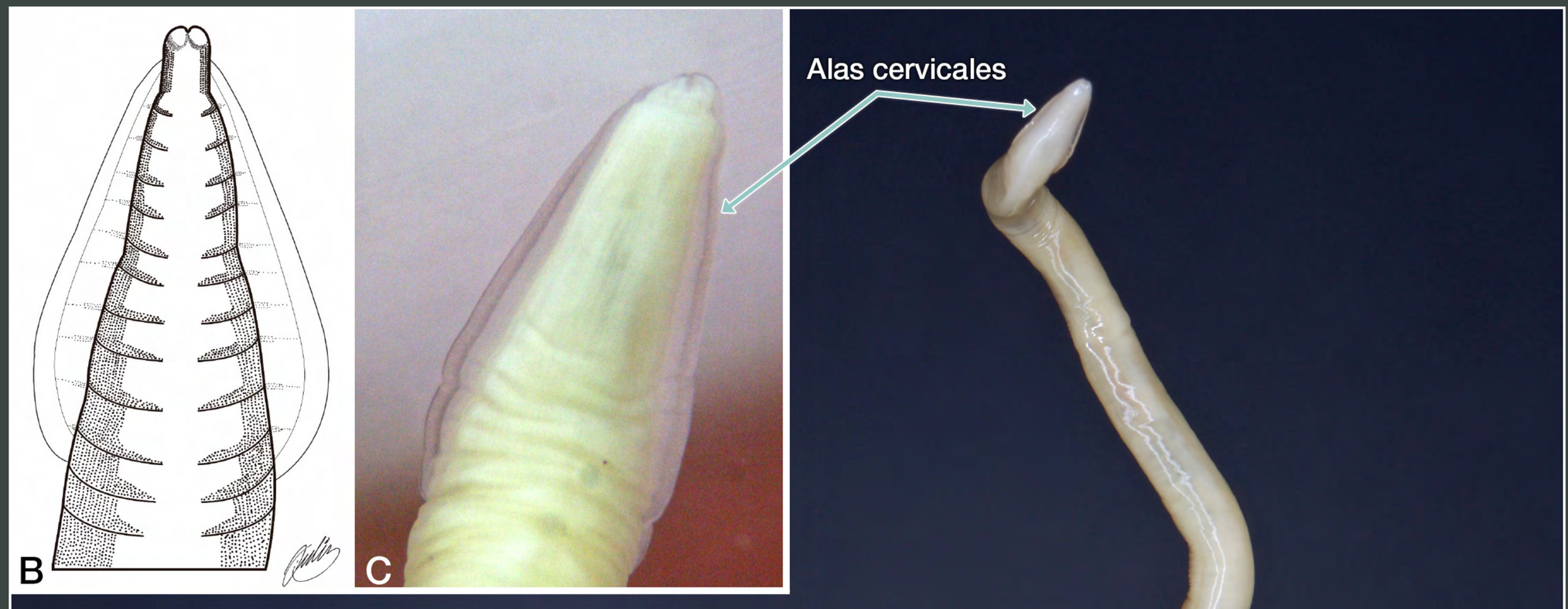


Figura 9.5. *Toxocara canis*. A. Adulto. B. Esquema. C. Alas cervicales.

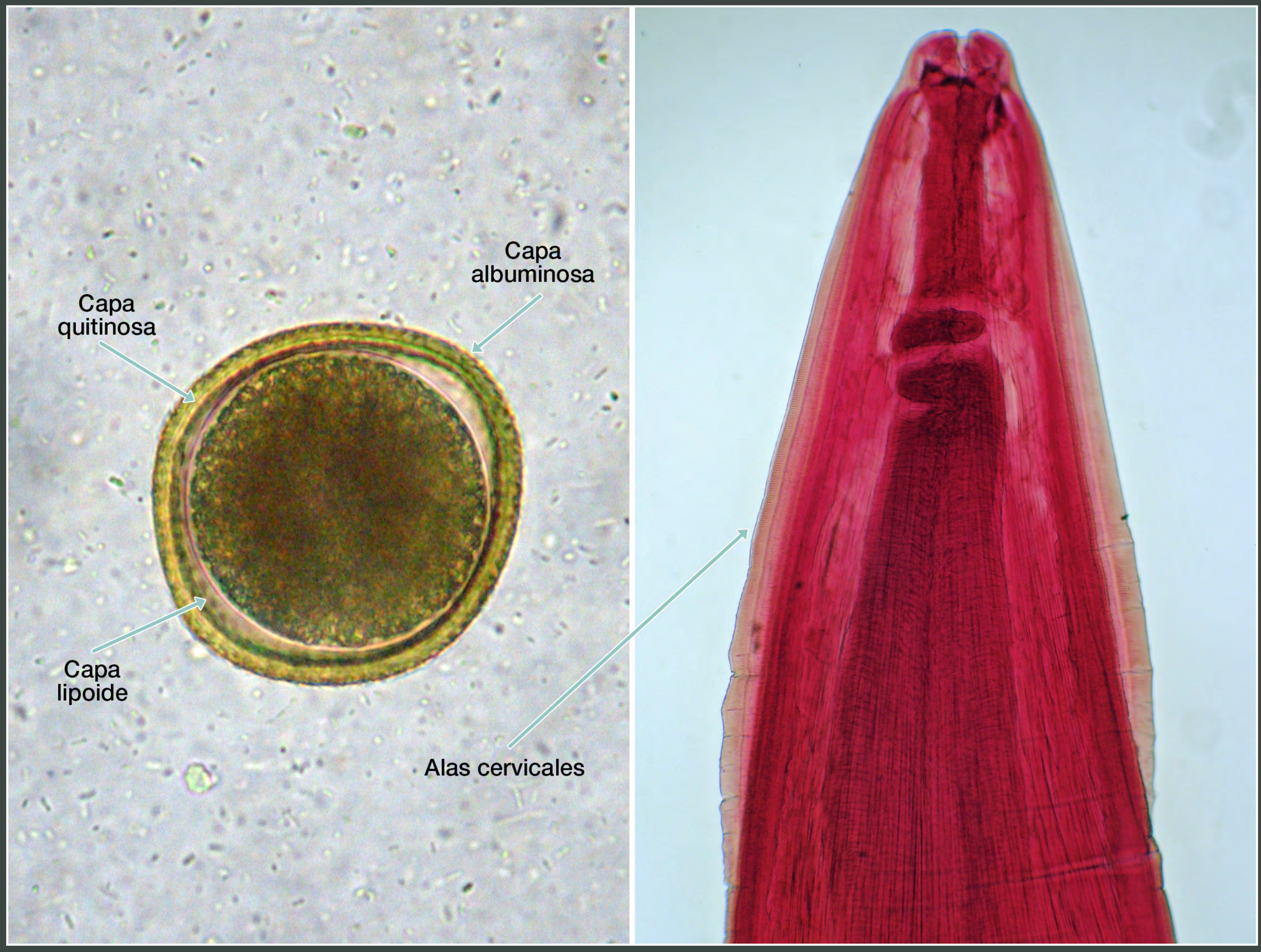


Figura 9.6. *Toxocara canis*. A. Huevo. B. Detalle de las alas cervicales.

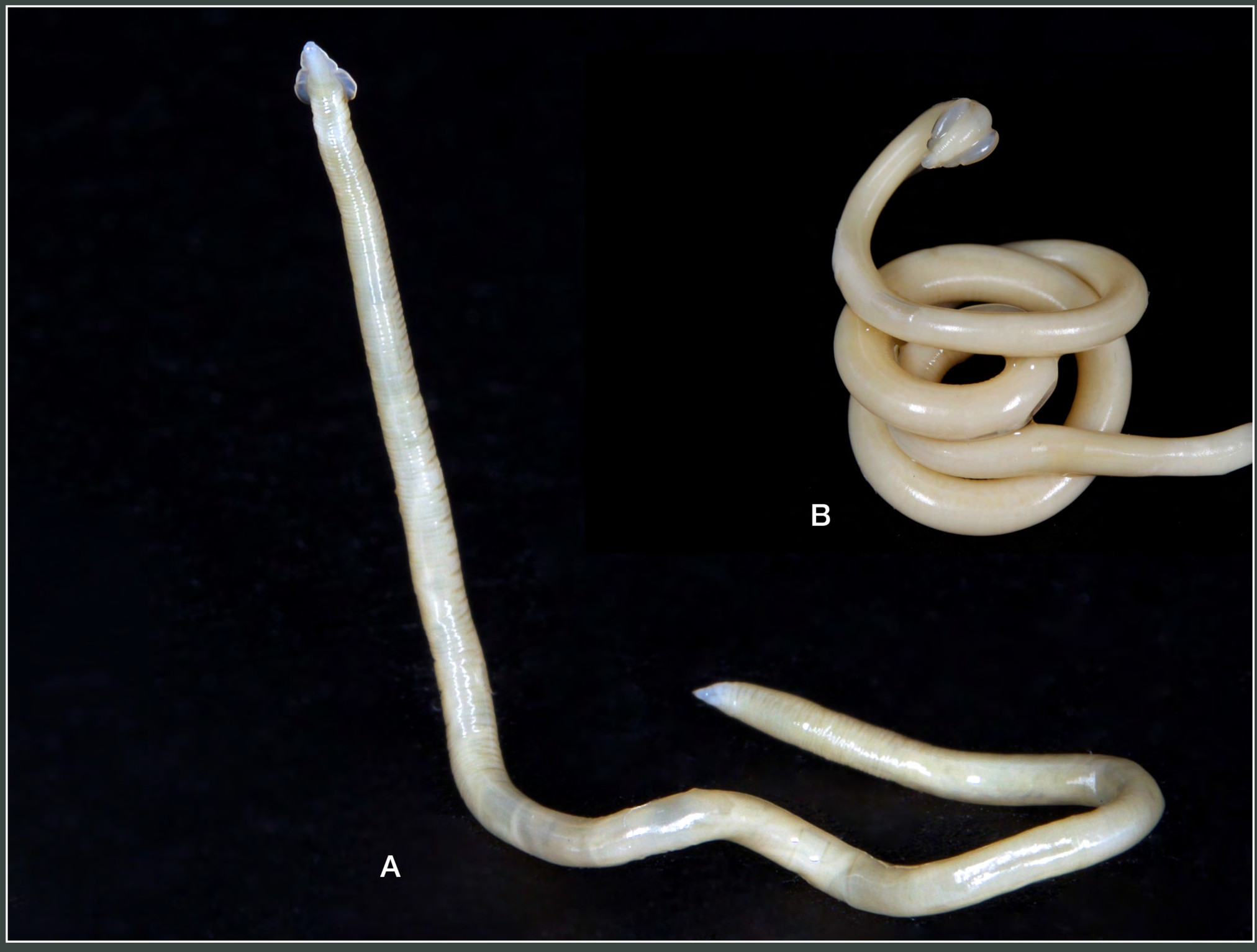


Figura 9.7. *Toxocara cati*. A. Hembra. B. Acercamiento a las alas cervicales en el extremo anterior del parásito.

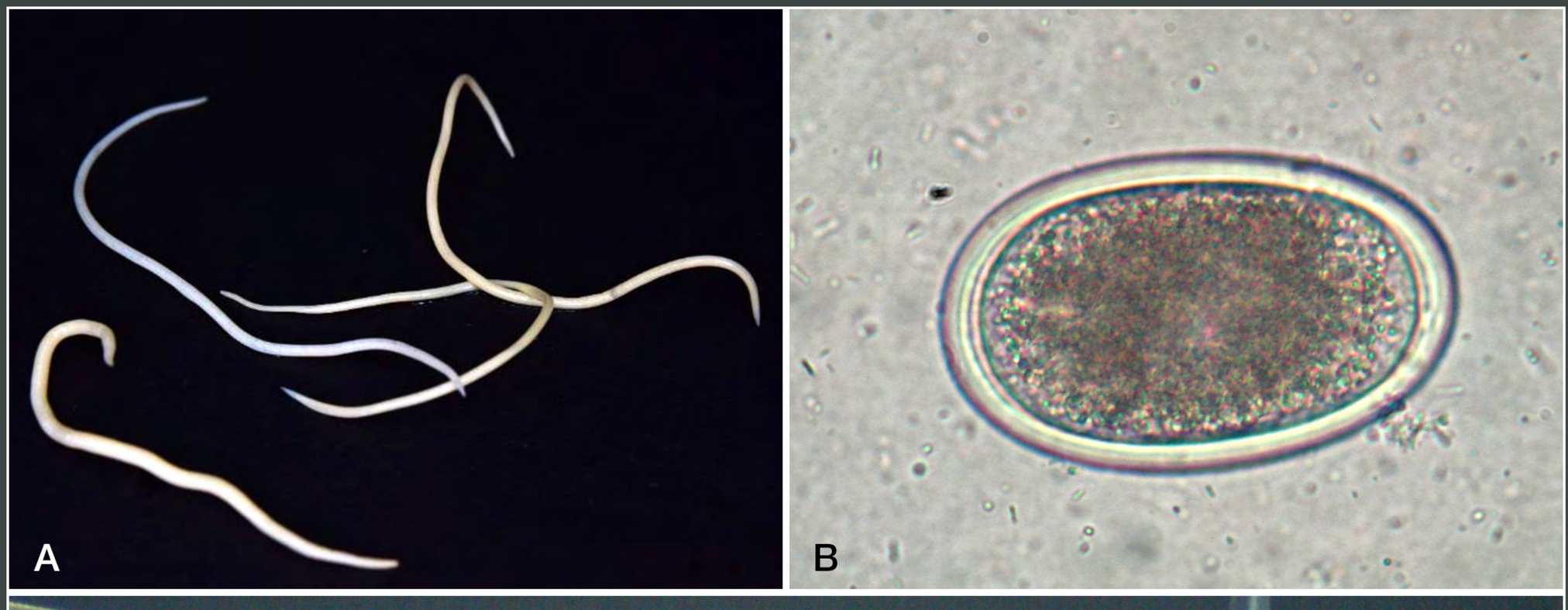


Figura 9.8. *Ascaridia galli*. A. Adultos. B. Detalle del extremo posterior del macho. C. Huevo.

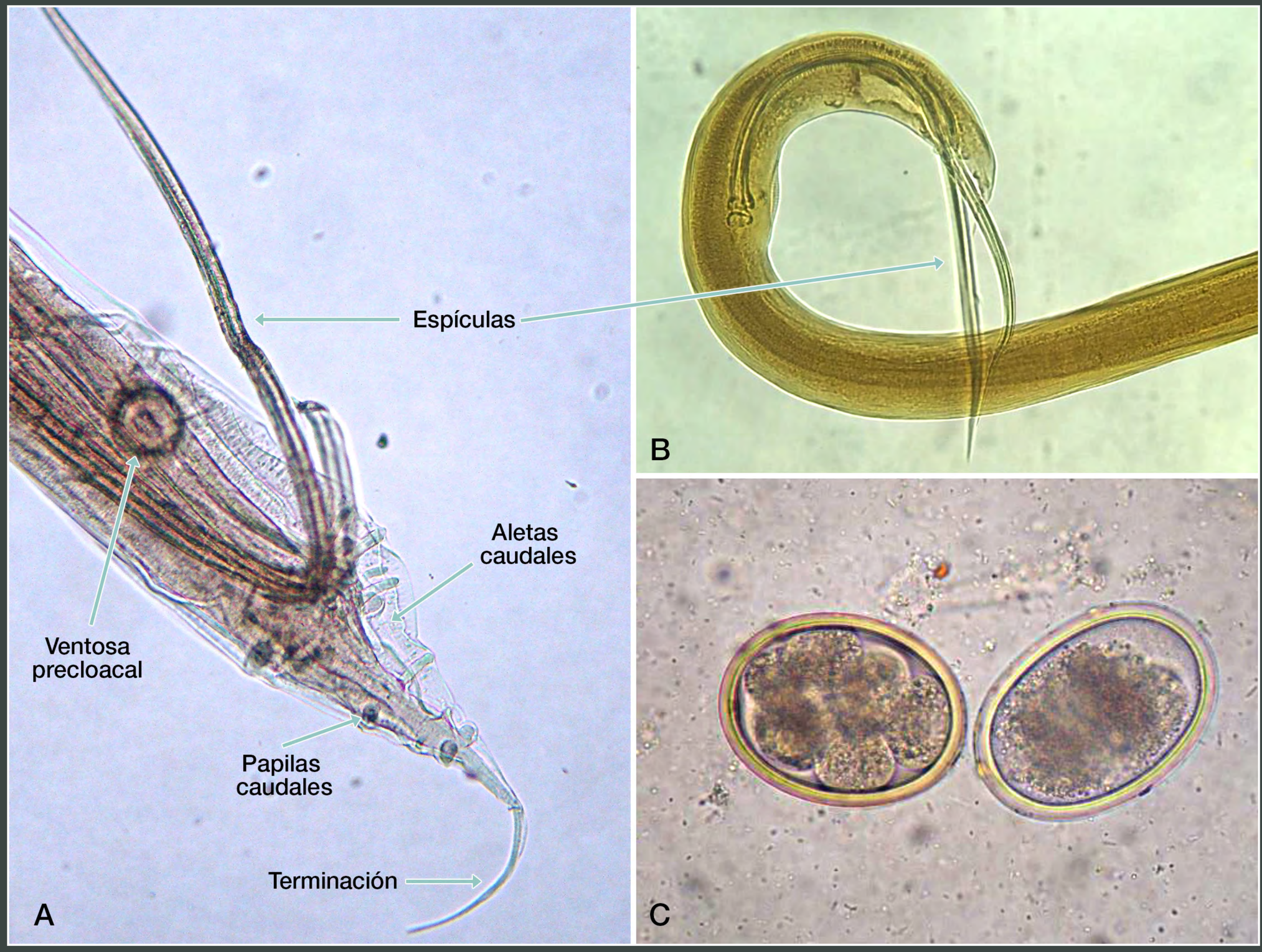


Figura 9.9. *Heterakis gallinarum*. A. Extremo posterior del macho. B. Espículas. C. Huevos.



Figura 9.10. *Oxyuris equi.*



Figura 9.11. *Oxyuris equi*. A. Hembra. B. Huevos. C. Parásitos en las heces.

Práctica 10

Morfología de los nematodos del orden Strongylida en mamíferos domésticos

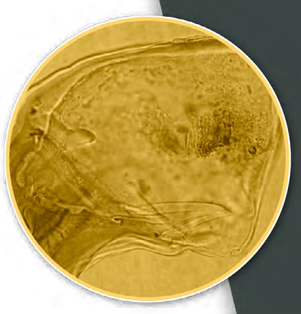
Irene Cruz Mendoza y Cintli Martínez Ortíz de Montellano

Objetivos específicos

Al finalizar la práctica, el alumno diferenciará mediante microscopía los nematodos gastrointestinales del orden *Strongylida*, más comunes y los nematodos pulmonares que afectan a rumiantes, équidos y cerdos.

Material y equipo

- Heces de rumiante positivas a estrongilidos
- Equipo de McMaster (tubo de dilución, gotero, cámara)
- Gasa o coladera
- Solución saturada de sal (SSS)
- Vaso de plástico
- Cuchara
- Microscopio compuesto
- Preparaciones permanentes de *Haemonchus*, *Oesophagostomum* spp., *Chabertia ovina*, *Ancylostoma caninum*, *Strongylus vulgaris*, *Bunostomum* sp., *Dictyocaulus arnfieldi*, *Metastrongylus apri* y *Muellerius capillaris*.
- Huevos tipo estrongilido



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

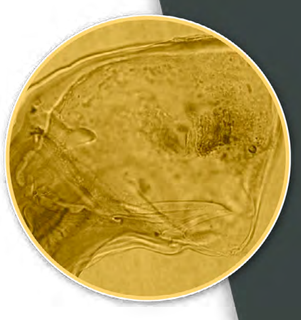
Práctica 10

Introducción

El orden *Strongylida*, agrupa a nematodos de gran importancia médica y económica que afectan el tracto gastrointestinal y pulmonar de los animales domésticos. Las características morfológicas más relevantes del orden son la presencia de bolsa copuladora sostenida por rayos y un par de espículas en los machos (figura 10.1). Los huevos son elipsoidales, blastomerados, de pared delgada y lisa (figuras 10.2 y 10.3).

Para una mejor comprensión del orden, lo dividiremos en superfamilias, indicando los géneros más importantes en medicina veterinaria.

Superfamilia	Familia	Géneros
Ancylostomatoidea	Ancylostomatidae	*Ancylostoma* *Bunostomum* *Uncinaria*
Metastrongyloidea	Metastrongylidae	*Metastrongylus*
	Protostrongylidae	*Muellerius*
Strongyloidea	Strongylidae	Sub. Fam. Cyathostominae (más de 40 especies conocidas como pequeños estrongílidos) Sub. Fam. Strongylinae. Conocidos como grandes estrongílidos: Strongylus Triodontophorus
	Chabertiidae	*Chabertia* *Oesophagostomum*
	Dictyocaulidae	*Dictyocaulus*
	Molineidae	*Nematodirus*
Trichostrongyloidea	Trichostrongylidae	*Cooperia* *Haemonchus* *Mecistocirrus* *Ostertagia* *Teladorsagia* *Trichostrongylus*



Superfamilia *Ancylostomatoidea*

Son nematodos pequeños que se localizan en el intestino delgado. Se caracterizan por poseer ganchos (dientes o placas cortantes) en la cavidad bucal. Son hematófagos. Su ciclo es directo.

Géneros: *Ancylostoma caninum* (canideos y ocasionalmente el hombre), *Ancylostoma tubaeforme* (felinos), *Bunostomum phlebotomum* (bovinos), *Bunostomum trigonocephalum* (ovejas y cabras) y *Uncinaria stenocephala* (canideos).

Ancylostoma caninum

Se localizan en el intestino delgado del perro, zorro, lobo, coyote y otros canideos silvestres y ocasionalmente en el hombre. De distribución cosmopolita. La larva 3 es la infectante para los huéspedes definitivos, la infección es por vía oral, cutánea, trasplacentaria o lactogénica. Se diagnostica mediante la técnica de flotación (video).

Morfología

- Los adultos son de color gris o rojizo. La boca es pequeña, redondeada y dirigida dorsalmente (figura 10.4 A). La cápsula bucal es subglobular y posee tres dientes ventrales en cada lado de la abertura bucal, en el fondo de la cápsula hay un par de dientes triangulares dorsales y un par de dientes centrolaterales (figura 10.4 B).
- El macho mide de 10 a 13 mm de longitud. La bolsa copuladora está bien desarrollada.
- La hembra mide de 13 a 20 mm. La vulva está situada en la unión del segundo tercio con el tercero. El útero y los ovarios forman numerosas asas transversales a lo largo del cuerpo, que se observan a simple vista.

- Los huevos miden 56-75 × 34-47 µm, son de forma ovoide con doble membrana y ocho blastómeros.

Bunostomum trigonocephalum

Es un ancilostomido que se localiza en el intestino delgado (íleon y yeyuno) de ovejas y cabras. Su distribución es cosmopolita. *B. phlebotomum* es la especie que parasita al bovino. La larva 3 es la infectante por vía oral y por la piel. El diagnóstico se realiza mediante la técnica de cultivo larvario.

Morfología

- El extremo anterior de los adultos se curva en dirección dorsal, por lo que la cápsula bucal se abre anterodorsalmente, es relativamente ancha y lleva en su margen ventral un par de placas quitinosas (figura 10.5). No tiene dientes dorsales en la cápsula.
- El macho mide de 12 a 17 mm de longitud, la bolsa copuladora está bien desarrollada. Las espículas son delgadas y aladas.
- Las hembras miden de 19 a 26 mm de largo.
- Los huevos miden 79-97 × 47-50 µm, los extremos son redondeados, y las células embrionarias presentan una granulación oscura.

Superfamilia *Strongyloidea*

Género *Strongylus*

Son conocidos como grandes estróngilos o grandes estrongílidos. Se localizan en el ciego y colon de caballos, mulas, asnos y cebras (figura 10.6). Se pueden encontrar larvas migratorias en numerosos órganos (vasos sanguíneos, pulmones, tráquea, bronquios, hígado, páncreas, etc.). Hay tres especies de importancia

veterinaria; *Strongylus vulgaris* (el más patógeno), *S. edentatus* y *S. equinus*. Son de ciclo directo. El individuo se infecta cuando ingiere la larva 3. Se le diagnostica mediante la técnica de McMaster para cuantificar la eliminación de huevos. Sin embargo, es difícil distinguir los huevos de pequeños y grandes estrongilos. El cultivo larvario tiene valor limitado debido a que no existen claves de identificación para todos los géneros (video).

Morfología

Los *Strongylus* son hematófagos. Los machos tienen una bolsa copuladora con dos espículas para sujetar a la hembra durante la cópula. Los huevos son elípticos, blastomerados y de cubierta delgada y lisa. Las características de la cápsula bucal son muy útiles para diferenciar las especies, las tres tienen una cápsula bucal caliciforme rodeada de doble corona foliácea con un surco dorsal o gotera esofágica.

Strongylus edentatus (figura 10.7 A)

- La cápsula bucal no tiene dientes.
- El macho mide 23 a 28 mm de longitud.
- La hembra de 33 a 34 mm de longitud por 2 mm de ancho.
- Los huevos miden 78-88 × 48-52 µm .

Strongylus equinus (figura 10.7 B)

- En la base de la cápsula bucal tienen un diente dorsal grande de punta bífida y dos dientes subventrales más pequeños.
- El macho mide de 26 a 35 mm de longitud.
- La hembra mide 38-47 × 2 mm.
- Los huevos miden 75-92 × 40-54 µm.

Strongylus vulgaris (figura 10.7 C)

- Es el más pequeño de las tres especies. La cápsula bucal tiene dos dientes dorsales redondeados que parecen unidos a la gotera esofágica.
- El macho mide de 14 a16 mm de longitud.
- La hembra mide 20-24 × 1.5 mm.
- Los huevos miden 83-93 × 48-52 µm.

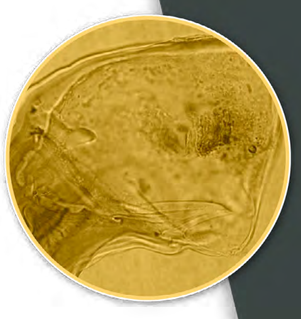
Género *Chabertia ovina*

Se localiza en el intestino grueso de los bovinos, ovinos y caprinos. Se caracteriza por el gran tamaño de su cápsula bucal, asimétrica y sin dientes. Es de ciclo directo. El estado infectante es la larva 3. El diagnóstico se realiza mediante cultivo larvario.

- En los adultos, la cápsula bucal es muy grande, la abertura bucal se encuentra anteroventralmente y está rodeada de una corona folíacea doble (figura 10.8 A).
- El macho mide de 13 a 14 mm. Tiene una bolsa copuladora bien desarrollada con un par de espículas finas unidas por el gubernáculo (figura 10.8 B).
- La hembra mide de 17 a 20 cm.
- Los huevos miden 90-105 × 50-55 µm. Son elípticos, blastomerados y de pared lisa.

Género *Oesophagostomum*

Son parásitos del intestino grueso (ciego y colon). Se denominan gusanos nodulares, debido a que diversas especies producen la formación de nódulos en la pared intestinal. Son de ciclo directo e infectan cuando se ingiere la larva tres. Es difícil distinguir los



huevos del resto de los estrongílidos, por lo que se le diagnostica mediante cultivo larvario.

Morfología

Los nematodos de este género tienen una abertura bucal pequeña, de pared gruesa, con una corona foliácea interna y otra externa (la mayoría de las especies); tienen un surco cervical ventral (collar cefálico) cerca del extremo anterior, por delante del cual la cutícula se dilata formando una vesícula cefálica. Dependiendo de la especie, pueden presentar papilas cervicales. El macho tiene una bolsa copuladora bien desarrollada con un par de espículas delgadas. Tiene gubernáculo.

La presencia y disposición de la vesícula cefálica, las papilas cervicales y el huésped, son de gran utilidad para diferenciar las especies.

Algunas de las especies de importancia son:

- *Oesophagostomum columbianum* en ovinos, caprinos, camellos y antílopes.
- *O. radiatum* en bovinos domésticos y silvestres, además de ovinos y caprinos.
- *O. venulosum* en ovinos y cabras.
- *O. dentatum*, *O. cuadrispinulatum*, *O. brevicaudum* en cerdos.

Oesophagostomum radiatum

- Los adultos poseen un collar cefálico con una gran vesícula cefálica constreñida por detrás de su línea media, no tiene la corona radiada externa.
- El macho mide de 14 a 17 mm de longitud.
- La hembra mide de 16 a 22 mm de largo.

- Los huevos miden 70-76 × 36-40 µm, tienen doble membrana y son blastomerados.

Oesophagostomum columbianum

- Los adultos poseen alas y un par de papilas cervicales bien desarrolladas, un surco cervical transverso y una vesícula cefálica. La boca es pequeña, circular y rodeada de coronas foliáceas.
- El macho mide de 12 a 16.5 mm de largo, tiene la bolsa copuladora bien desarrollada y las espículas delgadas.
- La hembra mide de 15 a 21.5 mm de largo.
- Los huevos son de pared delgada, blastomerados, miden 73-89 × 34-45 µm.

Superfamilia *Trichostrongyloidea*

La mayoría son parásitos del tracto gastrointestinal de rumiantes (excepto *Dictyocaulus* spp.). Son muy frecuentes y patógenos. Se trasmiten por ingestión de larvas 3 en el pasto. Los huevos (excepto de *Dictyocaulus* spp.), son típicos del orden *Strongylida* (elípticos, de pared lisa y blastomerados). El diagnóstico de los estrongílidos gastrointestinales en rumiantes se realiza mediante la técnica de McMaster debido a que cuantifica la eliminación de huevos. Para identificar los géneros, se debe hacer un cultivo larvario.

Género *Haemonchus*

Es un género de amplia distribución geográfica y de gran importancia médica y económica. Se localiza en el abomaso de rumiantes. Existen varias especies como *Haemonchus placei* y *H. similis*

en bovinos, y *H. contortus* en ovejas y cabras (excepcionalmente en bovinos) (video ▶).

Morfología de Haemonchus contortus

Los adultos son de color rojizo, debido a que son hematófagos (figura 10.9 A). La cápsula bucal es pequeña y tiene una lanceta en la parte dorsal y un par de papilas cervicales (video ▶).

- Los machos miden de 10 a 20 mm de largo, los lóbulos laterales de la bolsa copuladora son grandes, mientras que el lóbulo dorsal es pequeño y asimétrico (figura 10.9 B). Las espículas son cortas (figura 10.10 B), algunas especies terminan con un botón. Tiene gubernáculo.
- Las hembras miden de 18 a 30 mm. Los ovarios y el útero doble rodean al tubo digestivo formando espirales. La vulva puede estar cubierta por un lóbulo o lengüeta, llamado solapa vulvar (figuras 10.9 C y 10.10 A). Se encuentra en el último cuarto del cuerpo.
- Los huevos son ovales, de pared delgada y segmentados, miden 70-85 × 41-38 µm.

Género *Ostertagia*

Existen varias especies. Los adultos se localizan en el abomaso del ganado bovino. Se trasmite cuando se ingieren larvas 3 en el pasto.

Morfología de Ostertagia ostertagi

Los nematodos adultos son pequeños y muy delgados, con papilas cervicales.

- Los machos miden de 6.5 a 7.5 mm. Los lóbulos laterales de la bolsa copuladora son grandes, y las espículas cortas y terminan en dos o tres procesos laterales. Posee gubernáculo y papilas prebursales.
- La hembra mide de 8.3 a 9.2 mm de largo. La vulva se abre en el quinto posterior del cuerpo y puede estar cubierta por una solapa muy delgada conocida como expansión cuticular.
- Los huevos miden 80-85 × 40-45 µm. Son elípticos y blastomerados.

Género *Teladorsagia*

Existen varias especies: *Teladorsagia circumcincta* se localiza en el abomaso de ovejas y cabras. *Teladorsagia trifurcata* en ovejas, cabras y ocasionalmente en bovinos. El género se caracteriza por poseer una membrana bursal accesoria con un par de papilas accesorias. Algunas especies tienen anillos cuticulares en la parte final del extremo posterior. Se trasmite cuando se ingieren larvas 3 en el pasto.

Morfología de Teladorsagia circumcincta

- El macho mide de 7.5 a 8.5 mm. Las espículas son finas, cada una termina en un abultamiento grande y en un proceso pequeño y agudo (figura 10.11 A).
- La hembra mide de 9.8 a 12.2 mm de largo; en el extremo posterior, cerca de la punta tiene 4 o 5 estrías transversales. La vulva se abre en el quinto final del cuerpo y está cubierta por una expansión cuticular (figura 10.12).
- Los huevos miden 80-100 × 40-50 µm.

Género *Trichostrongylus*

Existen varias especies, excepto *Trichostrongylus axei* que se localiza en el abomaso de rumiantes, y el estómago de équidos y lepóridos, el resto de las especies se hallarán en el intestino delgado de rumiantes. Son parásitos con una porción cefálica delgada, sin cápsula bucal ni papilas, son muy pequeños y delgados. Las espículas gruesas son una característica distintiva del género. Se trasmite cuando se ingieren las larvas 3 en el pasto.

Morfología de Trichostrongylus axei

- El macho mide 2.5 a 6 mm de largo. La bolsa copuladora tiene grandes lóbulos laterales, el rayo dorsal es simétrico, está hendido y termina en dos ramas con digitaciones. Las espículas son de color café, gruesas y con bordes (figura 10.11 B). Tiene gubernáculo.
- La hembra mide 3.5 a 8 mm de largo.
- Los huevos son ovales, de pared fina y segmentados al momento de la puesta, miden de 79-92 × 31-41 µm.

Mecistocirrus digitatus

Se localiza en el abomaso del ganado bovino. Se trasmite cuando se ingieren las larvas 3 en el pasto.

- Los adultos son delgados en el extremo anterior. Tienen una lanceta bucal. Las dos papilas cervicales son muy evidentes.
- Los machos miden de 20 a 21 mm de largo. La bolsa copuladora tiene los lóbulos laterales grandes, el lóbulo dorsal es pequeño y central. Las espículas son muy largas y delgadas, están unidas en la mayor parte de su longitud. No tiene gubernáculo.

- Las hembras miden de 26 a 30 mm de largo, terminan en forma cónica, el útero y los ovarios se entrelazan con el intestino, semejante a lo que ocurre con *Haemonchus*. La vulva se encuentra cerca del ano.
- Los huevos miden de 95-120 × 56-60 µm.

Género *Cooperia*

Existen varias especies que parasitan el intestino delgado de los rumiantes (*Cooperia oncophora*, *C. cuticei*, *C. pectinata* y *C. punctata*). Se trasmite cuando se ingieren las larvas 3 en el pasto.

- El macho mide de 5 a 7 mm de largo. La bolsa copuladora tiene dos lóbulos laterales grandes y un lóbulo dorsal muy pequeño. Las espículas son fuertes, relativamente cortas, de color marrón con una expansión en su zona media.
- La hembra mide de 6 a11 mm de largo (figura 10.13 A).
- Las líneas transversales en la vesícula cefálica (figura 10.13 B), así como el típico ensanchamiento de las espículas sirve para distinguir a este género.
- Los huevos miden 70-95 × 30-45 µm.

Género *Nematodirus*

Existen varias especies que se localizan en el intestino delgado de los bovinos, ovinos y caprinos (*Nematodirus filicollis*, *N. battus*, *N. helvetianus*, *N. spathiger*, entre otras). Son muy delgados y pequeños. La presencia de la vesícula cefálica, las espículas delgadas y largas unidas en casi toda su longitud con una punta característica, son elementos de gran ayuda para distinguir a este género. La punta de la cola de la hembra también es distintiva: puede ser cónica o trunca, con una proyección en forma de espina. El huevo

difiere del resto de los estrongílidos gastrointestinales, es más grande y posee ocho células al momento de la puesta. Se trasmiten cuando se ingiere la larva 3 en el pasto.

Morfología de Nematodirus spathiger

- Los adultos tienen vesícula cefálica dilatada.
- El macho mide de 10 a 15 mm de largo. La bolsa copuladora tiene lóbulos laterales grandes, las espículas son finas y tienen alas transparentes.
- La hembra mide de 15 a 23 mm.
- Los huevos miden de 175-206 × 106-110 µm de ancho, contienen un embrión con ocho células al momento de la puesta (figura 10.3 A).

Género *Dictyocaulus*

Son nematodos estrongílidos que se localiza en la tráquea, los bronquios y los bronquiolos del hospedero. Hay tres especies de importancia veterinaria: *Dictyocaulus arnfiedi* en equinos, asnos, burros, mulas, cebras y tapires; *D. viviparus* de bovinos, ciervos, renos, búfalos y camellos, y *D. filaria* de ovinos, cabras, dromedarios y algunos rumiantes salvajes. Son de ciclo directo y el estado infectante es la larva tres (video).

Las características relevantes del género son las siguientes: afilados en sus extremos, de color blanquecino, a las hembras se les observa el intestino como una línea obscura. Los machos tienen bolsa copuladora pequeña con los rayos unidos en su base y separados en la punta. Las espículas son cortas, gruesas y obscuras. Tiene gubernáculo.

Aunque los huevos son larvados al momento de la puesta, suelen romperse a su paso por el tracto respiratorio y gastrointestinal, por lo que el diagnóstico debe realizarse por la técnica de migración larvaria (Baermann) e identificar las larvas 1, que tienen características distintivas.

Morfología de *Dictyocaulus arnfieldi*

- Los adultos son de cuerpo filiforme de color blanco (figura 10.14). Tienen boca pequeña con seis pares de papilas, el esófago es largo y en la parte posterior ancho (video).
- Los machos miden de 25 a 43 mm de longitud. Los radios medio y postero-lateral de la bolsa copuladora se funden en la mitad de su longitud. Las espículas son cortas, miden 0.2 a 0.24 mm en forma de bota (figura 10.15 A), de color pardo amarillento y ligeramente incurvadas, con un gubernáculo corto.
- Las hembras miden de 43 a 68 mm de longitud, terminan en una cola corta ligeramente redondeada. La vulva se ubica en la porción anterior.
- Los huevos miden 80-100 × 50-60 µm, son larvados al ser puestos (figura 10.15 B).
- La larva 1 mide 420 a 480 µm de longitud, en la parte posterior termina en punta roma (figura 10.15 C).

Superfamilia *Metastrongyloidea*

Son nematodos con la boca rodeada de labios, bolsa copuladora atípica (reducida, algunos de sus rayos están fusionados). Las hembras son ovovivíparas, de ciclo indirecto.

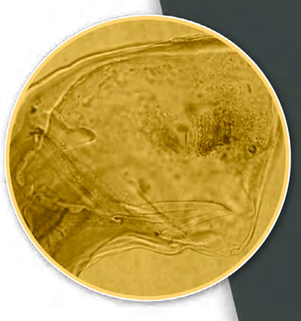
Género *Metastrongylus*

Se localizan en los bronquios y los bronquiolos de los huéspedes definitivos: el cerdo doméstico y silvestre. Las lombrices de tierra son los huéspedes intermediarios. Las características del género son: cuerpo fino, dos labios, cada uno con tres lóbulos. La bolsa copuladora es pequeña, las espículas, largas y filiformes. Las hembras son ovovivíparas, tienen una dilatación prevulvar. Los huevos son de capa gruesa y mamelonada. Los cerdos se infectan al ingerir las lombrices con la larva 3. Se diagnostican por la técnica de flotación.

Hay varias especies que parasitan al cerdo: *Metastrongylus apri*, *M. pudendotectus* y *M. salmi*.

Morfología de Metastrongylus spp.

- El macho mide de 11 a 26 mm. La bolsa copuladora es pequeña, el radio anterolateral es largo y presenta un extremo abultado, los radios mediolateral y posterolateral están unidos, el radio dorsal es muy reducido, no tiene gubernáculo. Las espículas son filiformes, cada una termina en un gancho simple.
- La hembra mide de 28 a 60 mm de longitud. Su extremo posterior está curvado ventralmente (figura 10.16 A). La vulva se abre en las proximidades del ano, donde se observa una dilatación prevulvar evidente del extremo posterior, no tiene provagina (figura 10.16 B).
- Los adultos son filiformes, blancos, su boca está rodeada de pequeñas papilas con dos labios trilobulados (figura 10.16 C), los centrales más largos, la cápsula bucal es pequeña, el esófago es en forma de huso.
- Los huevos miden 33-42 × 51-63 µm, tienen una pared gruesa, rugosa y cáscara gruesa, contiene una larva en el momento de la puesta.



Muellerius capillaris

Los nematodos adultos son muy pequeños y extremadamente delgados, se enrollan dentro de pequeños nódulos en el parénquima pulmonar, por lo que resulta muy difícil obtener especímenes completos, debido a esto, la fase diagnóstica es la larva de primer estadio. Los huéspedes definitivos son ovejas, cabras y pequeños rumiantes silvestres. Los huéspedes intermediarios son caracoles y babosas terrestres. Los pequeños rumiantes se infectan cuando ingieren al molusco con la larva 3. Se le diagnostica por la técnica de Baermann.

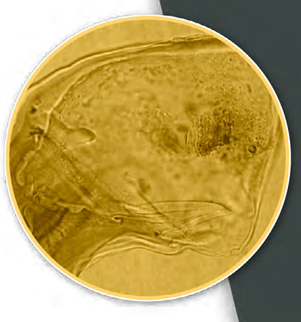
Morfología de la larva 1

Mide de 300 a 320 µm de largo. Destaca la terminación de la larva en forma serpenteante, y la presencia de una espina o espolón en la parte dorsal (figura 10.17).

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de los nematodos *Haemonchus contortus*, *Oesophagostomum* spp., *Chabertia ovina*, *Ancylostoma caninum*, *Strongylus vulgaris*, *Bunostomum* sp., *Dictyocaulus arnfieldi*, *Metastrongylus apri* y *Muellerius capillaris*.
- Indicará la realización de la técnica de McMaster para determinar la eliminación de huevos en una muestra positiva a huevos tipo estrongílido.
- Para las observaciones en el microscopio, entregará las preparaciones fijas y teñidas de nematodos a cada equipo.



- Asimismo, entregará material en fresco y los huevos de los preservados en alcohol al 70 % para su estudio.
- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para enfocar las preparaciones en laminillas.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y el equipo a utilizar durante la práctica.
- Realizará la prueba de McMaster con heces positivas.
- Observará las preparaciones permanentes teñidas proporcionadas de la colección del departamento de parasitología para la identificación de los parásitos gastrointestinales y pulmonares, mediante los siguientes criterios y características morfológicas que se listan:
  - Reconocerá una bolsa copuladora y los elementos que la componen.
  - Distinguirá un huevo tipo estrongílido.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los huevos y adultos de los nematodos estrongílidos, seleccionando la técnica copropara-sitoscópica apropiada y utilizando un microscopio de manera colaborativa.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 10

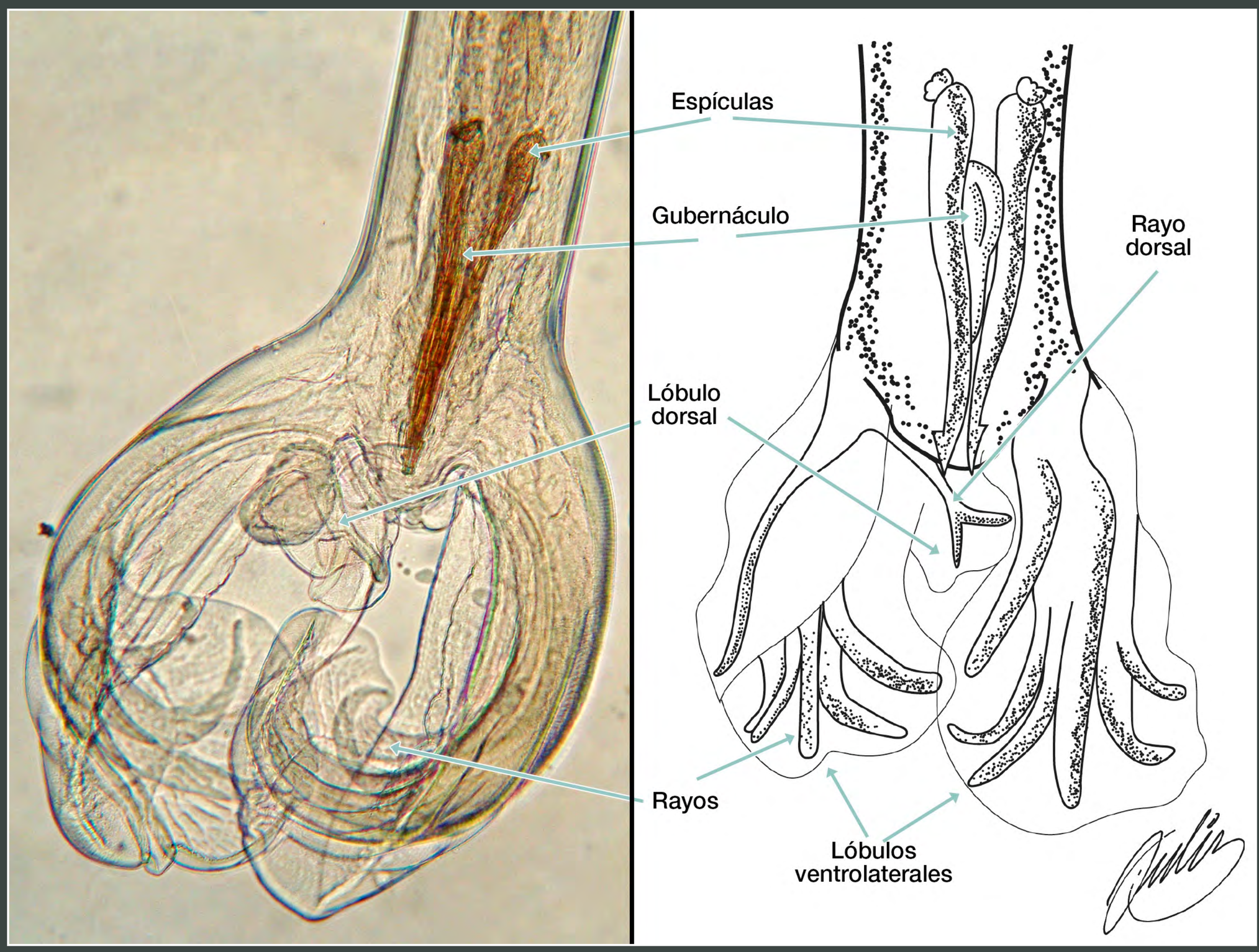


Figura 10.1. Bolsa copuladora de un macho estrongílido (*Haemonchus contortus*).



Figura 10.2. Huevos de tipo estrongílido.



Figura 10.3. A. Huevo de *Nematodirus* spp.
B. Huevo de estrongílido gastrointestinal.

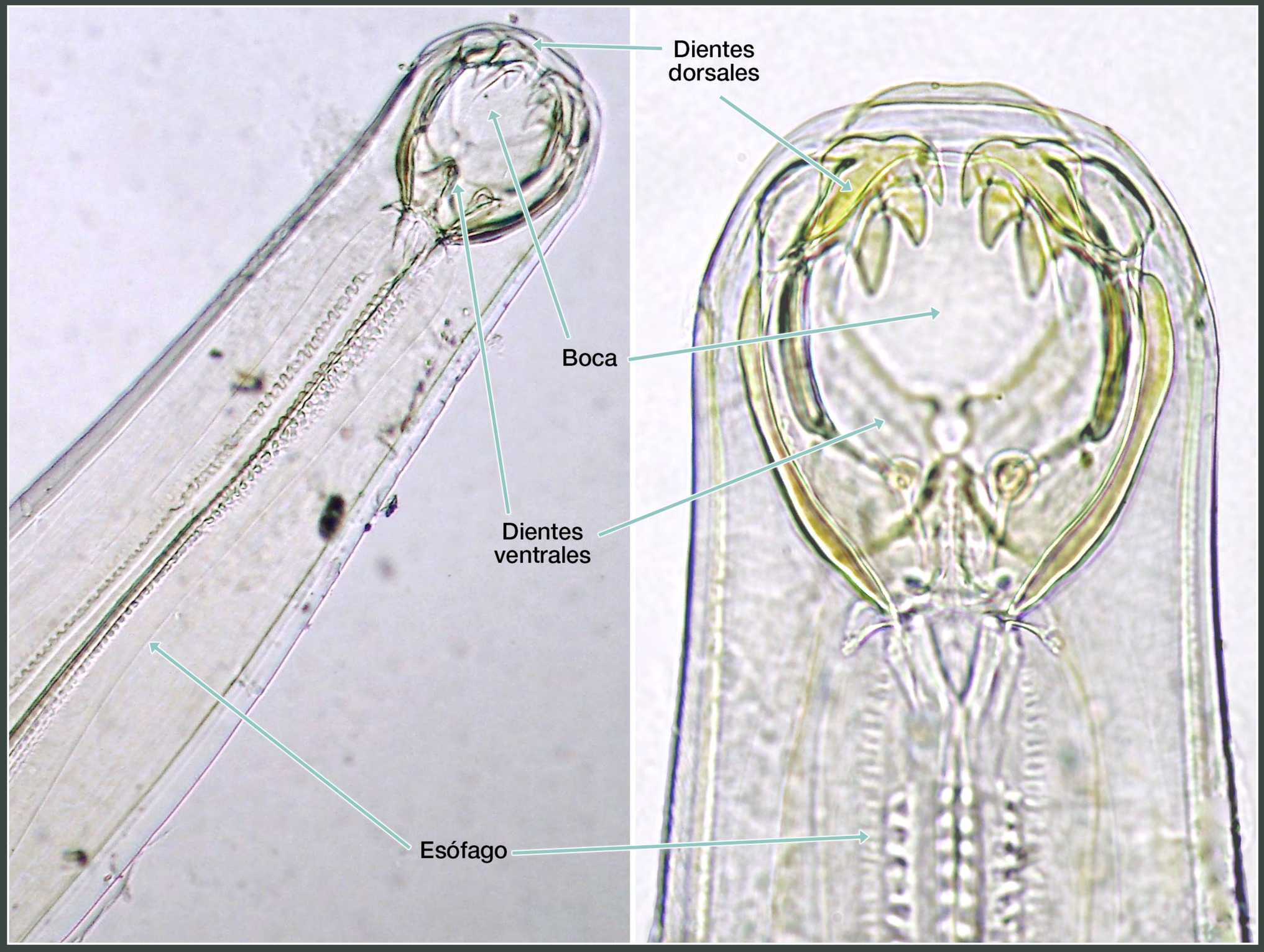


Figura 10.4. *Ancylostoma caninum*. A. Extremo anterior. B. Detalle de la boca.



Figura 10.5. Detalle de la cavidad bucal de *Bunostomum* spp.



Figura 10.6. A. Strongylus en la mucosa del ciego.
B. Detalle de una hembra.

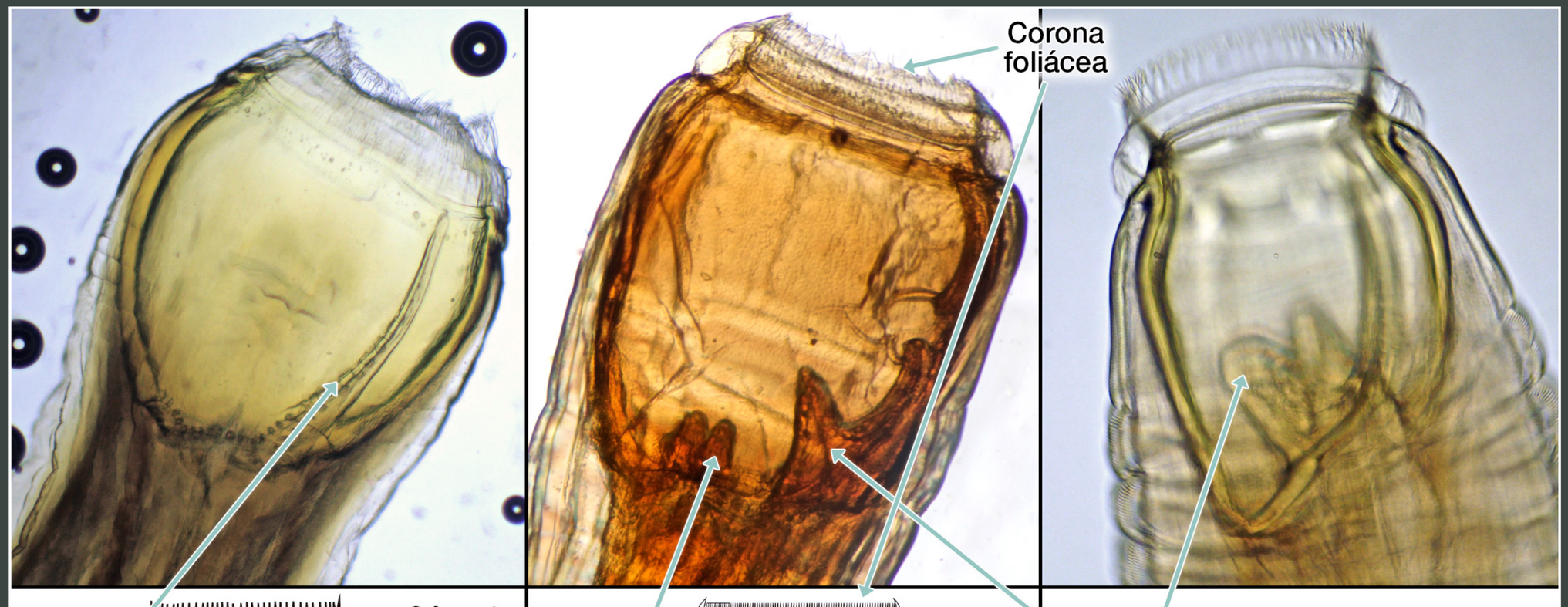


Figura 10.7. Detalle de la cápsula bucal de: A. *Strongylus edentatus*. B. *Strongylus equinus*. C. *Strongylus vulgaris*.

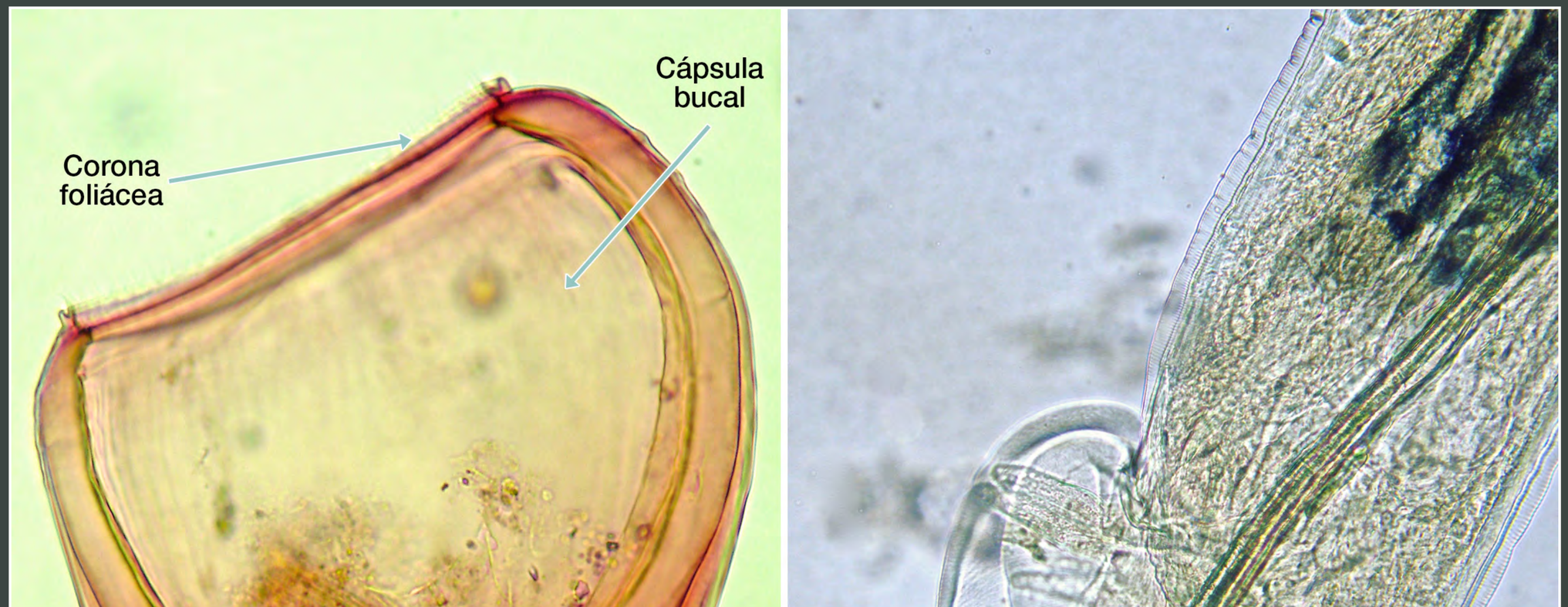


Figura 10.8. *Chabertia ovina*. A. Detalle de la cápsula bucal.
B. Bolsa copuladora.



Figura 10.9. *Haemonchus contortus*. A. Nematodos adultos. B. Macho. C. Hembra.

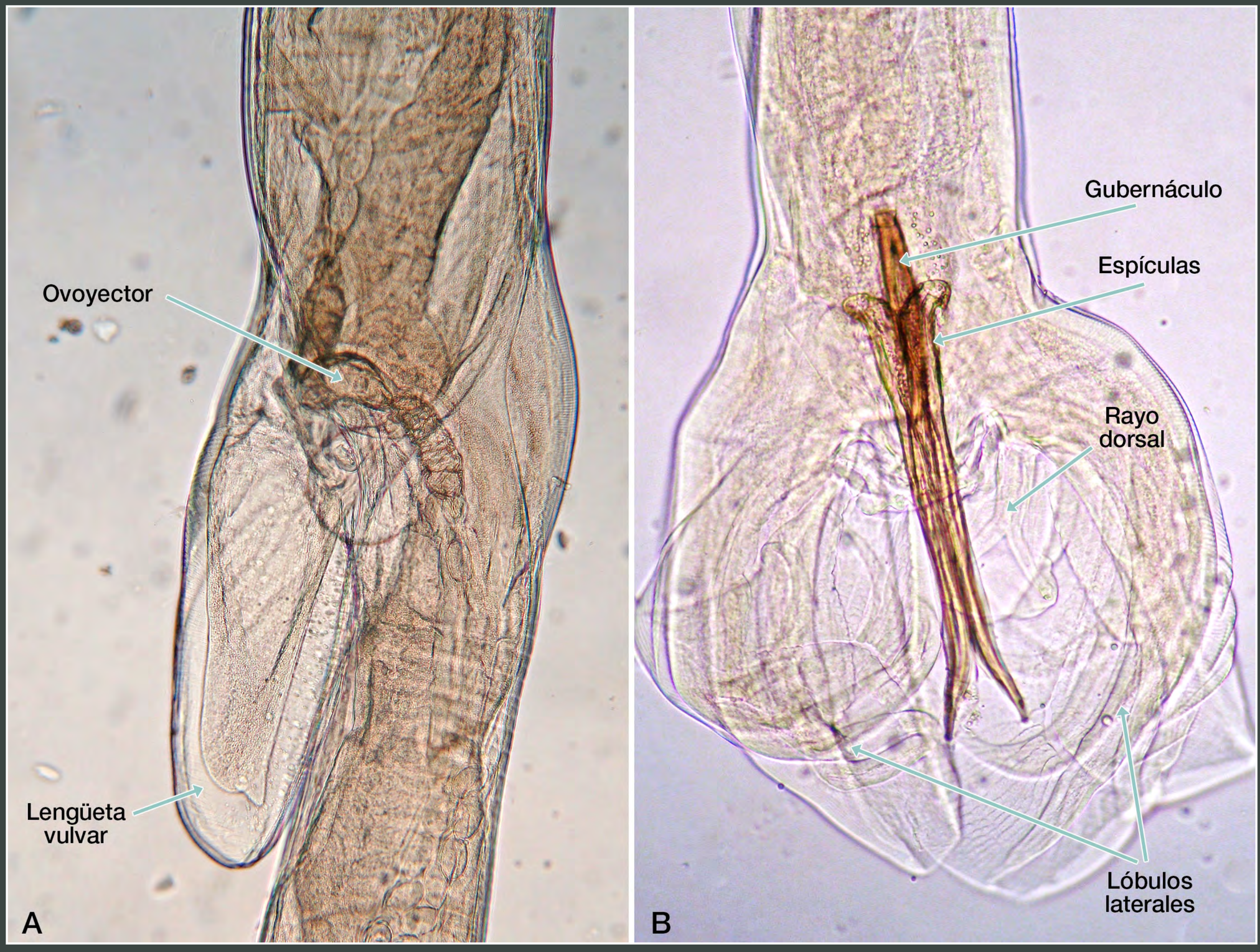


Figura 10.10. *Haemonchus contortus*. A. Detalle de la hembra. B. Detalle de la bolsa copuladora del macho.



Figura 10.11. A. Bolsa copuladora de *Teladorsagia circumcinta*.
B. Espículas de *Trichostrongylus* spp.

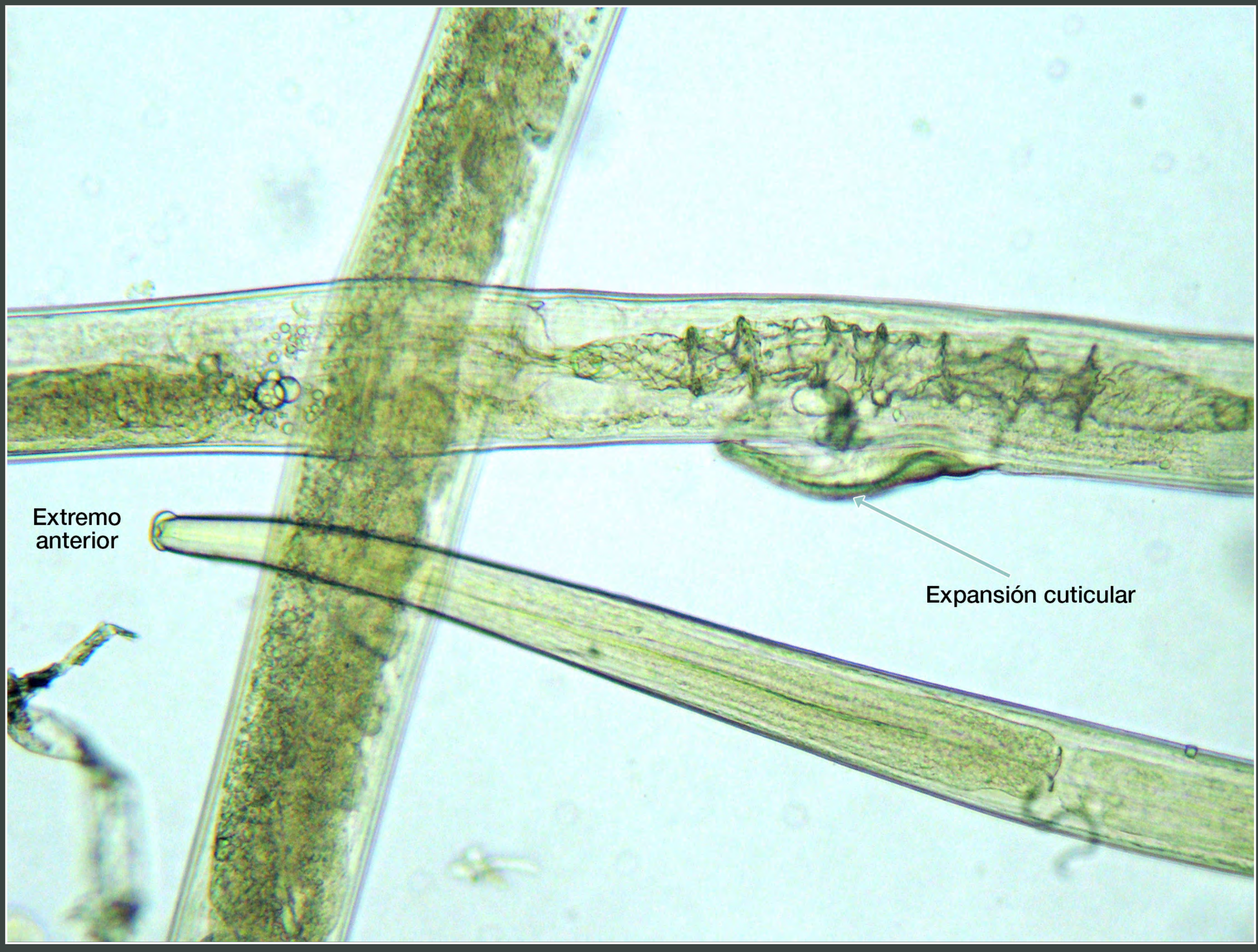


Figura 10.12. Hembra de *Teladorsagía circumcincta*.



Figura 10.13. *Cooperia*. A. Hembra. B. Detalle del extremo anterior.

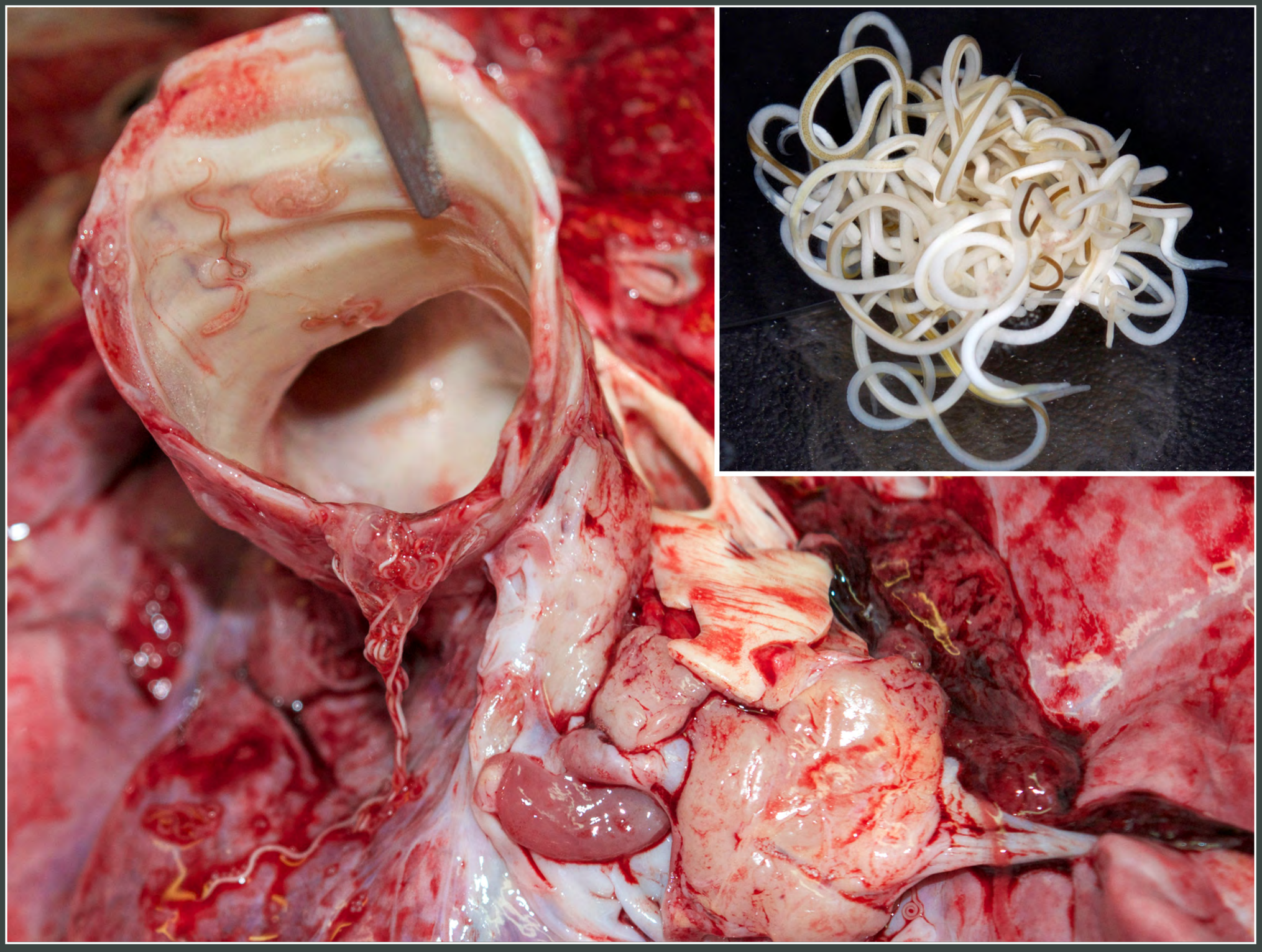


Figura 10.14. *Dictyocaulus arnfieldi*. A. En bronquios de un burro. B. Detalle de los adultos.

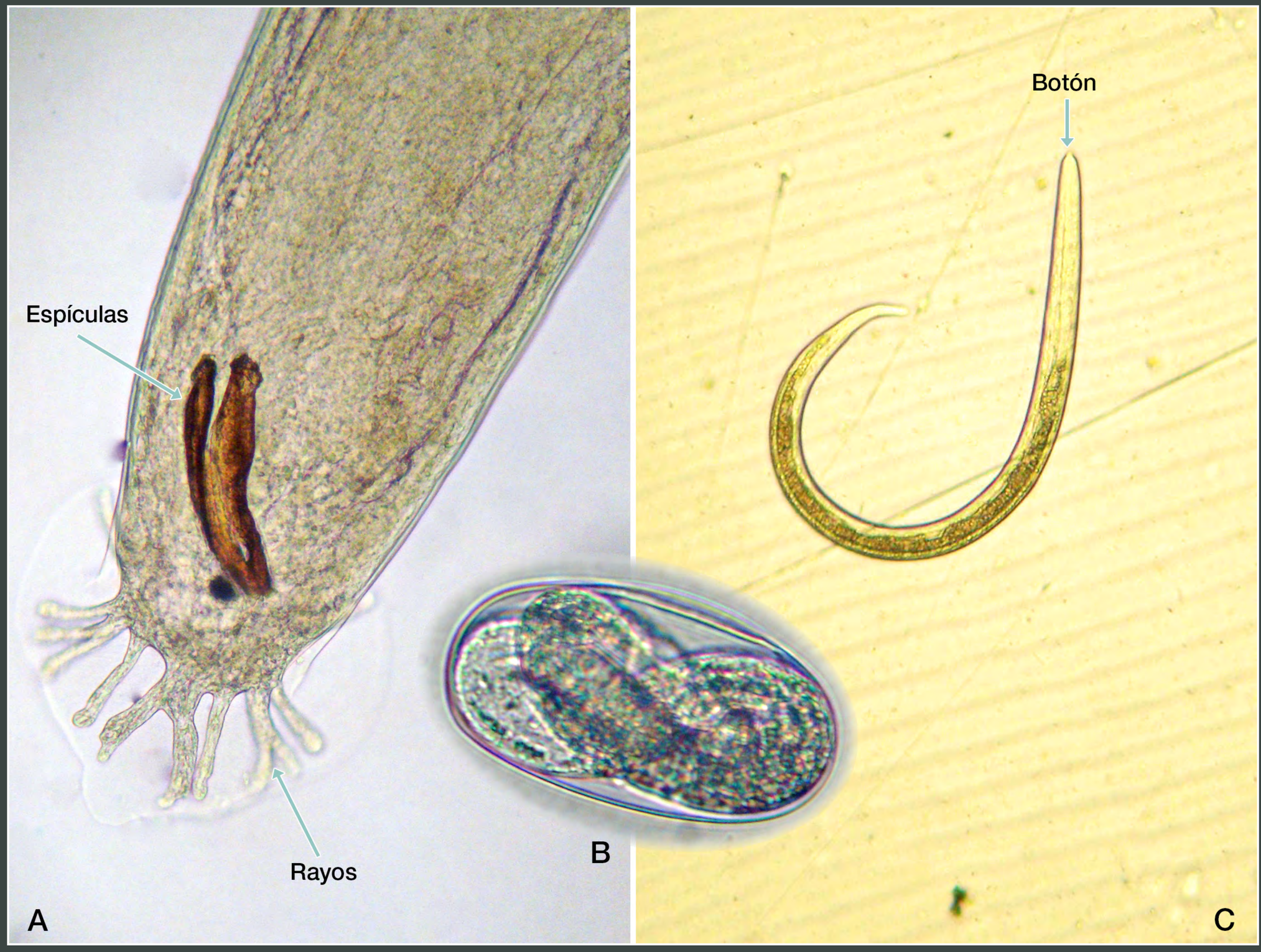


Figura 10.15 A. Bolsa copuladora de *Dictyocaulus arnfieldi*. B. Huevo de *Dictyocaulus arnfieldi.* C. Larva 1 de *Dictyocaulus filaria*.

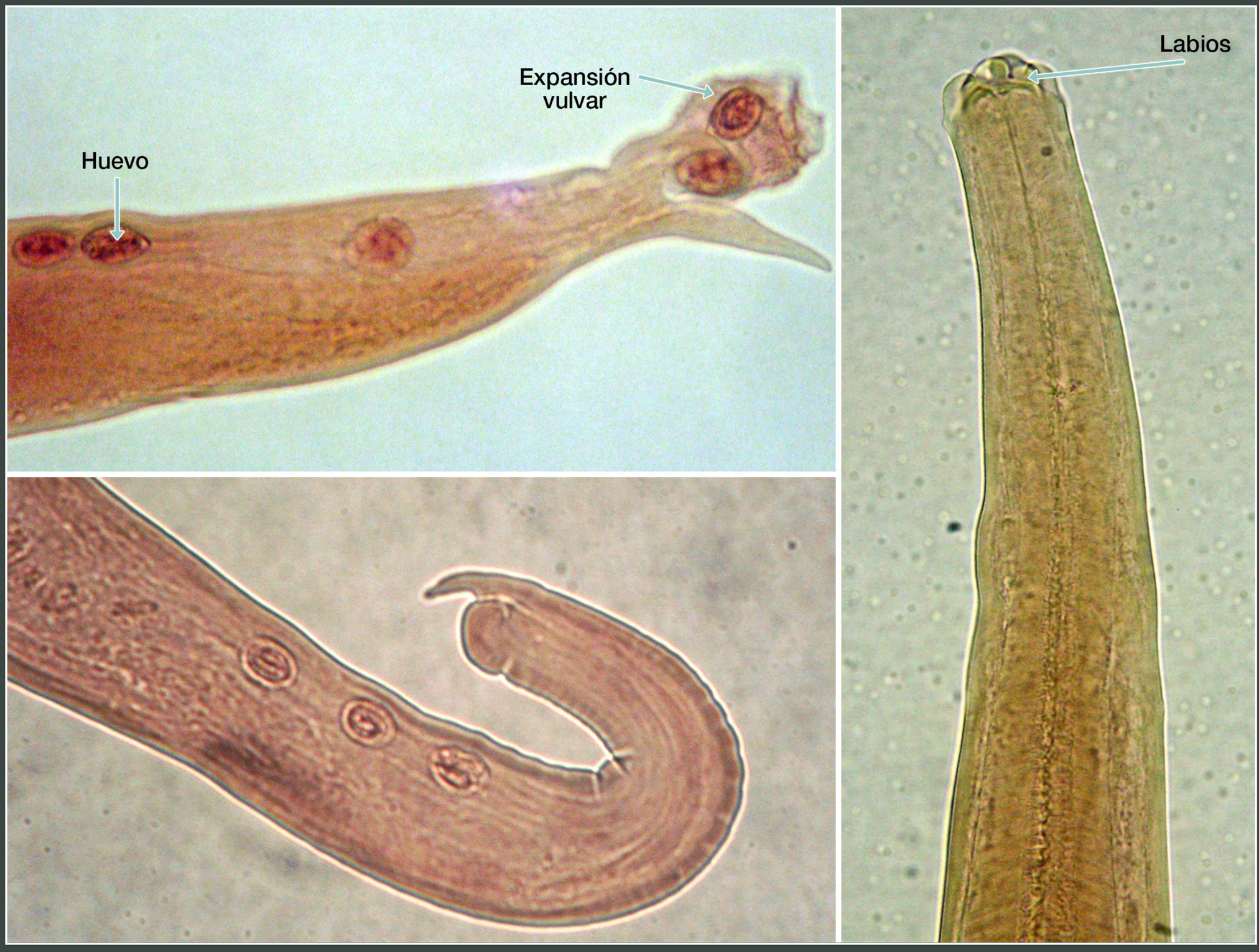


Figura 10.16. A. Extremo posterior de la hembra de *Metastrongylus pudendotectus*. B. Extremo posterior de la hembra de *Metastrongylus apri*. C. Extremo anterior de *Metastrongylus* spp.



Figura 10.17. Larvas 1 de *Muellerius capillaris* teñidas con carmín.

Práctica 11

Morfología de los nematodos espiruridos, enoplidos y acantocéfalos en mamíferos domésticos

Agustín Pérez Fonseca

Objetivo específico

Al término de la práctica, el alumno diferenciará morfológicamente los nematodos del orden *Spirurida*, *Enoplida* y helmintos del filo *Acanthocephala*.

Material y equipo

- Microscopio compuesto y estereoscópico
- Preparaciones permanentes de *Habronema microstoma*, *Dirofilaria immitis* (adulto y microfilaria), *Trichuris* (adulto y huevo), *Trichinella spiralis* (larva y *Macracanthorhynchus hirudinaceus* (adulto y huevo)

Introducción

Orden *Spirurida*

Los nematodos pertenecientes al orden *Spirurida* se caracterizan por ser filariformes. En los machos, el extremo posterior está enrollado en forma de espiral con dos espículas de diferente longitud. Las hembras son ovovivíparas o vivíparas. El ciclo biológico es indirecto, los hospederos intermediarios son artrópodos. En este orden se encuentran las filarias, nematodos de gran importancia médica.

Superfamilia Spiruroidea: *Acuaria*, *Ascarops*, *Draschia*, *Habronema*, *Spirocerca* y *Physaloptera*.

Género *Habronema*

Son parásitos del estómago de los équidos. El ciclo biológico es indirecto, los hospedadores intermediarios son moscas: *Musca domestica* para *Habronema muscae* y *Stomoxys calcitrans* (mosca de establo) para *Habronema microstoma*. Las hembras adultas ponen huevos larvados. Para identificar a cada especie se requiere observar las características particulares de la faringe (figura 11.1). Se puede diagnosticar con la técnica de flotación para evidenciar los huevos en las heces, o con un lavado gástrico para evidenciar a los adultos.

Características morfológicas considerada para la identificación de huevos y adultos

Habronema microstoma

- Los adultos son de color blanquecino amarillento. La faringe es cuadrangular y corta, más estrecha en la parte anterior con dos láminas a manera de dientes (figura 11.1 B).
- Los machos miden de 8 a 16 mm, terminan en forma de tirabuzón, poseen una aleta caudal y las espículas son de diferente longitud.
- Las hembras miden de 15 a 22 mm.
- Los huevos miden 40-55 × 8-16 µm, están recubiertos por una membrana delgada y contienen una larva.

Habronema muscae

- Los adultos son de color blanco amarillento y tienen dos labios laterales cortos. La faringe es cilíndrica y alargada (figura 11.1 C).
- Los machos miden de 8 a 14 mm, terminan en forma de tirabuzón, poseen una aleta caudal, y papilas pre- y poscloacales, y las espículas son de diferente longitud.
- Las hembras miden de 13 a 22 mm.
- Los huevos miden de 40-55 × 8-16 µm, están recubiertos por una membrana delgada, y contienen una larva.

Ascarops strongylina

Se localizan en el estómago del cerdo. Los hospedadores intermediarios son escarabajos coprófagos. Se diagnostica con la técnica de flotación para identificar huevos en las heces.

- Los adultos son de color rojizo, poseen una aleta cervical del lado izquierdo, y dos labios trilobulados. La característica más relevante es una faringe cilíndrica con cordones dobles en forma de espiral (figura 11.2).
- Los machos miden de 10 a 15 mm. Su extremo posterior termina en espiral con dos aletas caudales asimétricas. Las espículas son de diferente tamaño.
- Las hembras miden de 15 a 20 mm.
- Los huevos son elípticos, miden 40-45 × 22-26 µm. Su pared es gruesa, pero translúcida. Están larvados al momento de ser puestos.

Physaloptera praeputialis

Los nematodos adultos se localizan en el estómago de los gatos y ocasionalmente de los perros. Son de ciclo indirecto, los hospederos intremediarios son cucarachas, escarabajos y grillos. El diagnóstico mediante pruebas rutinarias de flotación es variable debido a que los huevos requieren de soluciones con mayor densidad (1.23) que la utilizada comúnmente.

- Los adultos son de color blanco cremoso, no tienen cápsula bucal. Poseen dos pseudolabios grandes y tres dientes cónicos en los márgenes de cada pseudolabio y otro más detrás de estos. La cutícula es de mayor tamaño que el cuerpo, y forma pligues que dan la apariencia de un prepucio (figura 11.3).
- Los machos miden de 13 a 45 mm de largo, poseen alas caudales sostenidas por papilas y las espículas son de diferente longitud.
- Las hembras miden de 15 a 58 mm y presentan un anillo de material cementante a nivel de la vulva.
- Los huevos son larvados, de pared lisa, miden de 40-58 × 24-35 µm.

Superfamilia Filaroidea: Dirofilaria, Onchocerca, Setaria

Son nematodos delgados, trasmitidos por insectos hematófagos. Sus larvas (microfilarias) se hallan en la sangre y se pueden detectar por la técnica de Knott.

Dirofilaria immitis

El adulto se localiza en el ventrículo derecho y la arteria pulmonar. El ciclo biológico es indirecto, donde los huéspedes intermediarios son mosquitos de diversos géneros (*Culex* spp. y *Aedes*

spp.), que trasmiten las microfilarias sanguíneas a otros perros y gatos: huéspedes definitivos (video).

Las microfilarias se diagnostican a través de la técnica de Knott, los adultos por ecocardiografía o electrocardiografía. En el mercado existen kits de diagnóstico serológico.

- Los adultos son delgados, largos y blanquecinos con una abertura bucal pequeña (figura 11.4 A).
- Los machos miden de 12 a 20 cm de largo. El extremo posterior termina en forma de tirabuzón (figura 11.4 C). Las espículas son de diferente tamaño.
- Las hembras miden de 25 a 31 cm. Son vivíparas.
- Las larvas de primer estadio, también llamadas microfilarias, tienen el extremo anterior redondeado y el posterior largo, recto y puntiagudo. No tienen vaina. Miden de 200 a 350 µm (figura 11.4 B).

Setaria equina

Se localiza en la cavidad peritoneal, pleural o escrotal. Los hospedadores intermediarios son mosquitos de los géneros *Culex* spp. y *Anopheles* spp.

- Los adultos son delgados de color blanquecino. La abertura bucal es pequeña y está rodeada de un anillo cuticular con dos prominencias ventrales y dorsales (figuras 11.5 A y B).
- Los machos miden de 5 a 8 cm, terminan en forma de espiral y sus dos espículas son desiguales.
- Las hembras miden de 7 a 13 cm. Son vivíparas.
- Las microfilarias tienen vaina y miden de 250 a 290 µm.

Orden Enoplida

Los nematodos representantes del orden *Enoplida* se distinguen por el esófago largo o esticosoma: un tubo formado por una hilera de células glandulares llamadas esticocitos. Todos estos parásitos tienen el extremo posterior curveado hacia la parte ventral del cuerpo, con una espícula, y ponen huevos con dos tapones u opérculos (excepto el género *Trichinella*).

Trichuris spp.

Los parásitos adultos se localizan en el intestino grueso. Su ciclo es directo. Se les diagnostica con la técnica de flotación. Se conocen como tricocéfalos, debido a que su extremo anterior es largo y muy delgado, y el posterior es corto y grueso. Existen varias especies, por ejemplo, *Trichuris ovis* en los rumiantes, *T. suis* en el cerdo, *T. vulpis* en los perros, y ocasionalmente, en el hombre.

- A los adultos se les conoce como tricocéfalos. La parte delgada corresponde al esticosoma —ocupa tres cuartas partes del cuerpo— (figuras 11.6 A y B).
- Los machos enrollan el extremo posterior, poseen una espícula cubierta por una vaina, que puede tener espinas (dependiendo de la especie), y miden de 5 a 8 cm de largo (figuras 11.7 A y B).
- Las hembras miden de 3 a 7 cm de largo.
- Los huevos son elípticos, tienen dos opérculos muy evidentes (tapones) y miden de 70-80 × 20-42 µm (figura 11.7 C).

Trichinella spiralis

Los adultos se localizan en el intestino delgado. Las hembras liberan larvas que migrarán hacia el tejido muscular, donde for-

marán un quiste que albergará las fases larvarias del primer estadio. El ciclo de este parásito es directo y se trasmite cuando se ingieren los quistes larvarios.

Este parásito afecta prácticamente a cualquier mamífero, donde los hospedadores más importantes son el cerdo, las ratas, los humanos, el perro y el gato.

Se le diagnostica con técnicas moleculares como ELISA, a través de observación de la masa muscular en el triquinoscopio o por digestión artificial.

- Los adultos son pequeños y delgados, poseen una abertura bucal pequeña con un estilete y el esticosoma ocupa tres cuartas partes de la longitud del cuerpo.
- Los machos miden de 1.4 a 1.6 mm, en el extremo posterior tienen dos apéndices cónicos que le sirven para sujetarse a la hembra, y no tienen espículas.
- Las hembras miden de 2.8 a 3.1 mm. Son vivíparas.
- El quiste muscular mide de 400 a 600 µm, que contiene una larva enrollada en espiral (figura 11.8).

Filo *Acanthocephala*

El filo *Acantocephala* agrupa a helmintos que tienen una probóscide retráctil armada con hileras de ganchos que le sirven cómo órgano de fijación. No tienen boca, se alimentan a través del tegumento mediante procesos de pinocitosis. La hembra es más grande que el macho.

Macracanthorhynchus hirudinaceus

Es un acantocéfalo que se localiza en el intestino delgado de los cerdos. Su ciclo biológico es indirecto y los hospedadores intermediarios son los escarabajos coprófagos. Los huevos liberados

por las hembras de estos parásitos son muy pesados, por lo que la técnica de diagnóstico es la sedimentación.

- Los adultos son gusanos grandes y gruesos de color blanquecino (figura 11.9 A). La probóscide está armada con cinco o seis hileras de ganchos (figura 11.9 B).
- Los machos miden de 6 a 12 cm de largo. En el extremo posterior tienen una hendidura copuladora.
- Las hembras llegan amedir hasta 45 cm de longitud. Terminan en forma redondeada.
- Los huevos son elípticos, de color café, poseen cuatro membranas y contienen una larva con espinas. Miden de 70-100 × 40-65 µm (figura 11.9 C).

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de los helmintos pertenecientes a los órdenes *Spirurida*, *Enoplida* y al filo *Acanthocephala*.
- Entregará las preparaciones fijas y teñidas de los helmintos.
- Entregará los especímenes en fresco de los helmintos.
- Apoyará a los alumnos que tengan dificultad para enfocar las preparaciones fijas teñidas en fresco, o los huevos de los helmintos.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y el equipo a utilizar durante la práctica.
- Observará las preparaciones permanentes teñidas, los frescos y los huevos proporcionados de la colección del departa-

mento de parasitología, para la identificación de las características morfológicas que se listan:

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los huevos, y los adultos de los nematodos espiruridos y enoplidos, así como de los acantocéfalos, seleccionando la técnica coproparasitoscópica apropiada y utilizando un microscopio de manera colaborativa.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 11

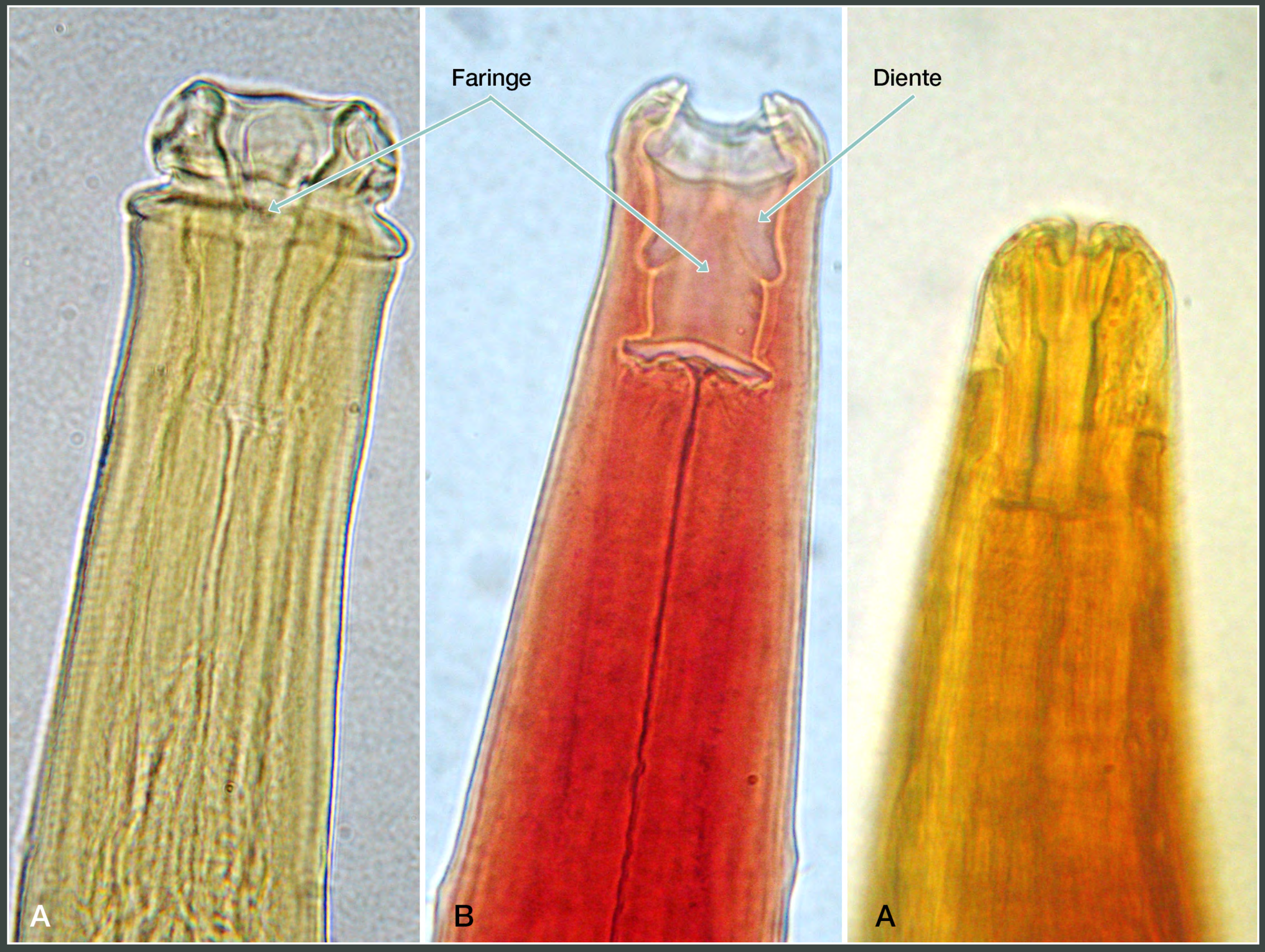


Figura 11.1. Espiruroideos de los équidos. A. *Draschia megastoma*. B. *Habronema microstoma*. C. *Habronema muscae*.

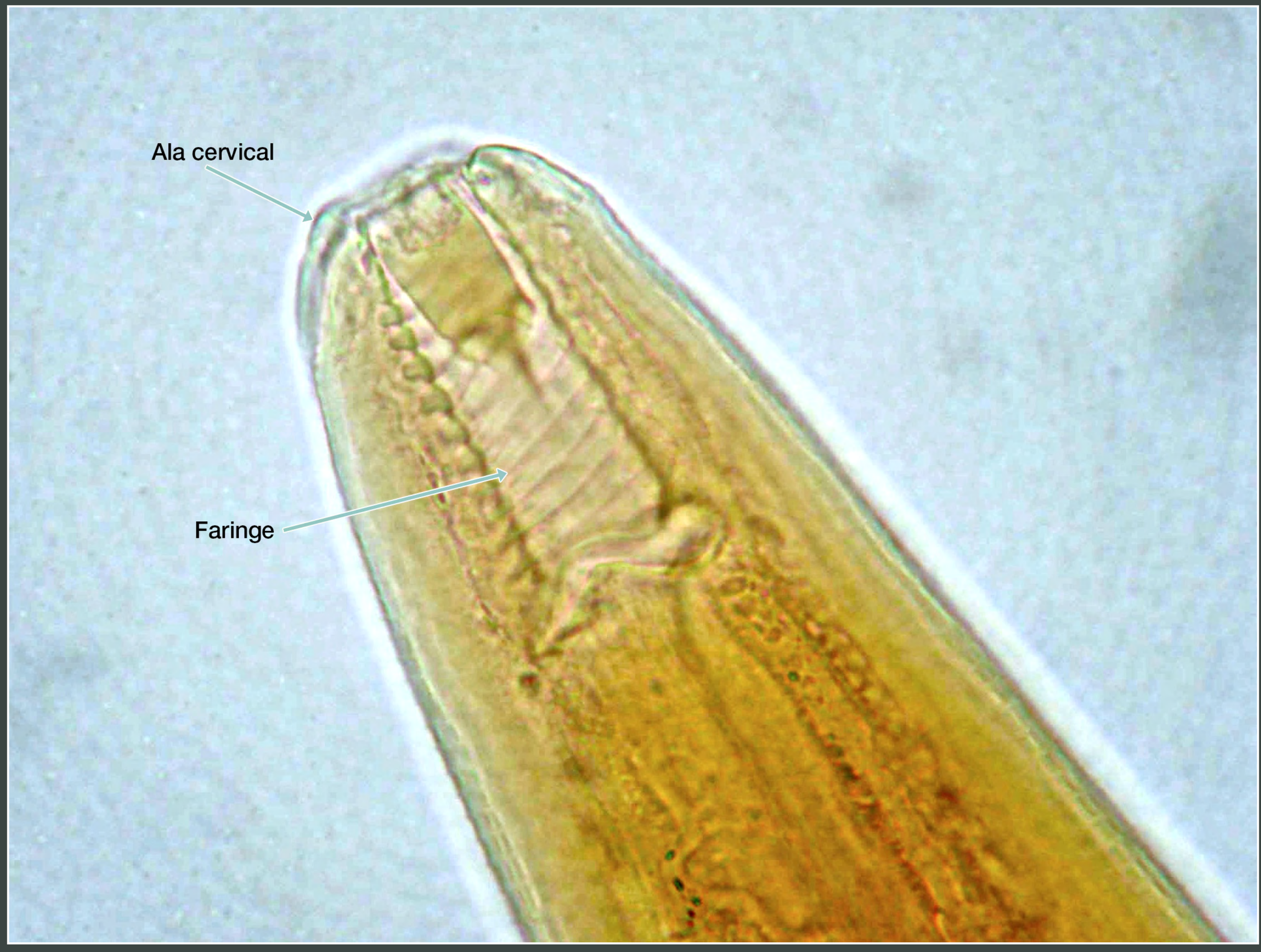


Figura 11.2. Extremo anterior de *Ascarops strongylina*.



Figura 11.3 .*Physaloptera praeputialis*. A. Detalle de la substancia cementante de la hembra. B. Fase juvenil. C. Detalle de los extremos anterior y posterior.

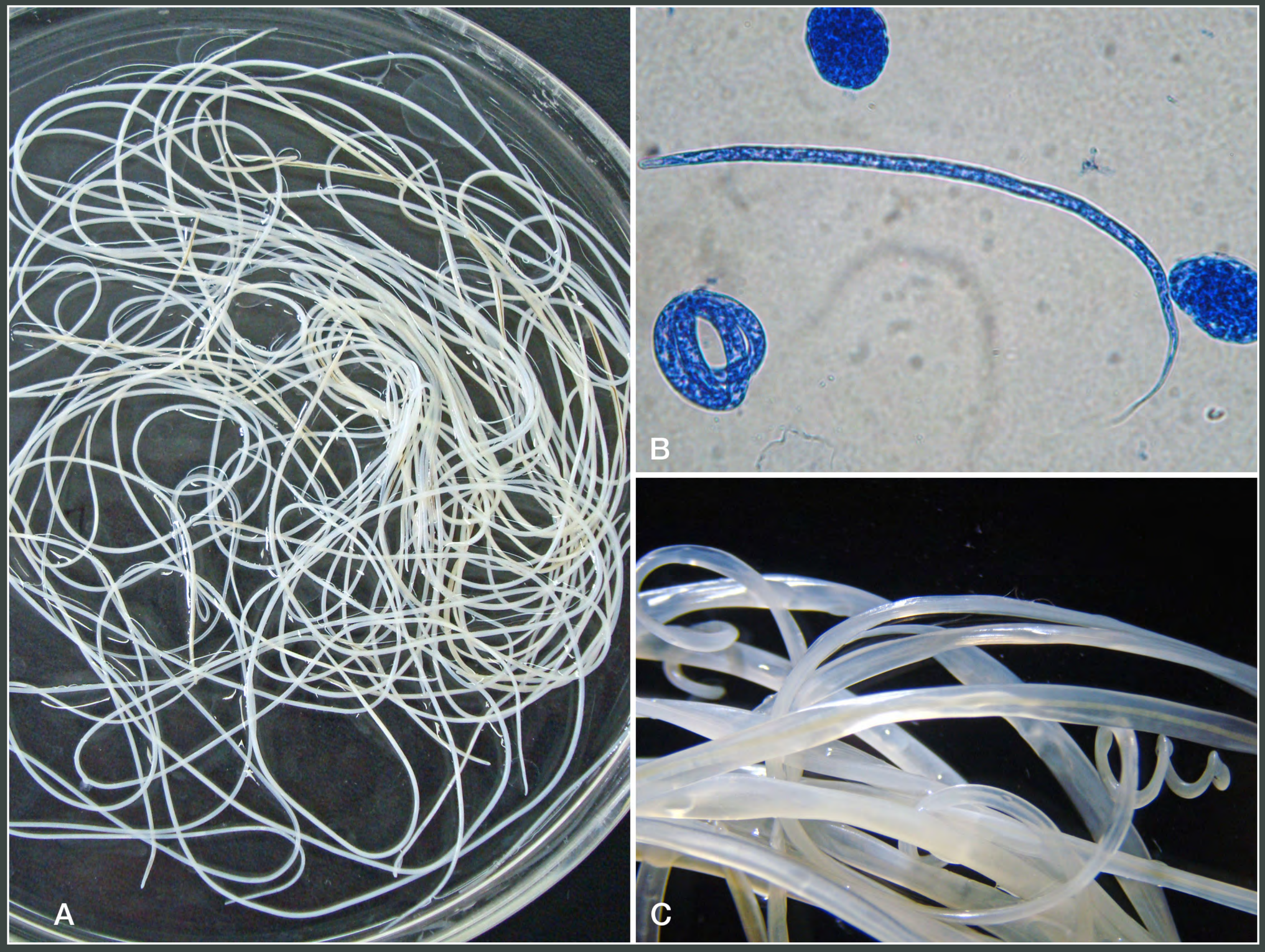


Figura 11.4. *Dirofilaria immitis*. A. Adultos. B. Larva de primer estadio (microfilaria). C. Detalle del macho.

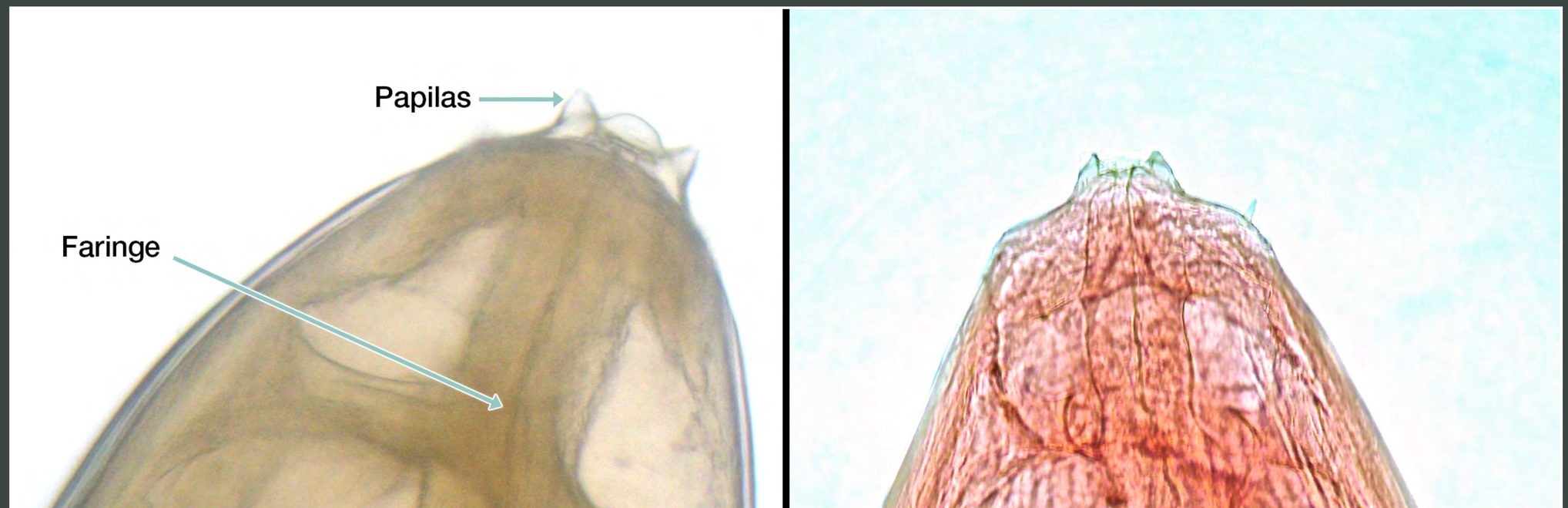


Figura 11.5. A. Extremo anterior de *Setaria* spp. sin teñir.
B. Y teñido con carmín.

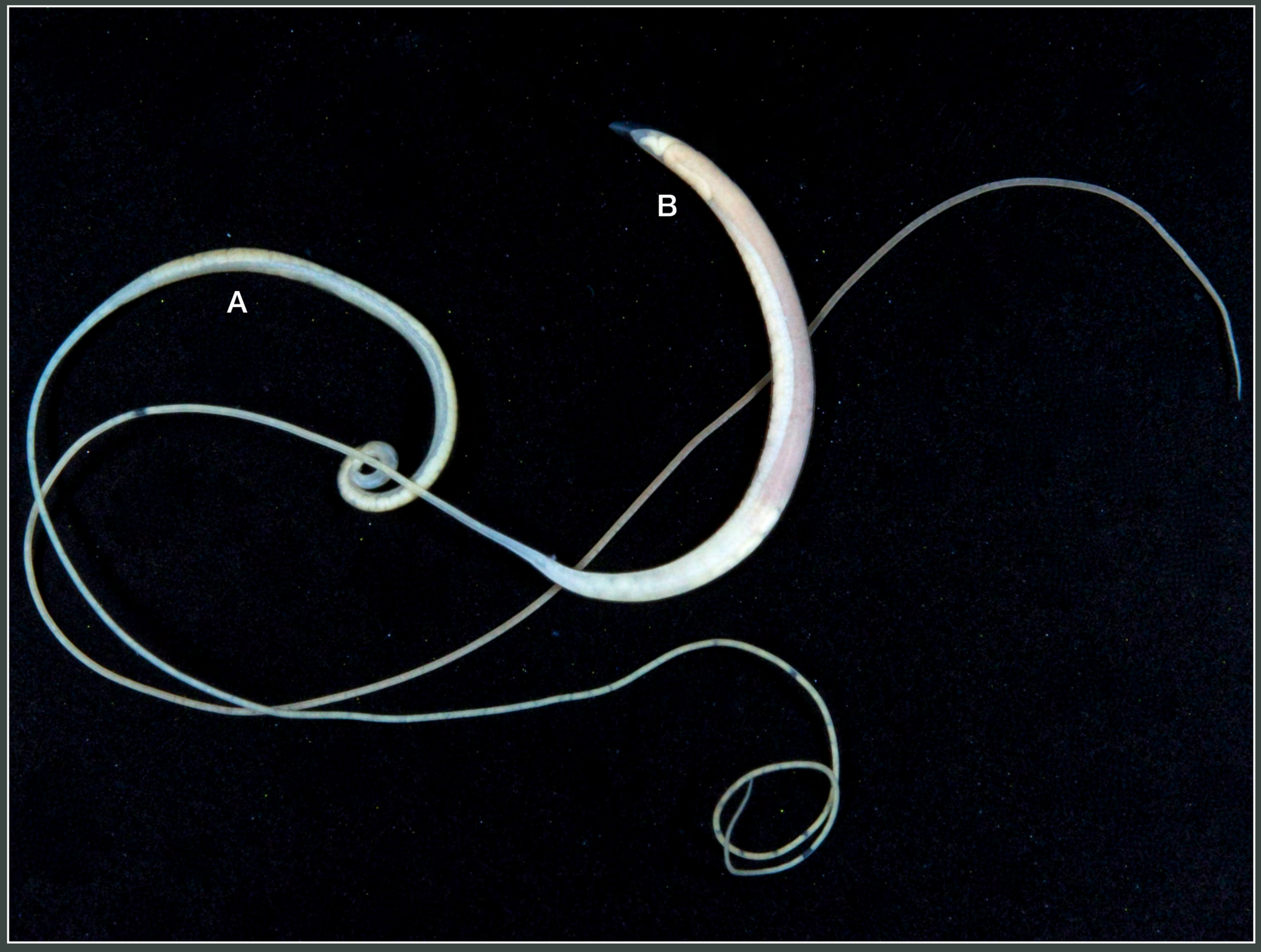


Figura 11.6. *Trichuris* spp. A. Macho. B. Hembra.

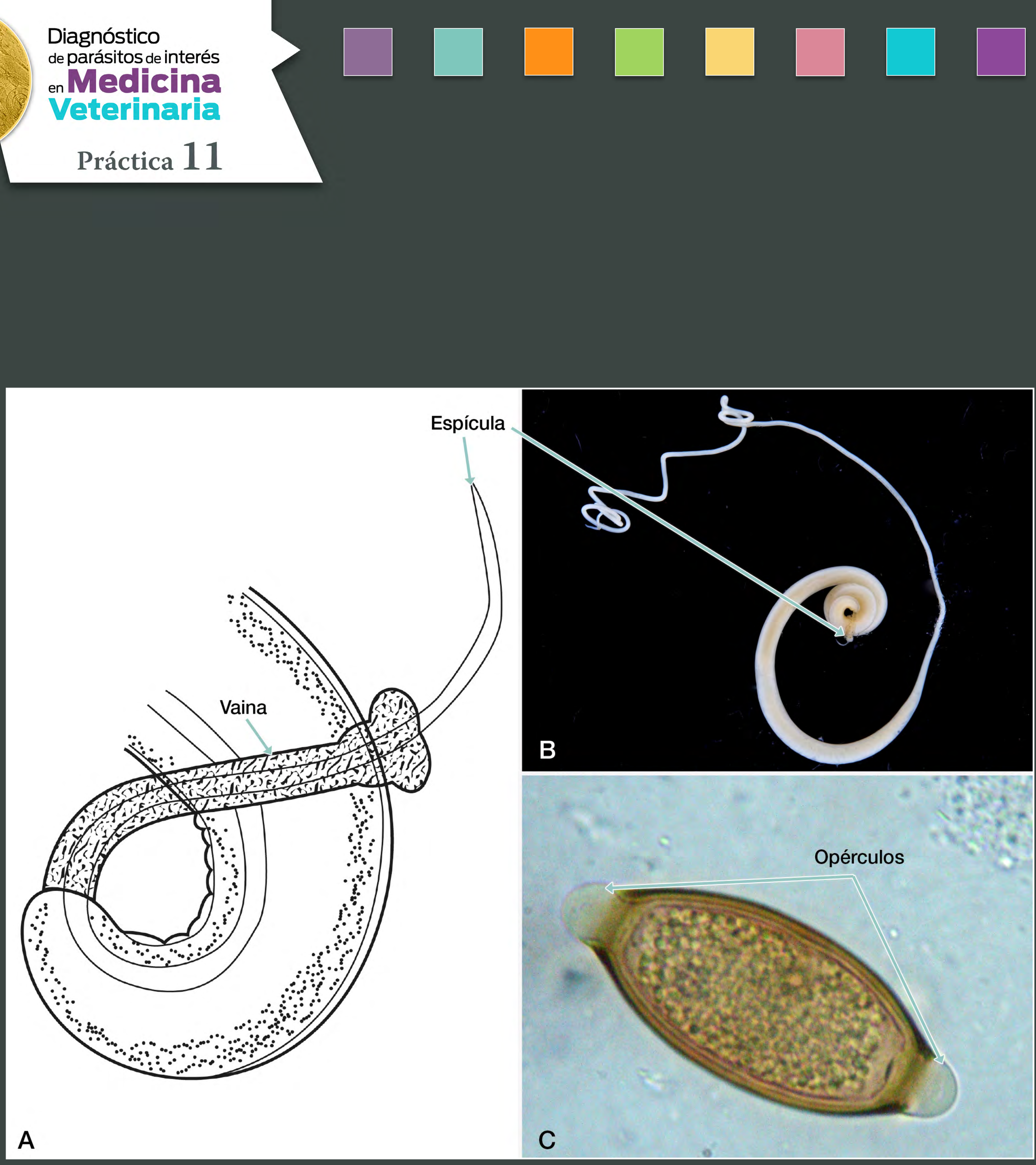


Figura 11.7. *Trichuris* spp. A-B. Detalle del extremo posterior del macho (A-B). C. Huevo.



Figura 11.8. *Trichinella spiralis*. A. Larva de primer estadio (larva 1) en músculo de rata. B. Detalle de la larva 1.

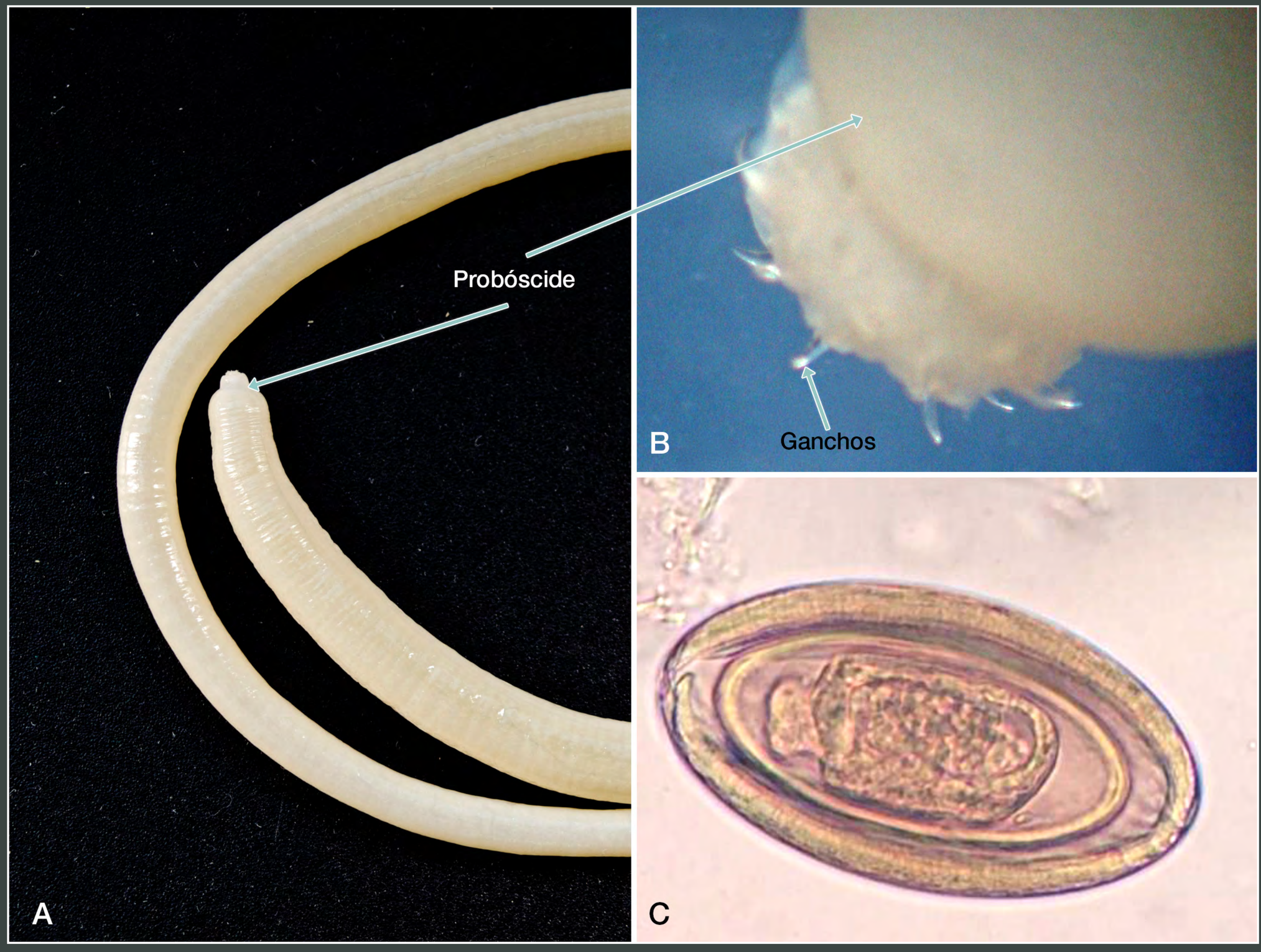


Figura 11.9. *Macracanthorhynchus hirudinaceus*. A. Adulto. B. Detalle de la probóscide. C. Huevo.

Diagnóstico
de parásitos de interés
en **Medicina Veterinaria**



Capítulo V:
Artrópodos

Práctica 12

Identificación de estructuras morfológicas de artrópodos *Phtiraptera*, *Siphonaptera* y *Diptera*

Yazmín Alcalá Canto

Objetivos específicos

Al término de la práctica, el alumno identificará las características morfológicas de los principales géneros de piojos, pulgas y moscas que afectan a los animales domésticos mediante microscopía.

Material y equipo

- Microscopio compuesto y estereoscópico.
- Preparaciones de:
  - Piojos *Haematopinus*, *Linognathus*, *Menacanthus*, *Chelopistes*;
  - *Chinches Cimex* y *Triatoma*;
  - *Pulgas Ctenocephalides canis*, *C. felis*, *Echidnophaga*, *Pulex*;
  - Larvas de *Gasterophilus nasalis*, *G. intestinalis* y *Oestrus ovis*.
  - Adulto de *Melophagus ovinus*

Introducción

Artrópodo significa "pies articulados". Todos los artrópodos adultos poseen apéndices articulados. Están cubiertos por un exoesqueleto quitinoso compuesto por segmentos. Los artrópodos tienen un hemocele, es decir, una cavidad corporal llena de hemolinfa: un fluido que baña los órganos internos. Contienen sistemas nerviosos y excretores complejos, pero su sistema más

importante es el reproductor, ya que producen una gran cantidad de huevos.

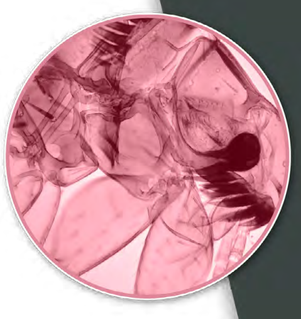
El filo de los artrópodos está compuesto de los siguientes subfilos:

1. *Trilobitomorpha*: trilobites extintos
2. *Onychophora*
3. *Tardigrada*
4. *Pycnogonida*
5. *Chelicerata*
6. *Mandibulata*

Los insectos pertenecen al subfilo *Mandibulata* y los ácaros al *Chelicerata*.

Características morfológicas generales de los insectos

Poseen un cuerpo segmentado con tres pares de extremidades o apéndices ("patas") segmentadas. Tienen simetría bilateral, un exoesqueleto quitinoso, un corazón dorsal, un cordón nervioso central, un sistema digestivo de boca a ano, un sistema excretor y uno reproductor. Los insectos son dioicos, es decir, presentan sexos separados y una gran capacidad reproductiva. El cuerpo de los insectos adultos se divide en tres secciones: 1) cabeza, que está en el extremo anterior. Contiene al sistema nervioso central, las antenas, las partes bucales, y en algunas especies, los ojos; 2) el tórax es la porción corporal media. En el tórax se articulan los tres pares de "patas" en los insectos adultos y, dependiendo de la especie de insecto, el tórax puede o no estar articulado a uno o dos pares de alas; ya que muchos insectos carecen de ellas, 3) el abdomen es la sección posterior que no tiene apéndices segmentados y contiene los órganos reproductores (video ▶).



Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria

Práctica 12

La clase *Insecta* se divide en varios órdenes taxonómicos, que incluyen como ejemplos a las cucarachas, los escarabajos, las mariposas, las chinches, las hormigas, los piojos, las moscas y las pulgas. En el curso práctico de parasitología veterinaria, se revisarán las características morfológicas de los órdenes *Anoplura* (piojos chupadores), *Mallophaga* (piojos masticadores), *Diptera* (moscas) y *Siphonaptera* (pulgas).

Piojos adultos

Son insectos aplanados dorsoventralmente. Los adultos tienen tres divisiones corporales:

1. Cabeza: contiene las partes bucales y antenas.
2. Tórax: res pares de extremidades ("patas") y carece de alas.
3. Abdomen: alberga los órganos reproductores.

Orden *Anoplura*

Se les conoce comúnmente como "piojos chupadores". Son más grandes que los masticadores. Sus colores varían del rojo al gris, y depende generalmente de la cantidad de sangre que han ingerido. Los anopluros adultos no tienen alas. Su cabeza es angosta y el tórax es ancho. Sus partes bucales están especializadas para la punción y adaptadas para la succión. Las garras les sirven para sujetarse a los pelos del huésped (figura 12.1). No parasitan a las aves ni a los gatos. Los géneros que se revisarán son: *Haematopinus* spp. y *Linognathus* spp. Los estadios del ciclo de vida son: huevo, ninfa y adulto. Los huevos se ven de color claro y comúnmente se les llama "liendres" (figura 12.2). Los adultos se identifican al recolectarlos directamente del pelaje del huésped, de preferencia utilizando un vehículo que permita inmovilizarlos o un peine con dientes muy delgados.

- *Haematopinus* spp. El adulto se localiza principalmente en la espalda, las ingles y las axilas. Existen especies que parasitan a los cerdos y otras a los bovinos, pues los piojos son específicos de huésped. La cabeza de los piojos de este género es menos ancha que el tórax. Los segmentos abdominales presentan placas pigmentadas e hileras de sedas (figura 12.3 A).
- *Linognathus setosus*. Se encuentra principalmente en la nuca, las axilas, las ingles, alrededor de los ojos y en la cola de los perros. Miden hasta dos milímetros de largo. La cabeza es larga, aunque es menos ancha que el tórax. El primer par de extremidades es más pequeño que los otros dos pares. Su característica más notable es que está cubierto con muchas sedas largas (figura 12.3 B).

Orden *Mallophaga*

Se les conoce comúnmente como "piojos masticadores". Se localizan en y entre el pelo o plumas de sus huéspedes. Parasitan mamíferos y aves. Los miembros del orden *Mallophaga* ("malófagos") son más pequeños que los *Anoplura*. Los malófagos son de color amarillento y tienen una cabeza larga y redondeada. Sus partes bucales son madibuladas y están adaptadas para masticar o morder. Se caracterizan porque la cabeza es más ancha que la porción más amplia del tórax. En el tórax se articulan los tres pares de patas que están adaptadas para sujetarse y moverse muy rápidamente entre las plumas o pelos (figura 12.4). Son específicos de huésped y se les puede encontrar en aves, perros, gatos, bovinos, ovinos, caprinos y caballos. Los géneros que se revisarán son: *Damalinia* spp., *Menacanthus stramineus* y *Chelopistes* spp. Los adultos se identifican al recolectarlos directamente del pelaje del huésped, de preferencia utilizando un vehículo que permita inmovilizarlos o un peine con dientes muy delgados.

- *Menacanthus stramineus.* Se localiza en zonas con pocas plumas. Mide hasta 3.5 mm. Son piojos de color claro con la cabeza en forma triangular (figura 12.5). Las antenas se ocultan en la cabeza. El tórax es más angosto que ésta y está revestido de sedas. El abdomen tiene dos hileras de sedas en cada segmento, a diferencia del género *Menopon* que tiene una sola hilera (figura 12.6).
- *Damalinia* spp. Se localiza en la espalda, la base de la cola y el dorso. Mide hasta 1.4 mm y es de color café. La cabeza es muy ancha y tiene muchas sedas. El tórax es más angosto que la cabeza. Una característica de este género es que presenta una mancha café en el abdomen (figura 12.7).
- *Chelopistes meleagridis*. Parasita la epidermis de los guajolotes. Miden hasta 3.8 mm y son de color blanco. La cabeza es ancha y se caracteriza porque es angulosa y cada extremo lateral termina en una seda larga (figura 12.8).

Orden *Hemiptera*

Las chinches se clasifican en este orden taxonómico. Estos animales se caracterizan por presentar ojos compuestos, ocelos y un aparato bucal que funciona para puncionar y succionar (figura 12.9). El insecto *Cimex lectularius* es un artrópodo que parasita temporalmente a varias especies de aves y mamíferos, incluyendo al humano. Se localiza principalmente en el hábitat y se alimenta en el huésped. Las chinches son insectos de color café amarillento a oscuro, están aplanados dorsoventralmente y su cuerpo está cubierto por sedas (figura 12.10 A). El macho mide entre 4 y 6.5 mm, mientras que la hembra mide de 4.5 a 8.5 mm. La cabeza tiene dos antenas y un aparato succionador-punciona-dor llamado probóscide. Los ojos son compuestos y prominentes (figura 12.10 B). La primera porción del tórax o protórax es ancho. El abdomen está dividido en ocho segmentos. Las patas

terminan en dos uñas que son visibles bajo una lente de aumento (figura 12.10 C). Los huevos de *Cimex lectularius* son de color claro, miden un milímetro de largo con un opérculo.

Orden *Siphonaptera*

Las pulgas pertenecen a este orden taxonómico. Son insectos pequeños (4 a 9 mm), aplanados lateralmente, carecen de alas y tienen patas traseras muy fuertes que utilizan para brincar a los huéspedes. Las pulgas adultas tienen partes bucales que puncionan y succionan, por lo que las usan para alimentarse de sangre. Las hembras son más grandes que los machos. Debido a que son insectos, tienen tres componentes corporales: cabeza, tórax y abdomen, así como tres pares de patas. El tercer par es el más grande de todos.

Su ciclo de vida es complejo, ya que llevan a cabo una metamorfosis completa –huevo, larva (video), pupa y adulto–. Los adultos se identifican al recolectarlos con un peine de dientes muy delgados o una torunda con alcohol. Los géneros y especies que se revisarán son: *Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis*, *Pulex irritans* y *Echidnophaga gallinacea* (figuras 12.11 A-D).

El género *Ctenocephalides* se caracteriza porque la cabeza posee ctenidios ("peines") (figura 12.12), los cuales se denominan ctenidio genal y ctenidio pronotal (figura 12.13).

Ctenocephalides canis parasita perros, gatos, roedores, conejos y humanos. La cabeza es redondeada y tiene ctenidio genal y pronotal. El primer diente del ctenidio genal es más corto que el diente que le sigue (figura 12.4).

Ctenocephalides felis infesta principalmente a los gatos, pero también puede alimentarse en perros, roedores, aves y humanos. La cabeza presenta ctenidio genal y pronotal (figura 12.15 A). El tamaño de los dientes del ctenidio genal es homogéneo (figura 12.15 B). La cabeza es alargada (figura 12.16).

Echidnophaga gallinacea parasita aves (figura 12.17 A), pero son generalistas, por lo que también pueden hallarse en perros, gatos, roedores, caballos y humanos, entre otras especies. No tiene ctenidios o peines en la cabeza, la cual es angulosa (figura 12.17 B).

Pulex irritans parasita al humano pero también a otras especies. Carece de ctenidios o peines. La cabeza es redondeada y tiene una seda ocular debajo del ojo (figura 12.18).

Orden *Diptera*

Es un orden muy grande y complejo de insectos. Todos los adultos tienen un par de alas. Su ciclo de vida consiste en una metamorfosis completa, es decir, el adulto deposita los huevos que desarrollan larvas y posteriormente se forma una pupa, la cual forma al adulto. Cuando los dípteros adultos se alimentan intermitentemente de la sangre del vertebrado, se les conoce como parásitos periódicos. Cuando las larvas se desarrollan en los tejidos u órganos del huésped, provocan una miasis.

Moscas productoras de miasis

Las larvas de las moscas que se estudiarán en este curso son parásitos obligados que se localizan en la piel o en las cavidades del huésped. La identificación taxonómica se basa en muchas características, principalmente en la forma de la larva de tercer estadio (larva 3), la presencia o ausencia de espinas, los ganchos bucales y la forma de los estigmas respiratorios (figuras 12.19 A-C) (video).

Gasterophilus spp. es una larva de mosca que parasita la cavidad gástrica de los equinos. La larva 3 tiene forma de barril y se caracteriza porque los estigmas respiratorios que se observan en la porción posterior de la larva tienen forma de arco. Posee

ganchos bucales. Para diagnosticarlas, se utilizar una sonda nasogástrica, o bien, se observarán cuando salen del huésped para formar la pupa (figura 12.20) (video).

Gasterophilus nasalis mide 1.5 cm de longitud y en sus segmentos se observa una sola hilera de espinas con punta roma (figura 12.21); mientras que *Gasterophilus intestinalis* tiene dos hileras de espinas (figura 12.22).

Oestrus ovis en su estadio adulto son moscas parecidas a las abejas. Las larvas parasitan la cavidad nasal, los senos frontales, los maxilares y las conchas etmoidales de los ovinos y caprinos. Una característica peculiar es que sus estigmas respiratorios tienen una sección quitinosa en forma de "D" (figura 12.23 A). Son larvas de color claro con bandas cafés en la parte dorsal. La larva 3 mide aproximadamente tres centímetros de longitud; es aplanada ventralmente y convexa en el dorso. Posee espinas en la superficie ventral, y ganchos bucales (figura 12.23 B). Para el diagnóstico es necesario realizar un lavado nasal, o bien, observarlas cuando el huésped estornuda y son expulsadas al exterior (video).

Cochliomyia hominivorax es un parásito que infesta las heridas de los animales y humanos. La mosca adulta mide 10 mm de largo y se caracteriza por su color verdoso metálico, así como por los ojos anaranjados y las tres bandas longitudinales torácicas. La larva 3 se llama comúnmente "gusano barrenador del ganado". Es blanca o rojiza y mide hasta 1.5 cm de largo. Está rodeada por espinas que le confieren un aspecto de tornillo (figura 12.23 C). Los estigmas respiratorios se observan como tres hendiduras con un botón (figura 12.23 D). Se diagnostica por toma directa de la herida.

Díptero adulto

Melophagus ovinus es una mosca que parasita ovinos y caprinos (figura 12.23 A). Se localiza en la profundidad de la lana del huésped y se alimenta de sangre. Mide de 4 a 7 mm de longitud. Esta mosca no posee alas. Está cubierta por muchos pelos y su cabeza es corta. Las partes bucales están adaptadas para la punción y succión de sangre. Las patas tienen garras fuertes (figura 12.23 B) (video).

Actividades

El profesor

- Dará una breve explicación de la morfología de insectos, piojos, pulgas, larvas de moscas que provocan miasis y moscas adultas.
- Entregará los especímenes de piojos, pulgas, larvas y moscas adultas que observarán los alumnos en los microscopios.

El alumno

- Revisará al inicio de la práctica el material y el equipo a utilizar durante la práctica.
- Observará especímenes fijados de piojos, pulgas, larvas y adultos de moscas.
- Identificará las estructuras morfológicas características de los piojos, las pulgas y las larvas de moscas, así como de *Melophagus ovinus*.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de los piojos, las pulgas y las moscas

adultas; así como de las larvas de moscas de interés en parasitología veterinaria, utilizando un microscopio.

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 12

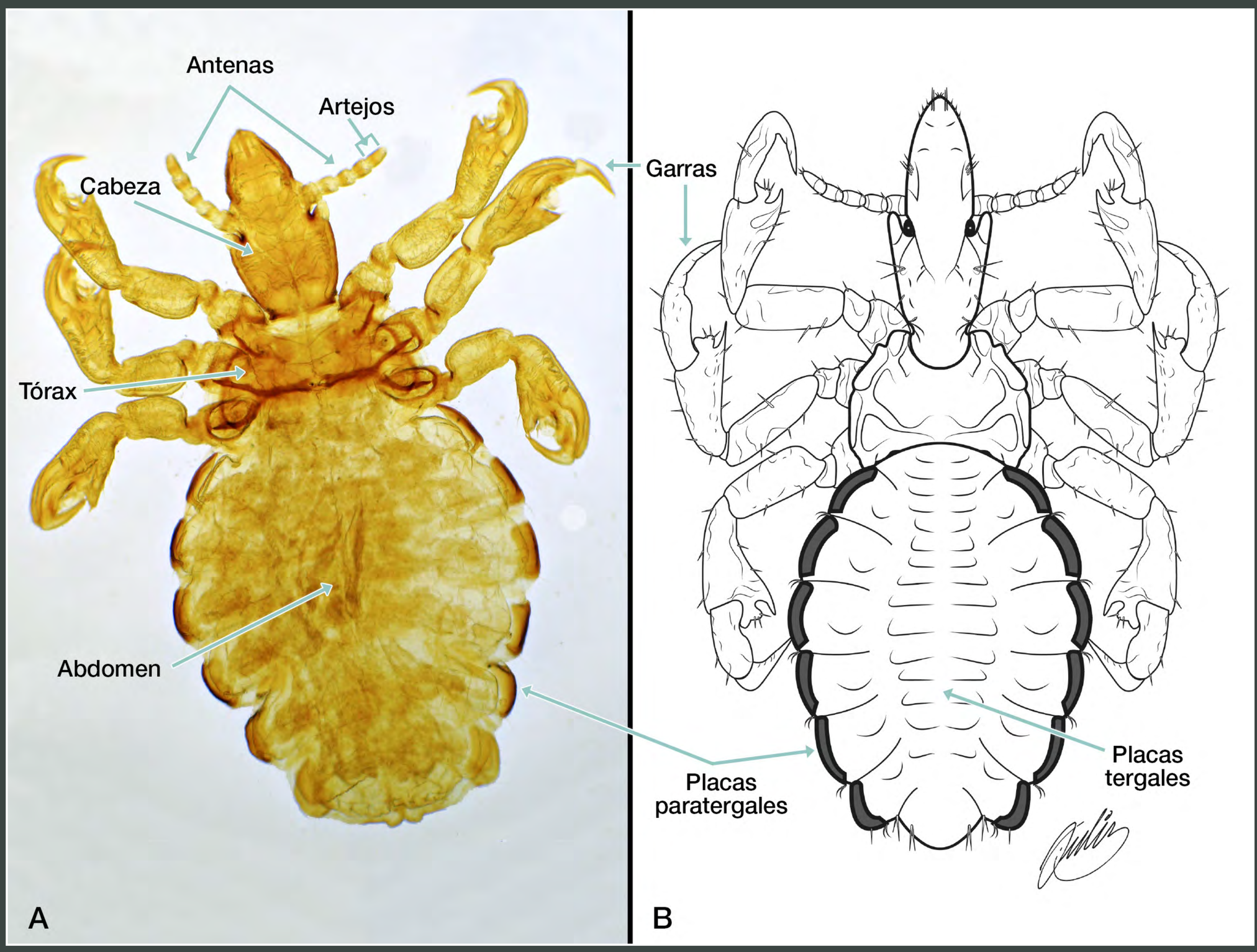


Figura 12.1. Morfología de un piojo *Anoplura* (chupador). A. *Haematopinus* aclarado. B. Estructuras del cuerpo de un piojo *Anoplura*.



Figura 12.2. *Haematopinus suis* y liendres.

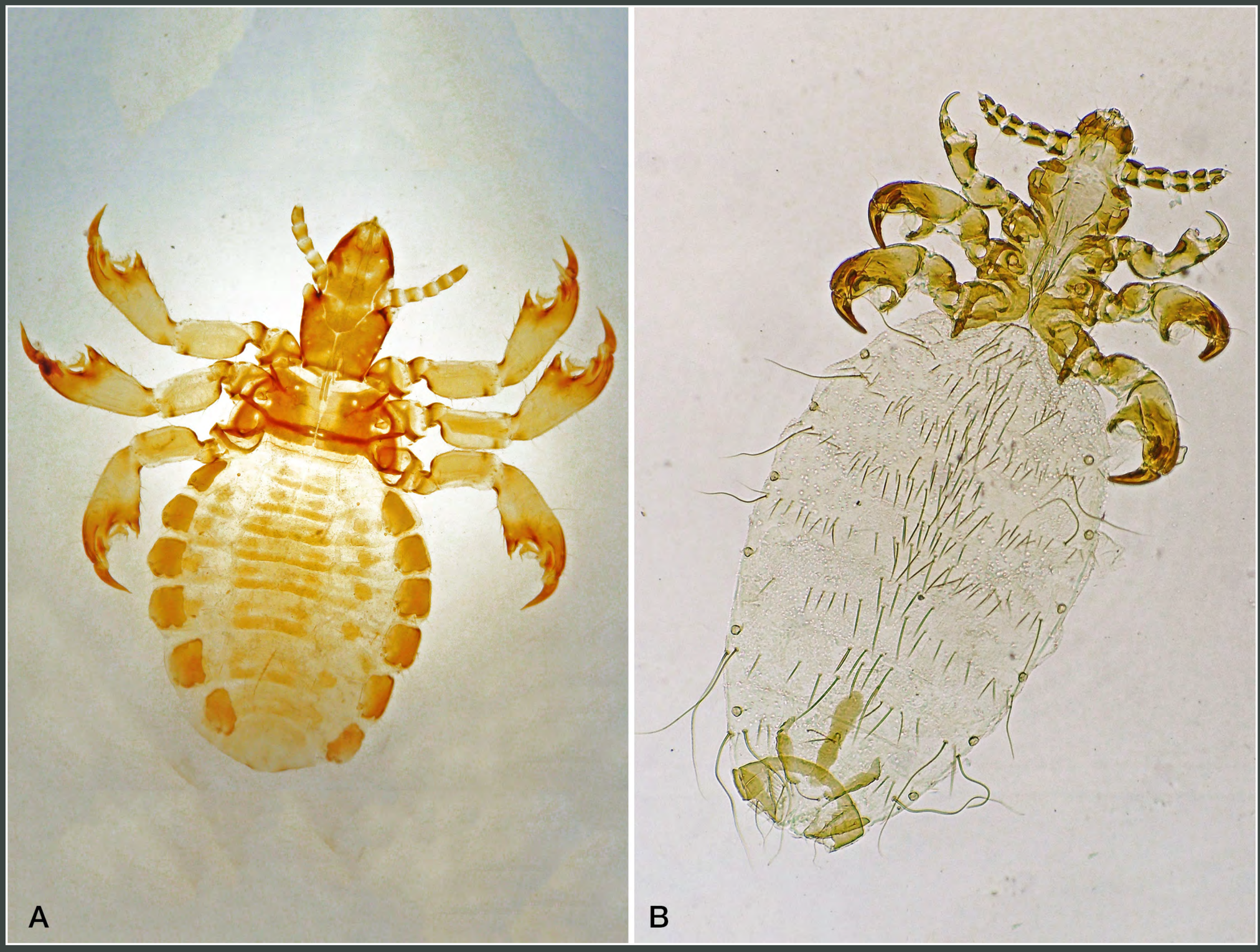


Figura 12.3. Piojos *Anoplura*. A. *Haematopinus* sp. B. *Linognathus*.

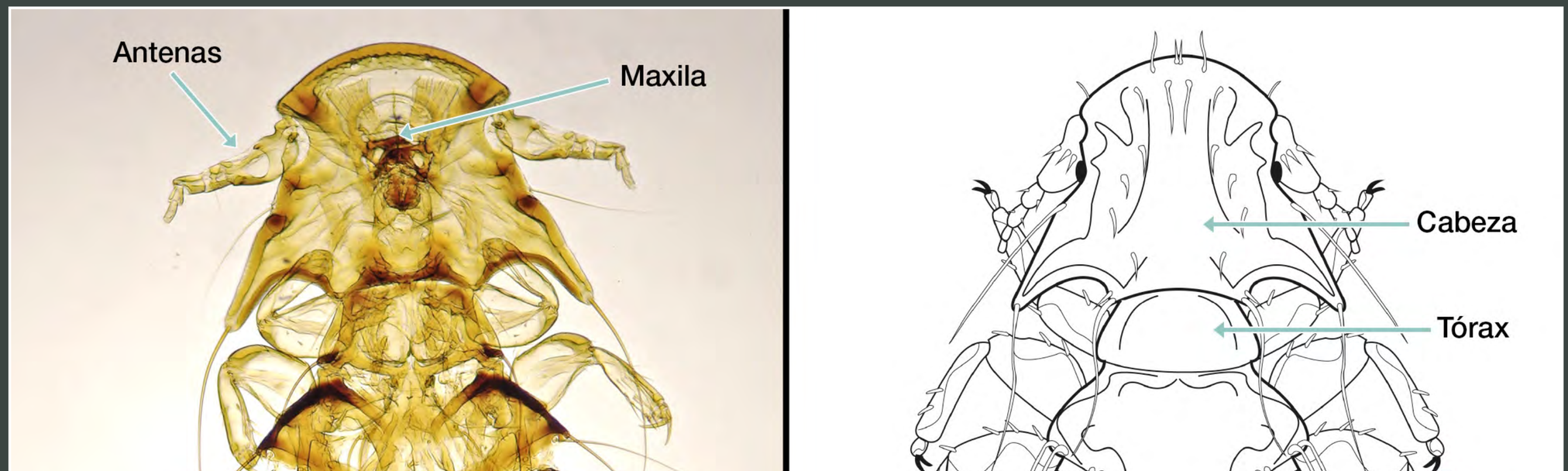


Figura 12.4. Estructuras de un piojo *Mallophaga* (masticador).

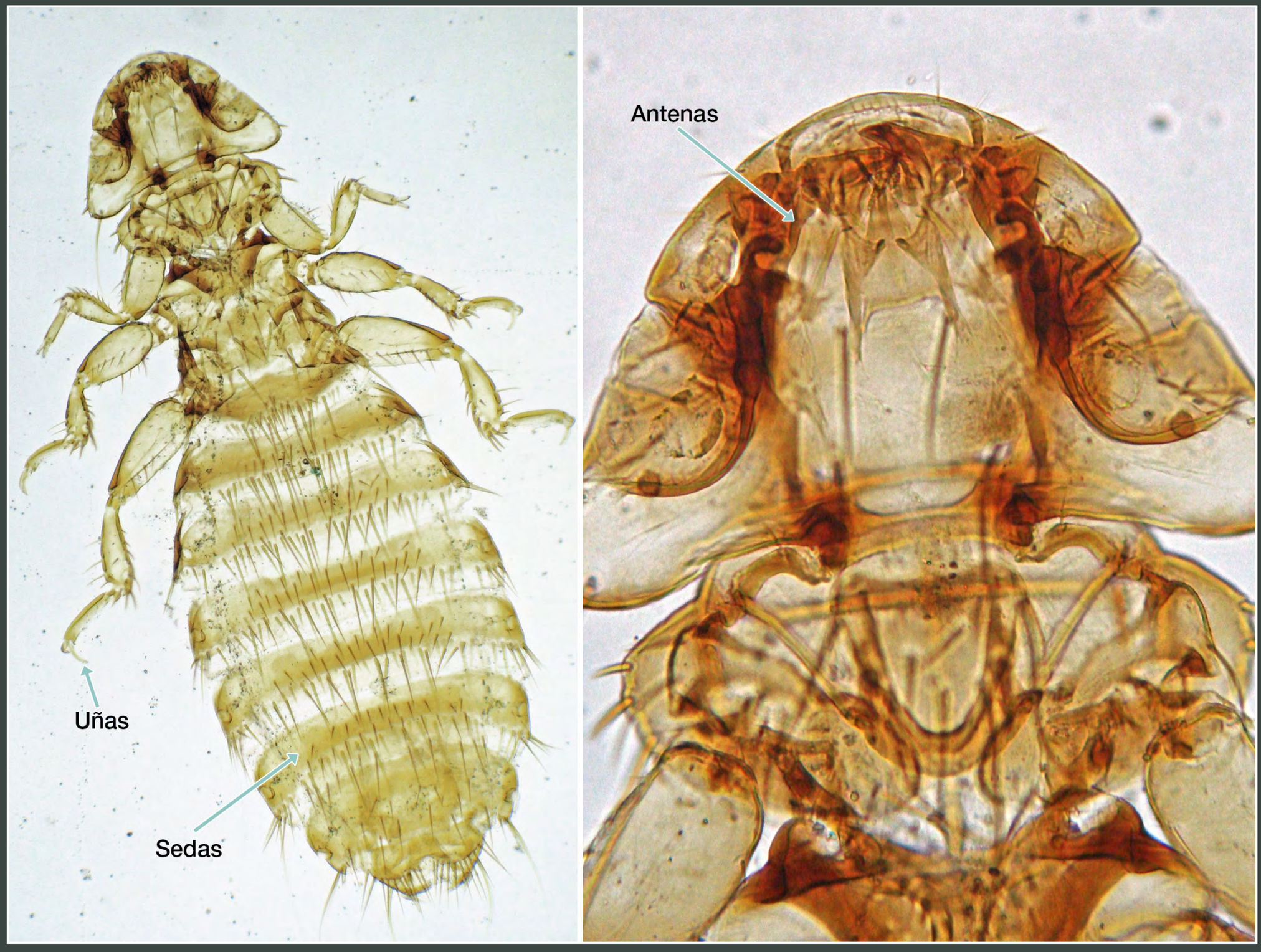


Figura 12.5. A. *Menacanthus stramineus*.B. Detalle de la cabeza.



Figura 12.6. *Menopon gallinae*.



Figura 12.7. *Damalinia* spp.



Figura 12.8. *Chelopistes meleagridis*.

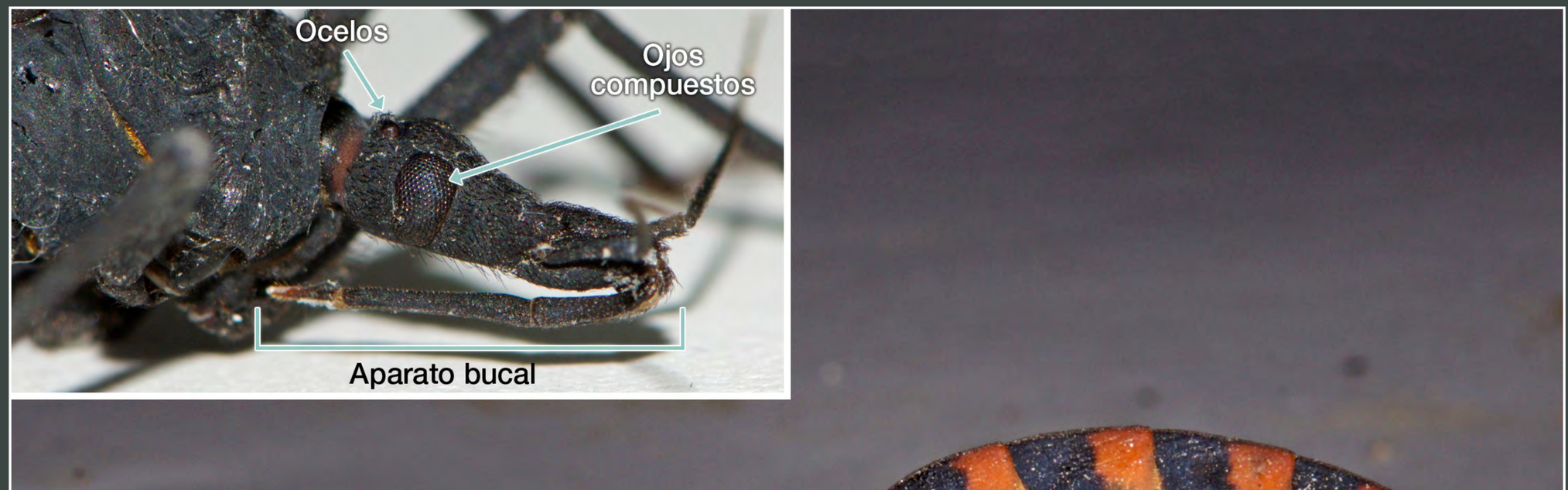


Figura 12.9. Chinche *Triatoma* spp.



Figura 12.10. *Cimex lectularius*. A. Adulto. B. Detalle del extremo anterior, aclarado. C. Adultos sobre una colcha.

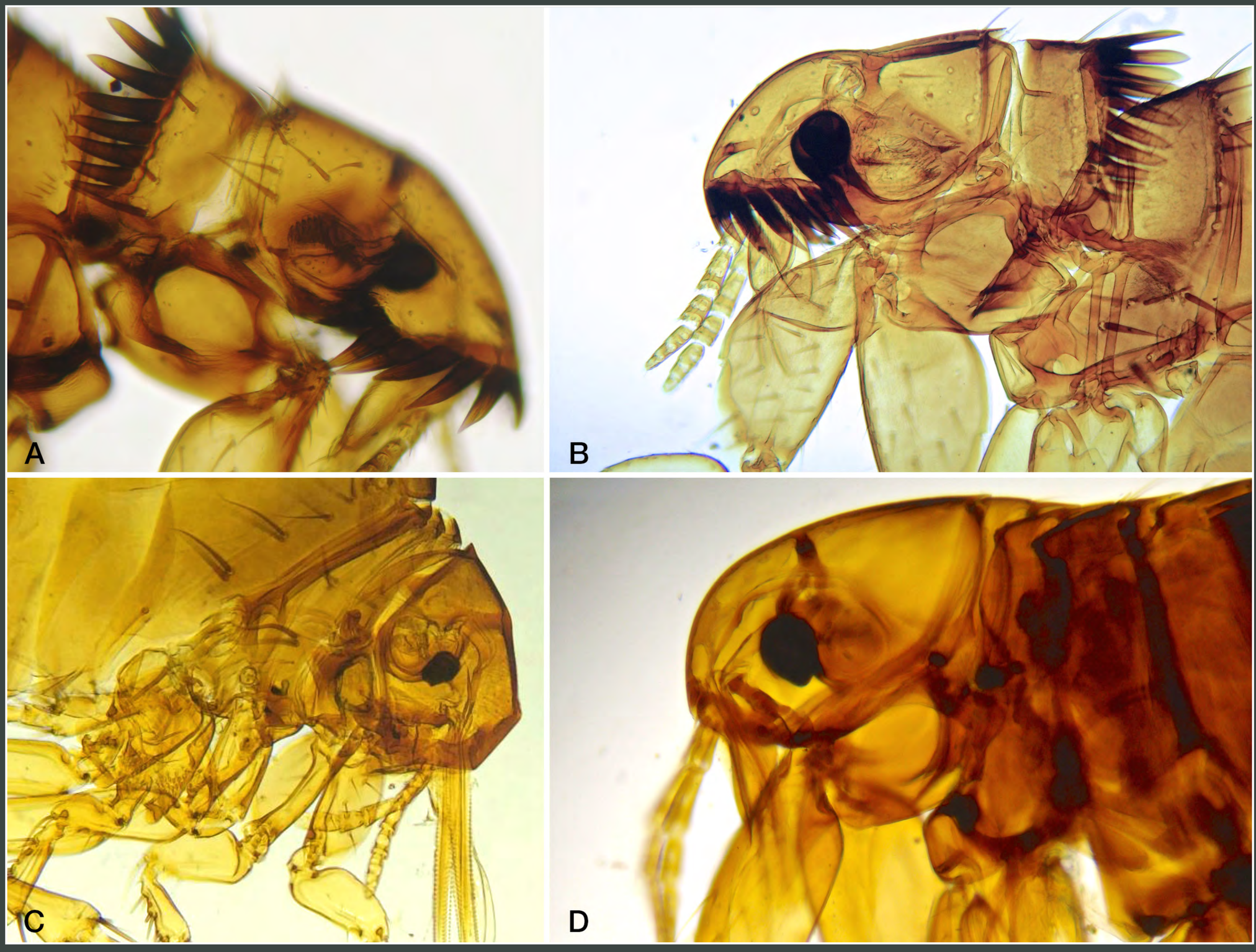


Figura 12.11. Detalle de la cabeza de cuatro pulgas. A *Ctenocephalides felis*. B. *Ctenocephalides canis*. C. *Echidnophaga gallinacea*. D. *Pulex irritans*.

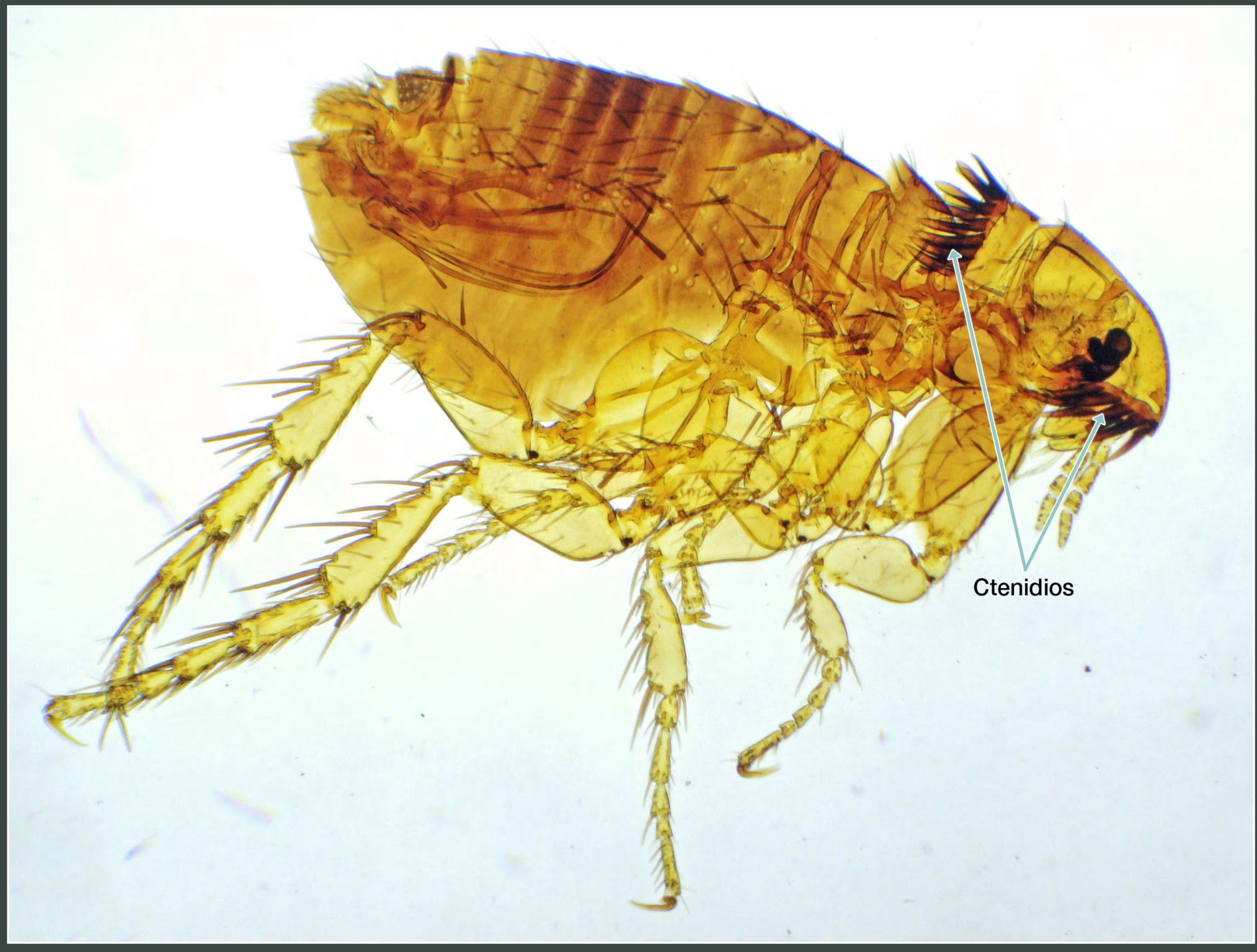


Figura 12.12. *Ctenocephalides* macho, aclarado.

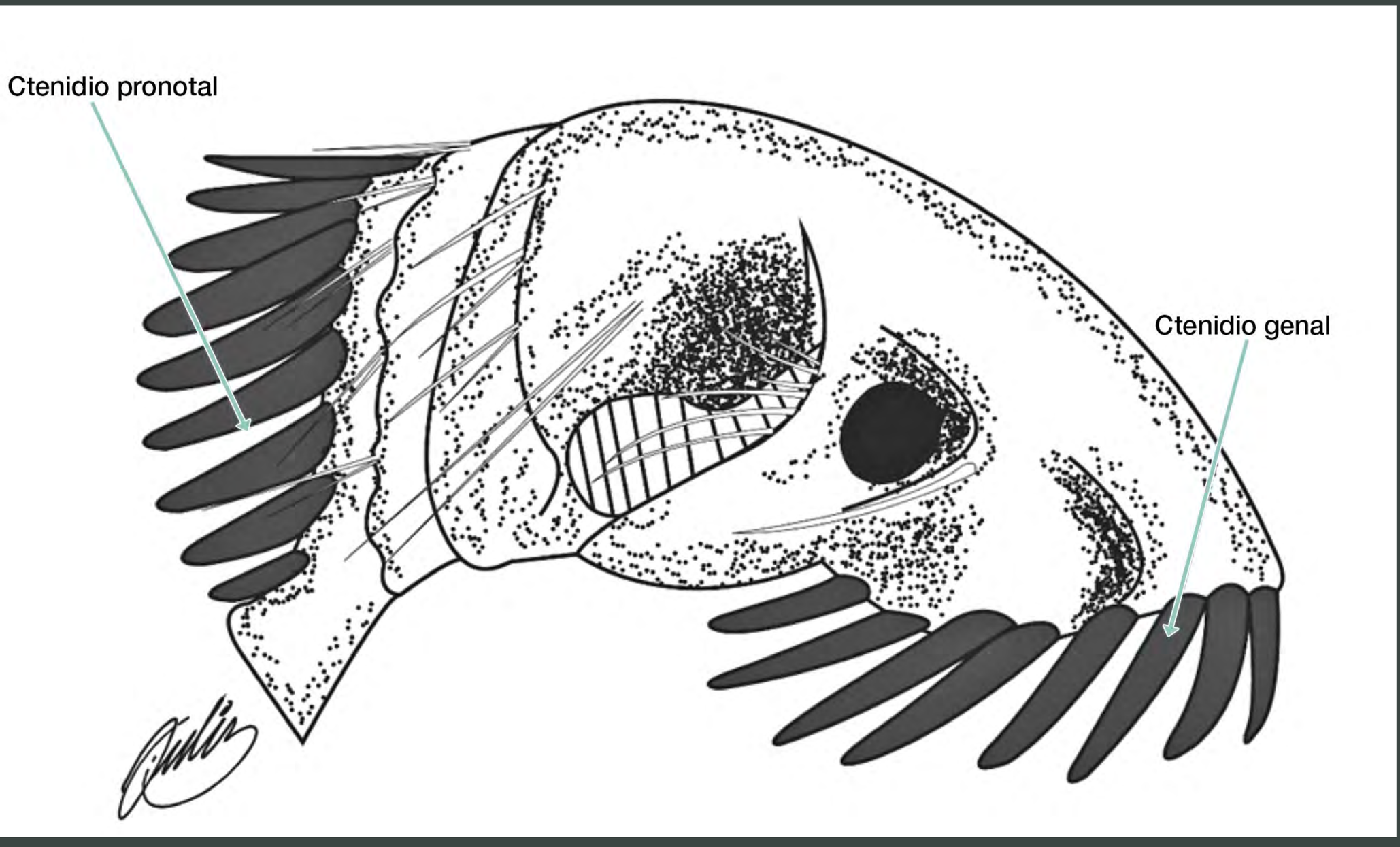


Figura 12.13. Ilustración de los ctenidios ("peines") en la cabeza de una pulga.

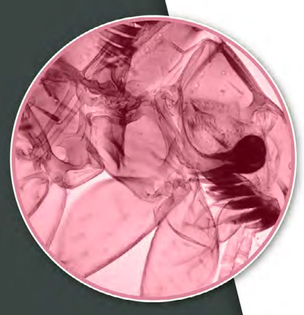




Figura 12.14. *Ctenocephalides canis*.

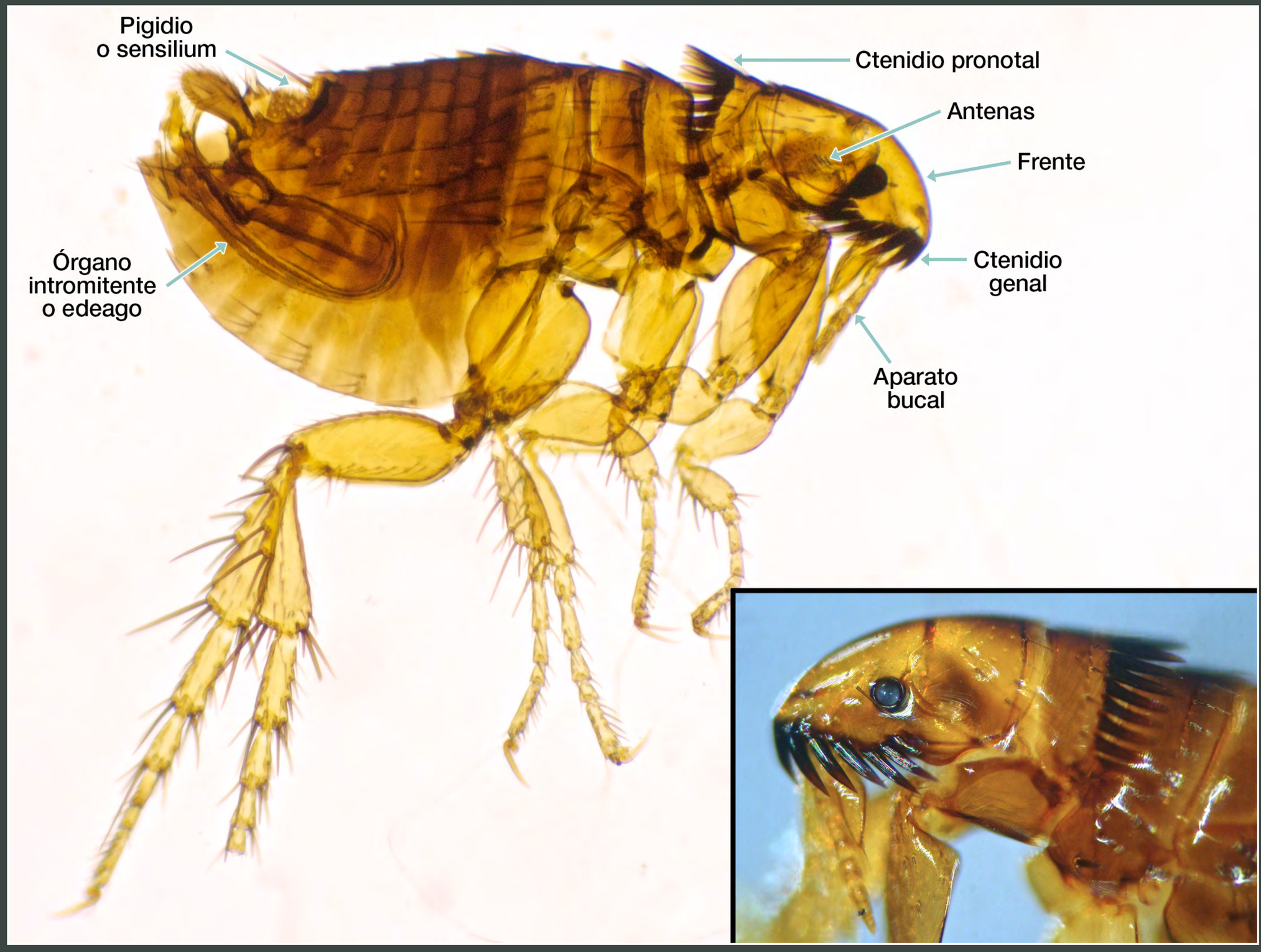


Figura 12.15. *Ctenocephalides felis*. A. Macho aclarado. B. Detalle de la cabeza.

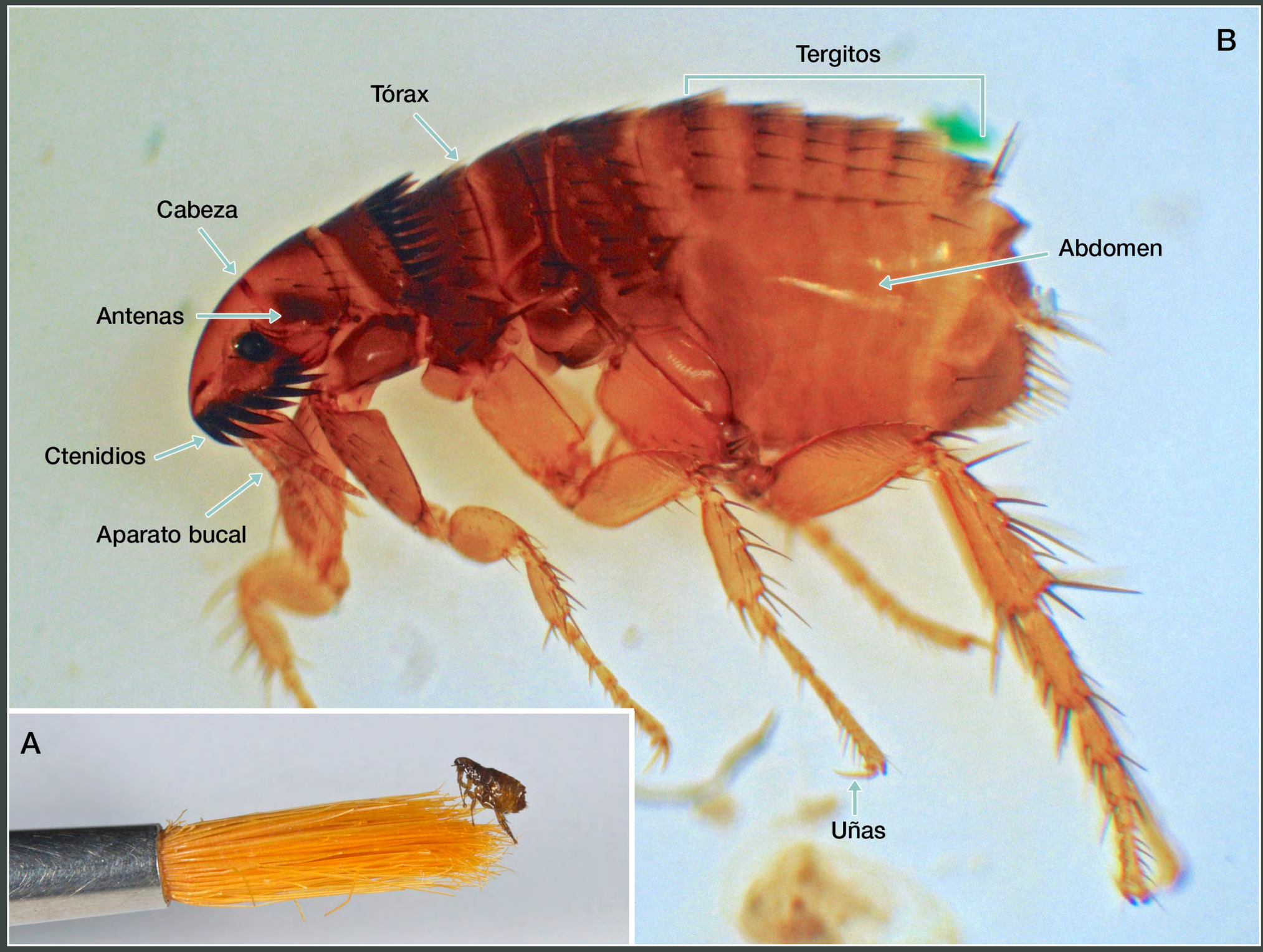


Figura 12.16. Pulga *Ctenocephalides felis*. A. Adulto sobre un pincel. B. Detalle del cuerpo.

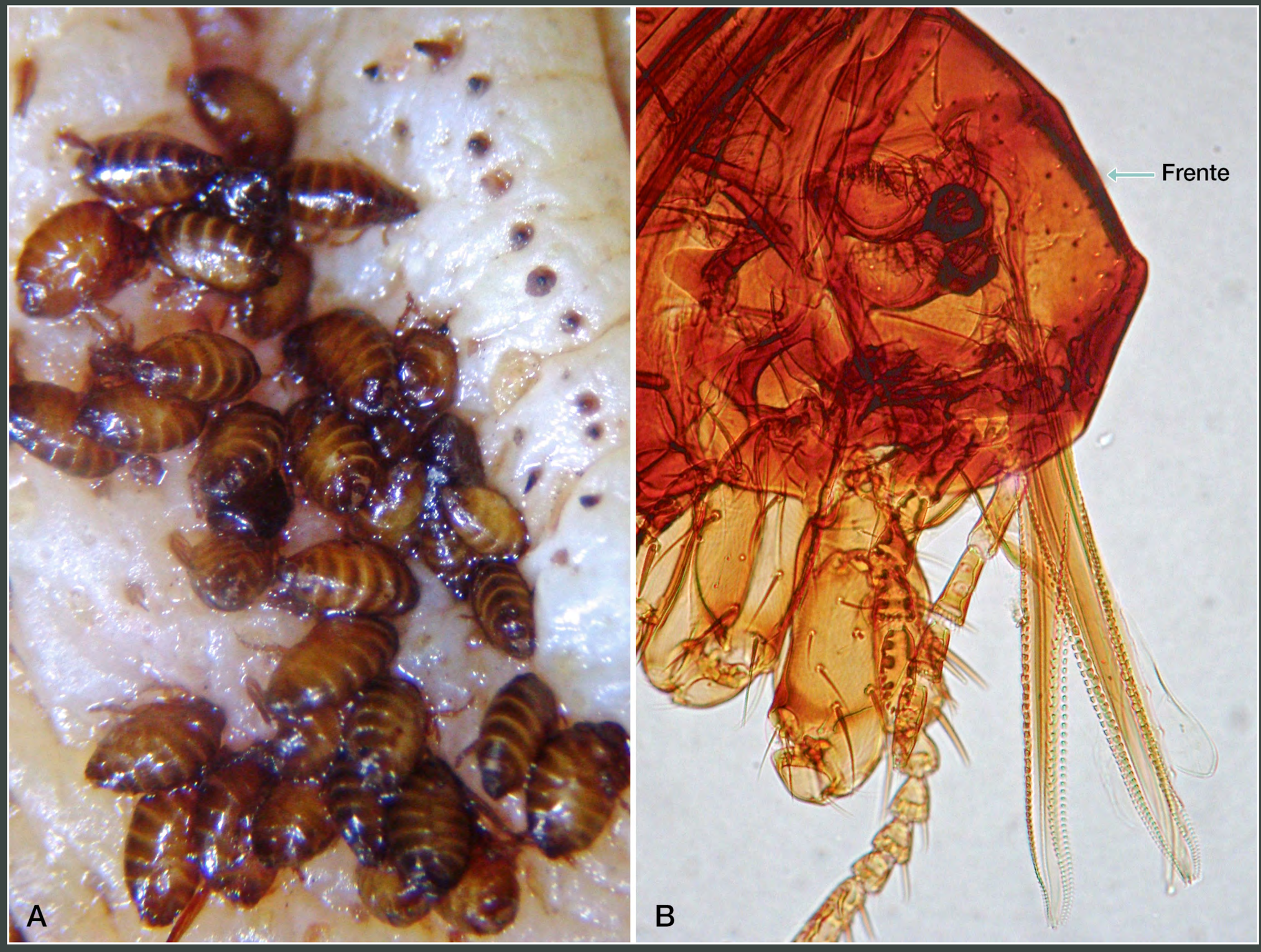


Figura 12.17. A. *Echidnophaga gallinacea* en la piel de una gallina.
B. Detalle de la cabeza.

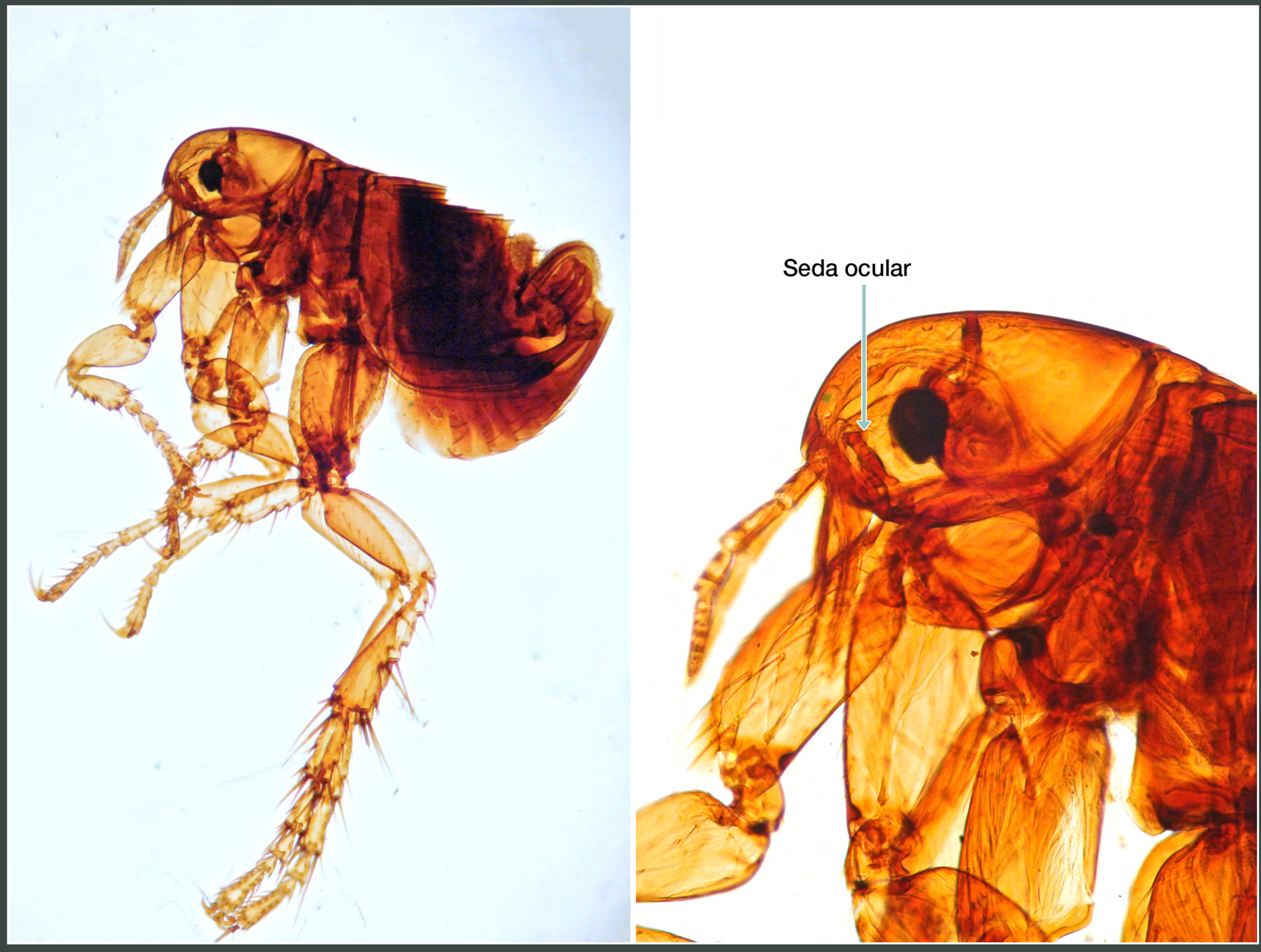


Figura 12.18. *Pulex irritans*. A. Macho. B. Detalle de la cabeza.

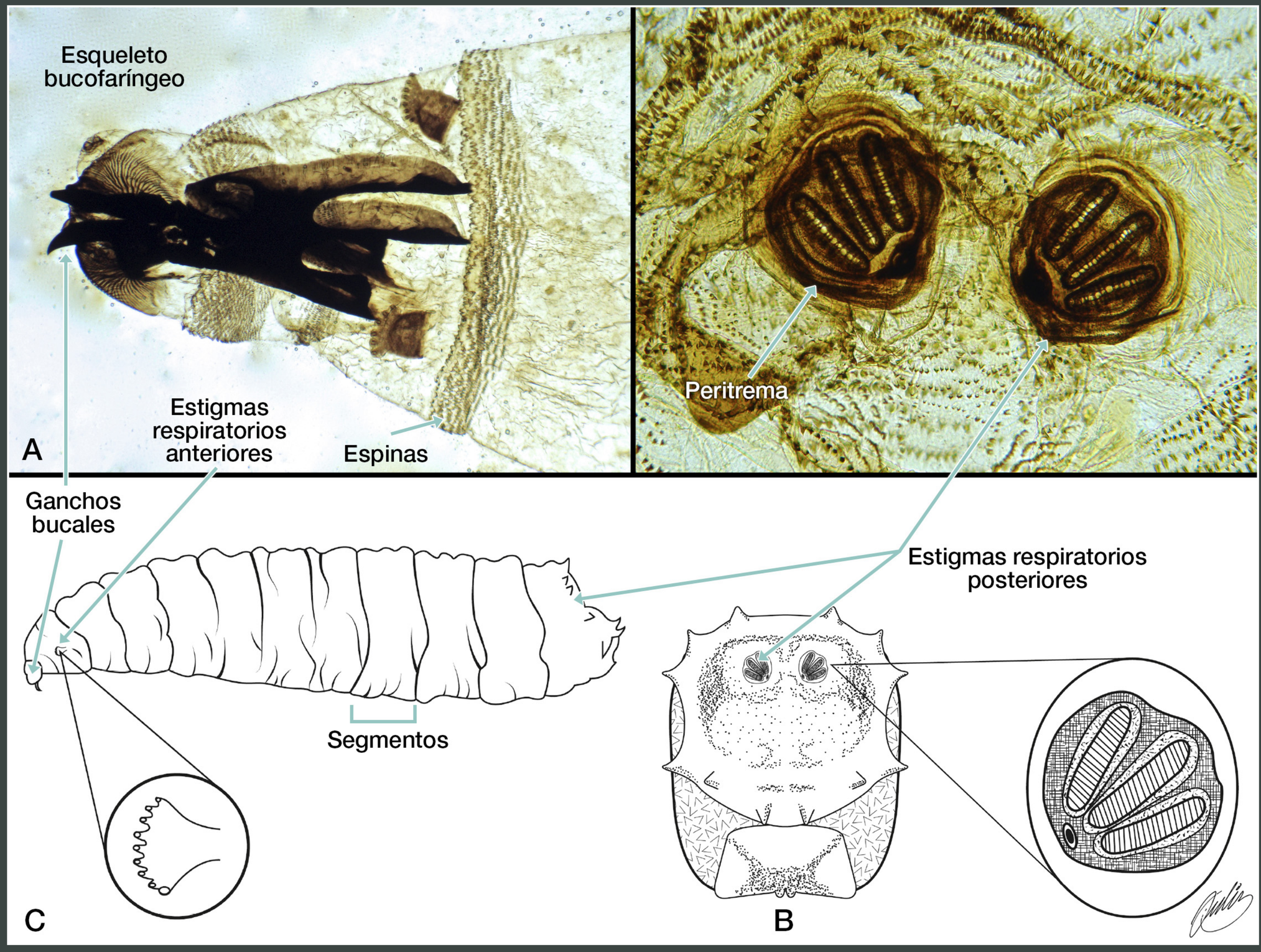


Figura 12.19. Estructuras a considerar para identificar una larva de mosca. A. Extremo anterior. B. Extremo posterior. C. Vista lateral.

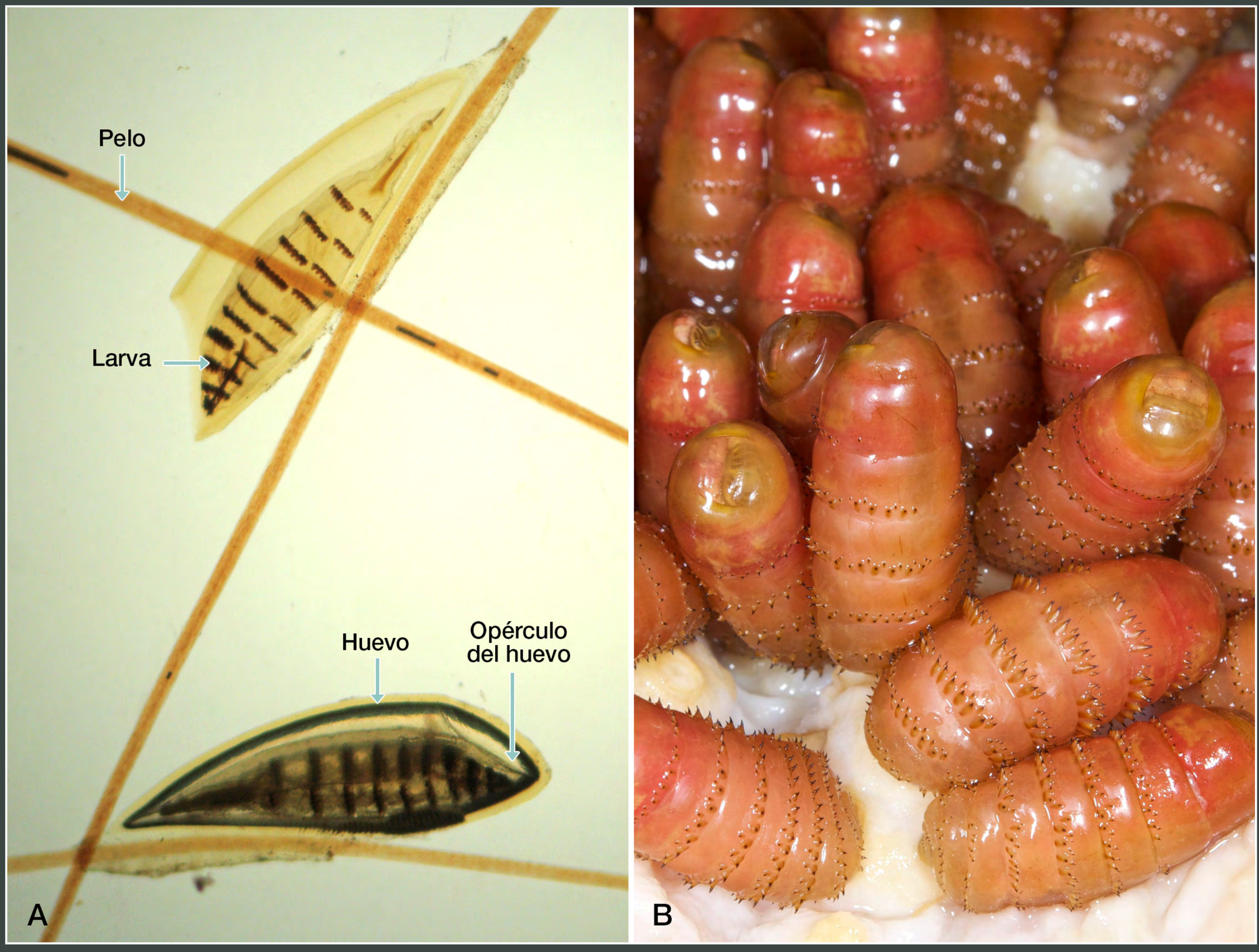


Figura 12.20. *Gasterophilus* spp. A. Huevos en el pelo de un équido. B. Larvas de tercer estadio en la mucosa del estómago de un caballo.



Figura 12.21. *Gasterophilus nasalis*.

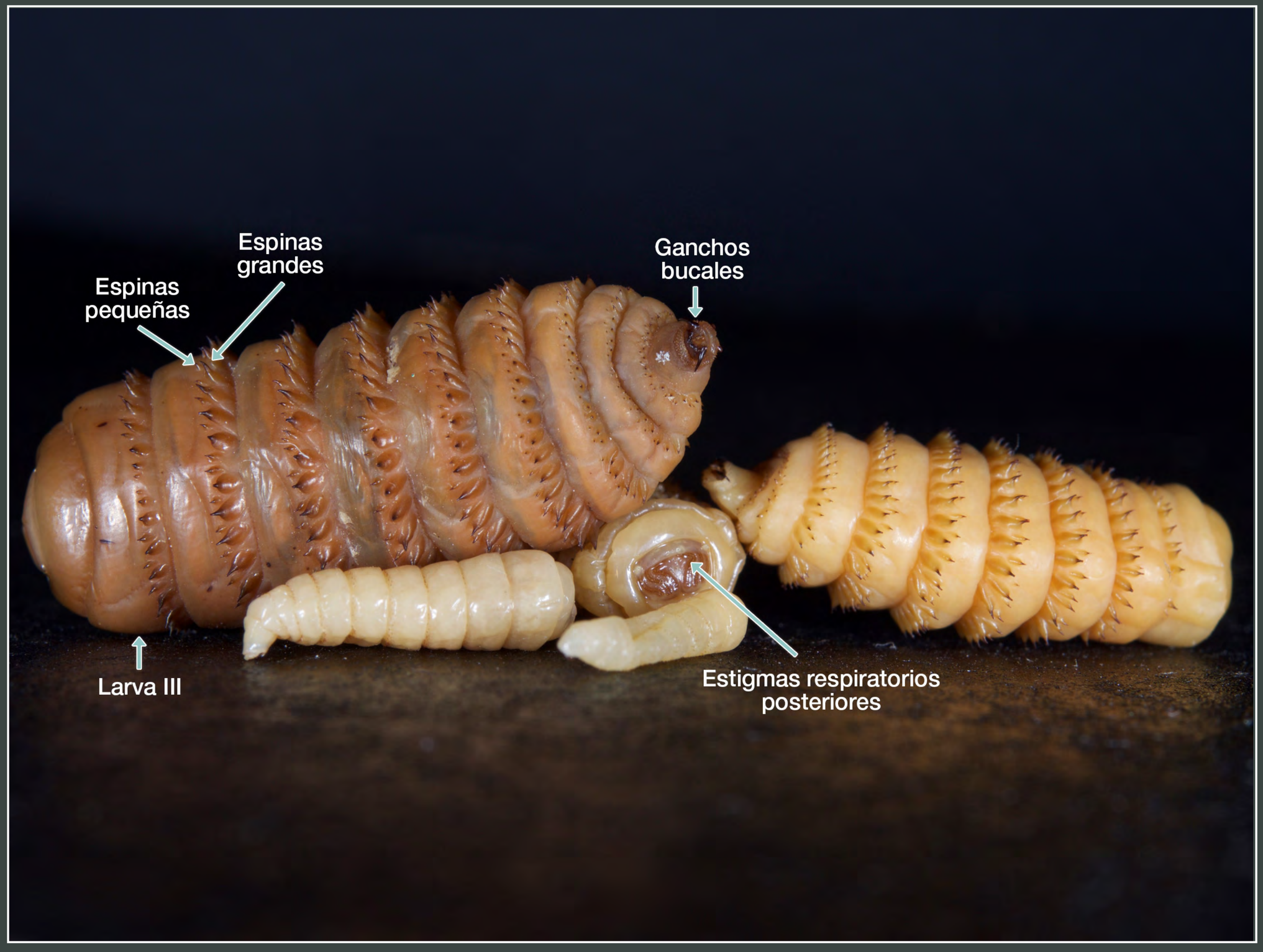


Figura 12.22. Diferentes estadios larvarios de *Gasterophilus intestinalis*.

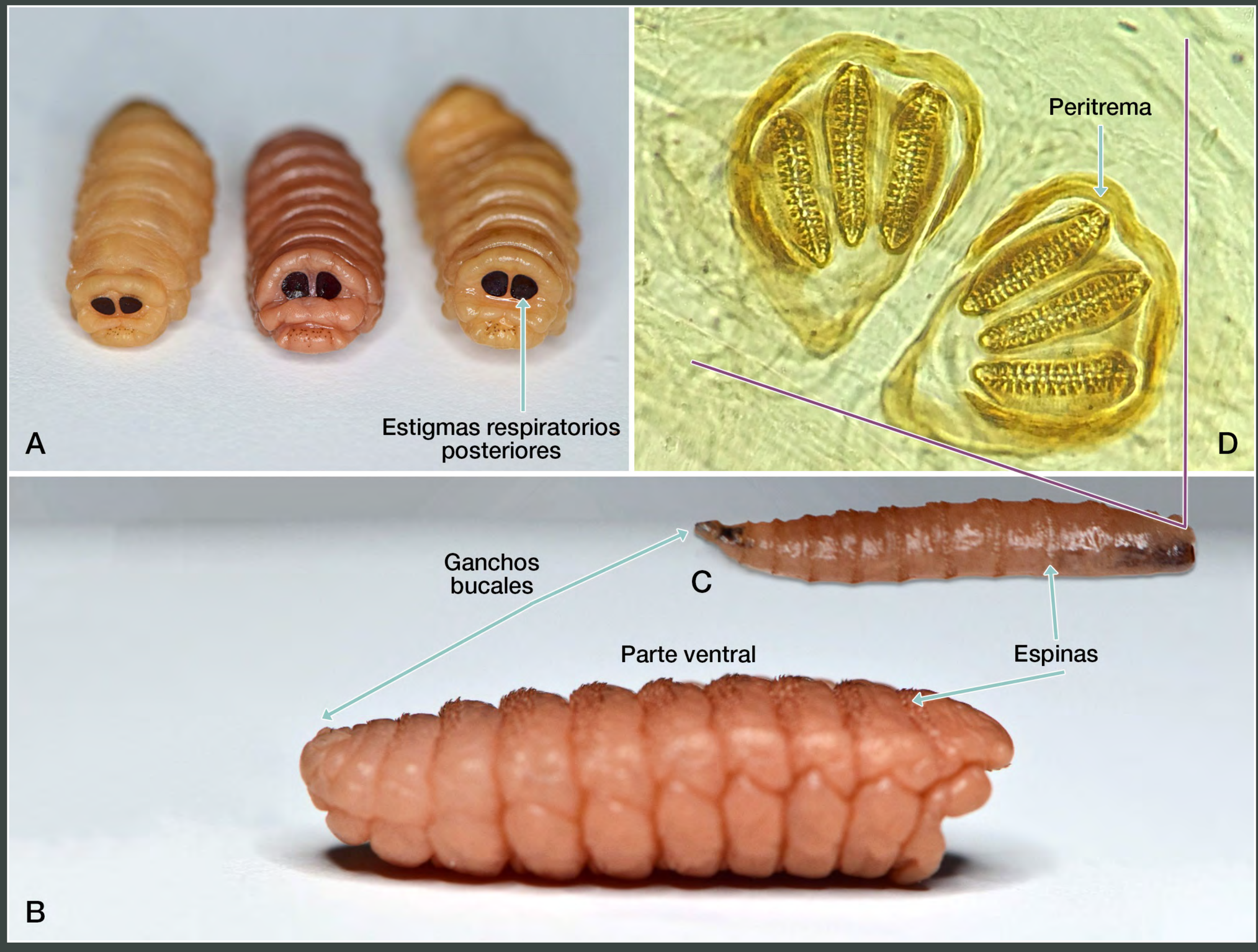


Figura 12.23. A. Vista posterior de larvas miasígenas de *Oestrus ovis*. B. Vista lateral de *O. ovis*. C. Vista lateral de la larva III de *Cochliomyia hominivorax*. D. Detalle de los estigmas respiratorios posteriores de *C. hominivorax*.

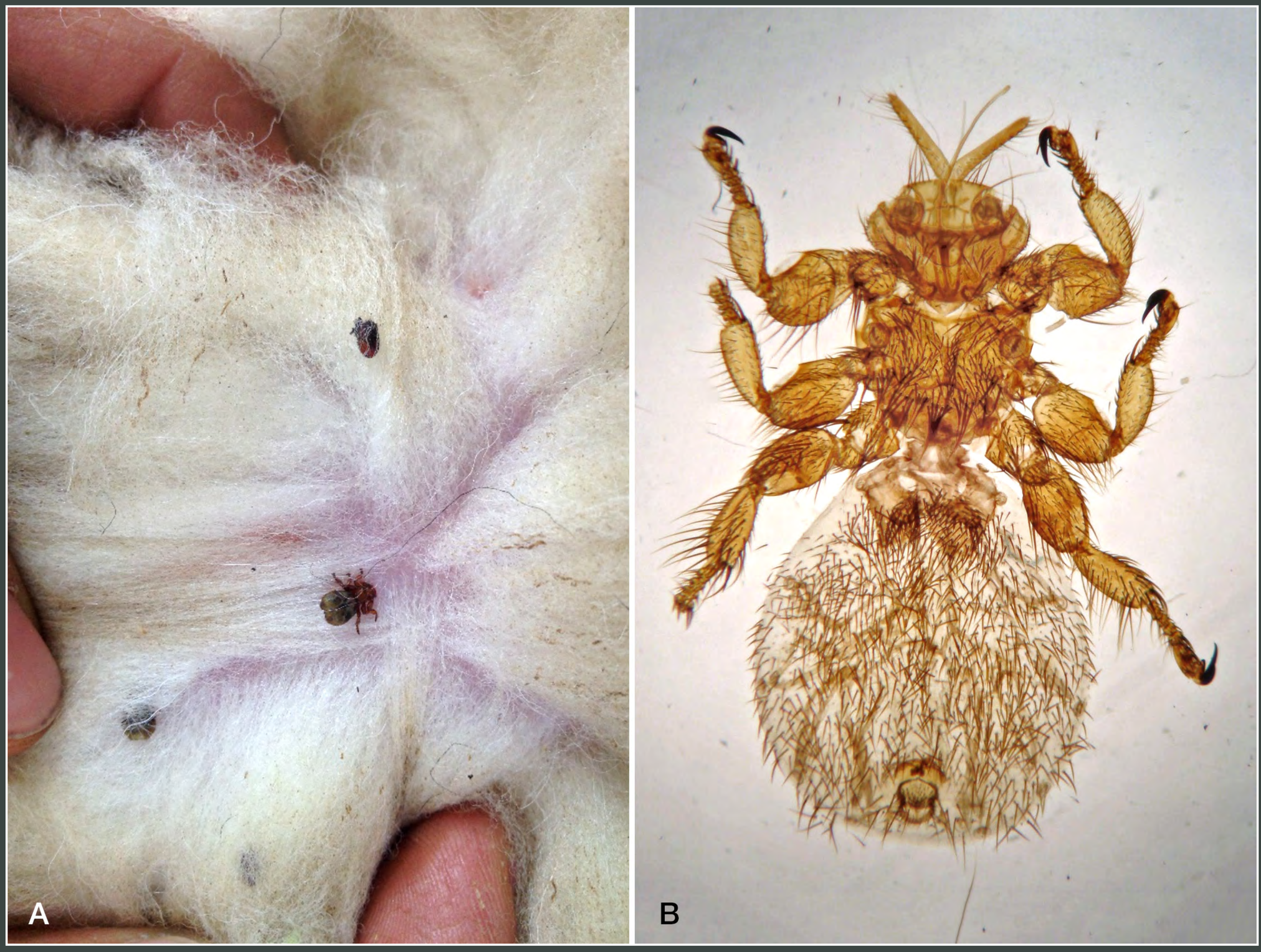


Figura 12.23. A. *Melophagus ovinus* en el vellón de la lana de un ovino. B. Mosca adulta aclarada.

Práctica 13

Identificación de estructuras morfológicas de los ácaros y pentastómidos

Yazmín Alcalá Canto

Objetivos específicos

Al término de la práctica, el alumno identificará mediante microscopía, las características morfológicas de los principales géneros de ácaros y pentastómidos que afectan a los animales domésticos.

Material y equipo

- Microscopio compuesto y estereoscópico.
- Preparaciones de *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum*, *Varroa* destructor, *Demodex* spp., *Psoroptes* spp., *Sarcoptes* spp. *Amblyomma*, *Rhipicephalus* y ninfas de *Linguatula serrata*.

Introducción

El subfilo *Chelicerata* de los artrópodos agrupa a los miembros de la clase *Arachnida*, orden *Acarina*; los cuales se conocen comúnmente como ácaros. A diferencia de los insectos, los ácaros perdieron todos los signos externos de la segmentación corporal, por lo que su organismo está dividido en dos componentes: el gnatosoma o capítulo (partes bucales), que es la fusión de la cabeza y el tórax, y el idiosoma (abdomen). Los ácaros no poseen antenas, alas ni ojos compuestos. Las partes bucales tienen dos

funciones básicas: succionar sangre o fluidos tisulares, o bien, adherirse o sujetarse del huésped. Los ácaros son dioicos, es decir, tienen sexos separados y una gran capacidad reproductora. Los cuatro estadios de desarrollo en el ciclo de los ácaros son:

1. Huevo
2. Larvas con seis patas
3. Ninfas con ocho patas
4. Adultos con ocho patas

El suborden *Metastigmata* agrupa a los ácaros conocidos comúnmente como garrapatas, que se agrupan en dos familias: *Ixodidae* y *Argasidae*. Tienen el cuerpo formado por una sola región llamada idiosoma y por el aparato bucal llamado capítulo o gnatosoma. Éste posee quelíceros cortantes, pedipalpos sensoriales y un hipostoma con aspecto de sierra, debido a que tiene dientes fuertes dirigidos hacia atrás.

La familia *Ixodidae* agrupa a las garrapatas comúnmente denominadas como "duras", ya que tienen un escudo dorsal que es una placa quitinizada del exoesqueleto (figura 13.1). Su ciclo pasa por las etapas de huevo, larva de seis patas (figura 13.2), ninfa y adulto. La hembra es de mayor tamaño que el macho y se caracteriza porque el escudo cubre todo su dorso (figura 13.3). Las garrapatas generalmente se identifican después de su recolección directa del huésped. La especie se puede determinar a partir de la forma y longitud de las partes bucales (gnatosoma) (figura 13.4), forma y color del cuerpo, forma y marcas del escudo, entre otras características (figura 13.5).

Amblyomma spp. se localiza en las axilas, las ingles, la glándula mamaria, los genitales o todo el cuerpo de los bovinos, ovinos, caballos, humanos y reptiles. El gnatosoma tiene una base rectangular, y pedipalpos largos y comprimidos a los lados (figura 13.6).

El escudo se caracteriza por estar ornamentado. Posee festones en el extremo posterior del idiosoma. En el macho, el escudo cubre todo el dorso (figura 13.7) (video).

Rhipicephalus (*Boophilus*) spp. parasita a los bovinos (especie *microplus*) o perros (especie *sanguineus*). En infestaciones masivas pueden encontrarse en todo el cuerpo, aunque sus sitios más comunes de sujeción al huésped son las axilas, las ingles, la glándula mamaria y los genitales. El color de este género es amarillento, café u obscuro. El cuerpo es ovalado y la base del gnatosoma es hexagonal en el dorso, y angulado en el centro. El escudo tiene forma de lengüeta y sin ornamentos (figuras 13.8 y 13.9) (video).

Con respecto a la familia *Argasidae*, o garrapatas "blandas", su característica principal es que están desprovistos de un escudo dorsal, pues el cuerpo está cubierto por una cutícula con muchas granulaciones, y en ocasiones, se visualizan estructuras discales en forma de círculo. El gnatosoma y los cuatro pares de patas se articulan en el vientre al idiosoma.

Otobius megnini parasita las orejas de los rumiantes y los caballos, pero también infesta otras especies, incluyendo al humano. Las larvas son de color café rojizo, mientras que las ninfas son más obscuras y su cuerpo está cubierto de espinas. En las larvas se observa que la parte media del idiosoma es más ancho que el extremo posterior. Los adultos no tienen espinas, ya que no son parásitos y su forma es semejante a la de un violín (figura 13.10 A-D).

Por otro lado, los ácaros mesostigmata se caracterizan porque los estigmas respiratorios están situados en la porción media del cuerpo. Las hembras tienen tres placas en la parte ventral, las cuales se denominan: esternal, genital y anal.

Dermanyssus gallinae se alimenta intermitentemente de las aves de corral, silvestres y de ornato. Llegan a medir hasta 700 µm

o un milímetro después de alimentarse. Se ven de color rojizo (figura 13.11). Los quelíceros tienen forma de estiletes. La placa esternal de la hembra es rectangular, la genital se ensancha en la porción anterior y se abulta en la posterior. Tanto en el macho como en la hembra, la placa anal tiene forma de "D" (figura 13.12).

Ornithonyssus sylviarum parasita gallinas y otras aves. Los adultos miden hasta 1000 µm de longitud y se caracterizan porque los quelíceros tienen una pieza móvil única parecida a una pinza. La placa esternal de la hembra es rectangular, la genital es triangular y la anal, tanto del macho como de la hembra, tiene forma de óvalo (figura 13.13 A-C).

Varroa spp. parasita a las abejas, tanto adultas como larvas. Se alimenta en las zonas con menos quitina. Solamente la hembra es parasita, y miden hasta 1.6 mm de ancho por un milímetro de longitud. Son ácaros de color café o marrón con patas cortas que terminan en ventosas y uñas (figura 13.14).

Demodex spp. se localiza en las glándulas sebáceas, sudoríparas y folículos pilosos de diversas especies de mamíferos. Miden aproximadamente 250 µm de largo. Tienen aspecto alargado, por lo que son parecidos a una "zanahoria con ocho patas". Este parásito tiene un gnatosoma corto y el estadio adulto presenta cuatro pares de patas cortas que terminan en uñas (figura 13.15). Debido a que *Demodex* provoca obstrucción de los folículos pilosos, se llega a observar la piel con una pigmentación alterada, eritema y alopecia. Por lo tanto, es recomendable realizar un raspado cutáneo profundo al grado de obtener sangre capilar. El raspado debe llevarse a cabo en la periferia de la lesión. Las zonas más afectadas son las extremidades delanteras del huésped, la región perioral y la periorbital, aunque en infestaciones graves, todo el cuerpo resulta afectado (video).

Los ácaros astigmata no tienen estigmas respiratorios, sino que realizan el intercambio gaseoso a través de la cutícula. Dentro de los astigmata se encuentran los ácaros sarcoptiformes, que tienen las siguientes características en común:

1. Son pequeños (500 µm, aproximadamente del tamaño de un grano de sal), difícilmente visibles sin el uso de una lente de aumento.
2. Son ovalados.
3. Sus extremidades tienen pedicelos en las puntas, que pueden ser largos o cortos y pueden tener ventosas.
4. Se identifican taxonómicamente por la descripción del pedicelo (largo o corto, articulado o no articulado).
5. El diagnóstico se realiza a través de un raspado cutáneo y la observación microscópica del parásito.

Los ácaros sarcoptiformes se dividen en dos familias básicas: *Sarcoptidae*, los cuales se entierran en túneles o galerías en la epidermis, y los *Psoroptidae* que residen en la superficie de la piel o en el canal auditivo externo. Los géneros que se revisarán son: *Sarcoptes* spp. y *Psoroptes* spp.

Sarcoptes spp. parasita varias especies. Se localiza en las orejas, los codos y el abdomen principalmente. Sin embargo, pueden infestar todo el cuerpo del huésped. El adulto es ovalado y posee ocho patas. Cada una de ellas tiene una ventosa conectada a las patas por un pedicelo. El ano del adulto es terminal y no dorsal (figura 13.16).

Psoroptes spp. vive en la epidermis de varias especies de animales. Su cuerpo es alargado y llega a medir 800 µm. El gnatosoma es más largo que ancho. Una característica de la hembra es que su apertura genital tiene forma de "U" invertida. En el macho se pueden observar dos apéndices con dos se-

das largas a cada lado de una ventosa que está junto al ano (figura 13.17) (video).

Con respecto al subfilo *Pentastomida*, integrado en el filo de los artrópodos, durante su ciclo de vida presenta distintas formas. Por ejemplo, durante su estadio larvario se asemeja a los ácaros, pero en la fase ninfal y adulta es parecido a las lombrices de tierra. El término pentastómido significa "cinco bocas" y se acuñó debido a que cuando son adultos, presentan una boca en el extremo anterior, que está rodeada por cinco garras o ganchos, los cuales fueron considerados bocas por los primeros investigadores que observaron estos artrópodos.

También se les ha llamado linguatulidos porque tienen una forma distintiva parecida a una lengua. La especie que afecta a mamíferos es *Linguatula serrata*, y se localiza en los conductos nasales y senos frontales de los perros en su estadio adulto. Cuando cursa la etapa ninfal, reside en los órganos parenquimatosos de los huéspedes intermediarios herbívoros, principalmente los rumiantes, los caballos, los conejos y los roedores. Las hembras llegan a medir 13 cm de longitud por un centímetro de ancho, mientras que los machos miden dos centímetros o menos por 3 a 4 mm de ancho. El adulto es muy claro, tiene forma de lengua, con estriaciones en la cutícula, y la boca se halla entre cuatro ganchos (figura 13.18 A-C). La ninfa mide de 4 a 6 mm de largo y su cutícula es estriada o anillada (figura 13.19 A). Posee espinas alrededor de estos anillos, que se desprenden cuando se desarrolla el estadio adulto del parásito. Los huevos son expulsados junto con la mucosidad nasal o con la materia fecal. Miden aproximadamente 90× 70 µm, tienen una membrana externa delgada y una interna gruesa. En su interior, pueden observarse embriones con pequeñas patas (figura 13.19 B).



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 13

Actividades

El profesor

- Impartirá una breve introducción en la que presentará los aspectos taxonómicos y morfológicos más relevantes de las garrapatas, los ácaros y los pentastómidos.
- Presentará estructuras morfológicas características de cada taxón, particularmente de *Rhipicephalus* (*Boophilus*) spp., *Amblyomma* spp. y *Otobius megnini*, *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum*, *Varroa* spp., *Demodex* spp., *Psoroptes* spp., *Sarcoptes* spp. y *Linguatula serrata*.
- Entregará a cada equipo preparaciones fijas y preservadas en alcohol, para que observen las estructuras que se utilizan para la identificación de cada taxón.

El alumno:

- Identificará en preparaciones preservadas con tinciones o alcohol, las características morfológicas que determina al género de las garrapatas.
- Identificará las características morfológicas de las preparaciones fijas de *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum*, *Varroa* sp., *Demodex* spp., *Psoroptes* spp. y *Sarcoptes* spp.
- Identificará las características morfológicas de las ninfas de *Linguatula serrata* en preparaciones teñidas.

Habilidades y destrezas a adquirir

Al término de la práctica, el alumno será capaz de identificar las estructuras características de las garrapatas y los ácaros de interés en parasitología veterinaria, utilizando un microscopio.



Diagnóstico de parásitos de interés en **Medicina Veterinaria**

Práctica 13

Autoevaluación

La autoevaluación se encuentra disponible en http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx El profesor explicará el procedimiento para ingresar a la autoevaluación y proporcionará la contraseña de acceso.

Imágenes de la Práctica 13

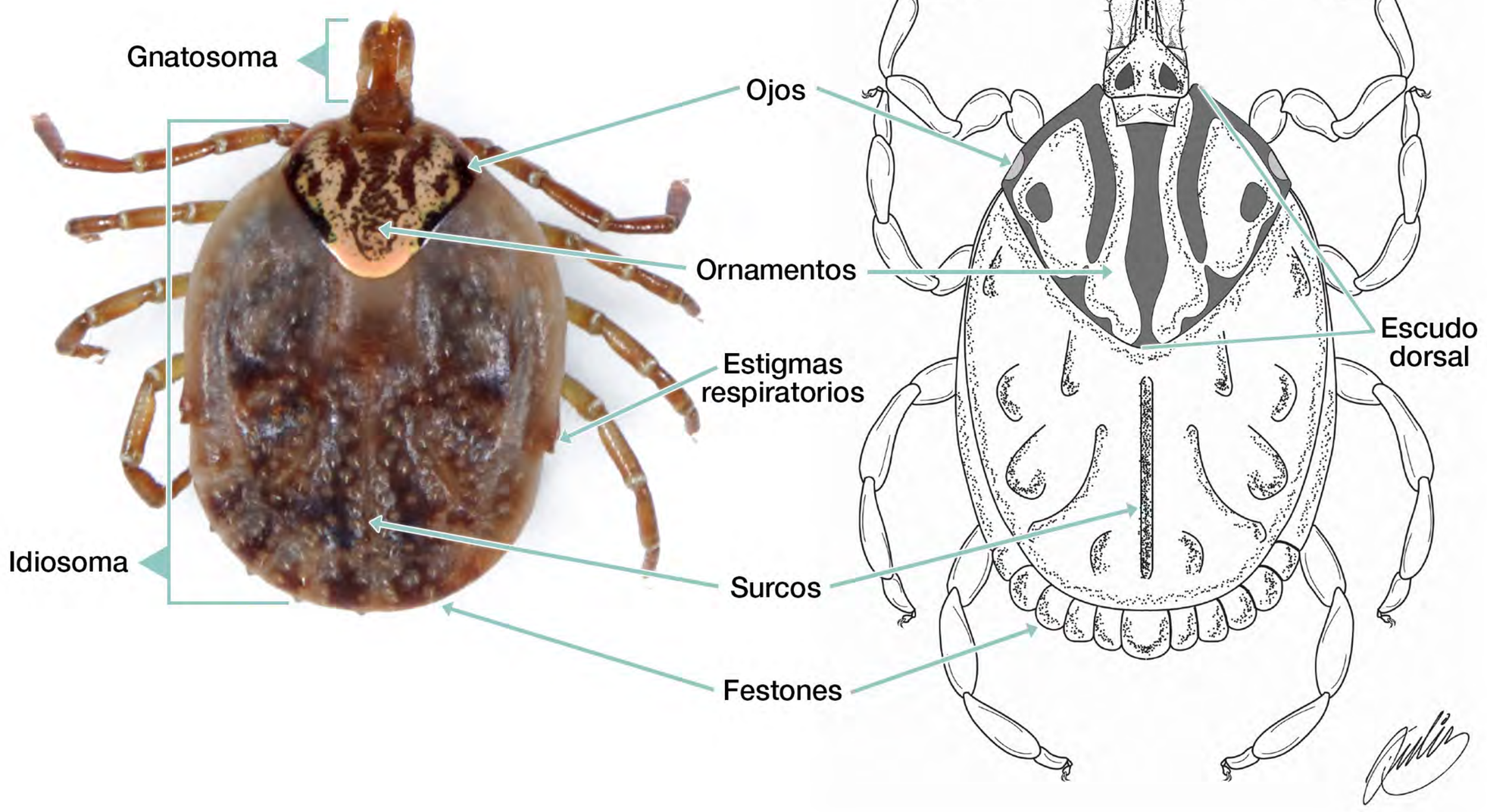


Figura 13.1. Esquema de una garrapata *Ixodidae*.

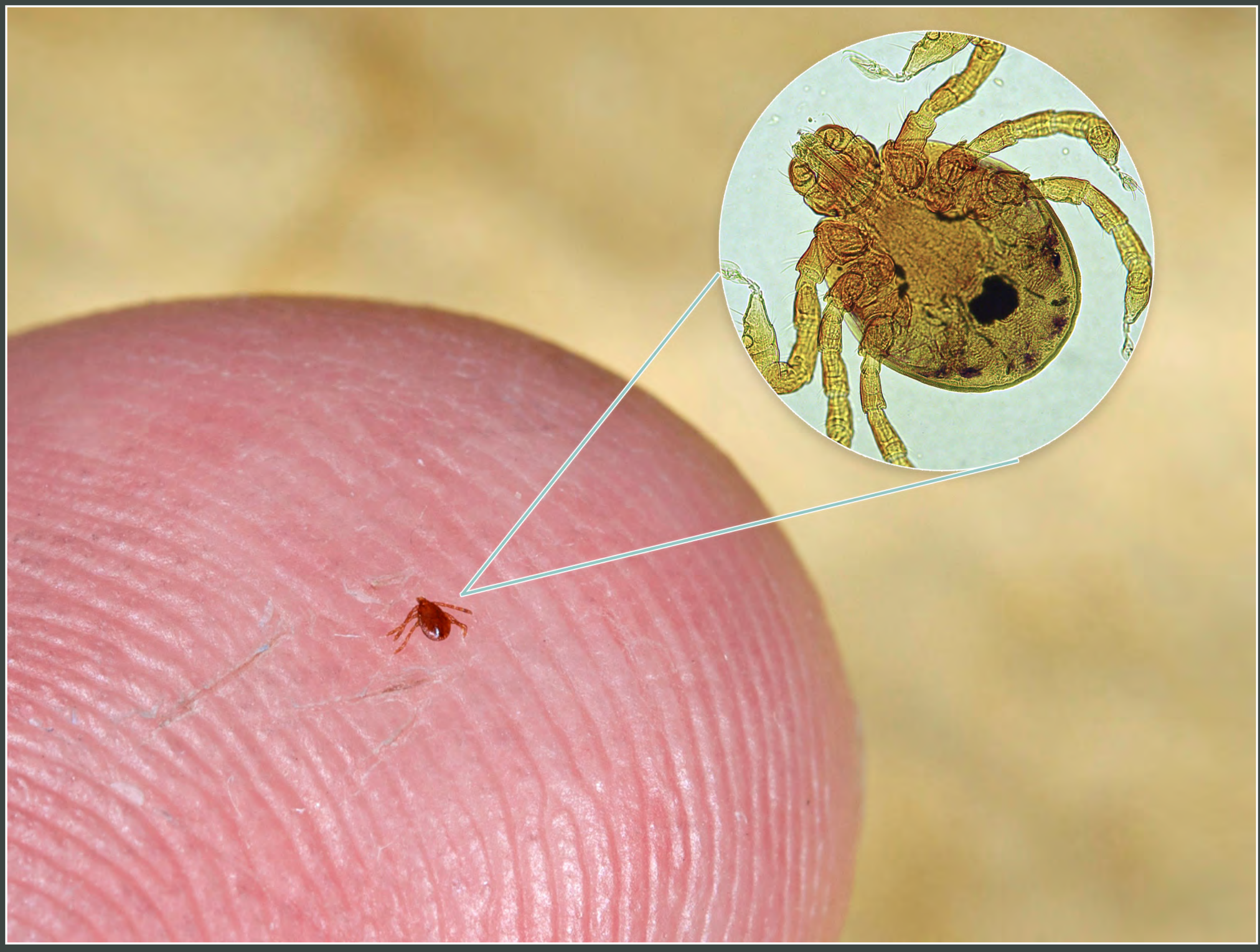


Figura 13.2. Larva (pinolillo) de una garrapata *Ixodidae*.



Figura 13.3. Garrapatas *Ixodidae* mostrando el escudo dorsal de machos y hembras.

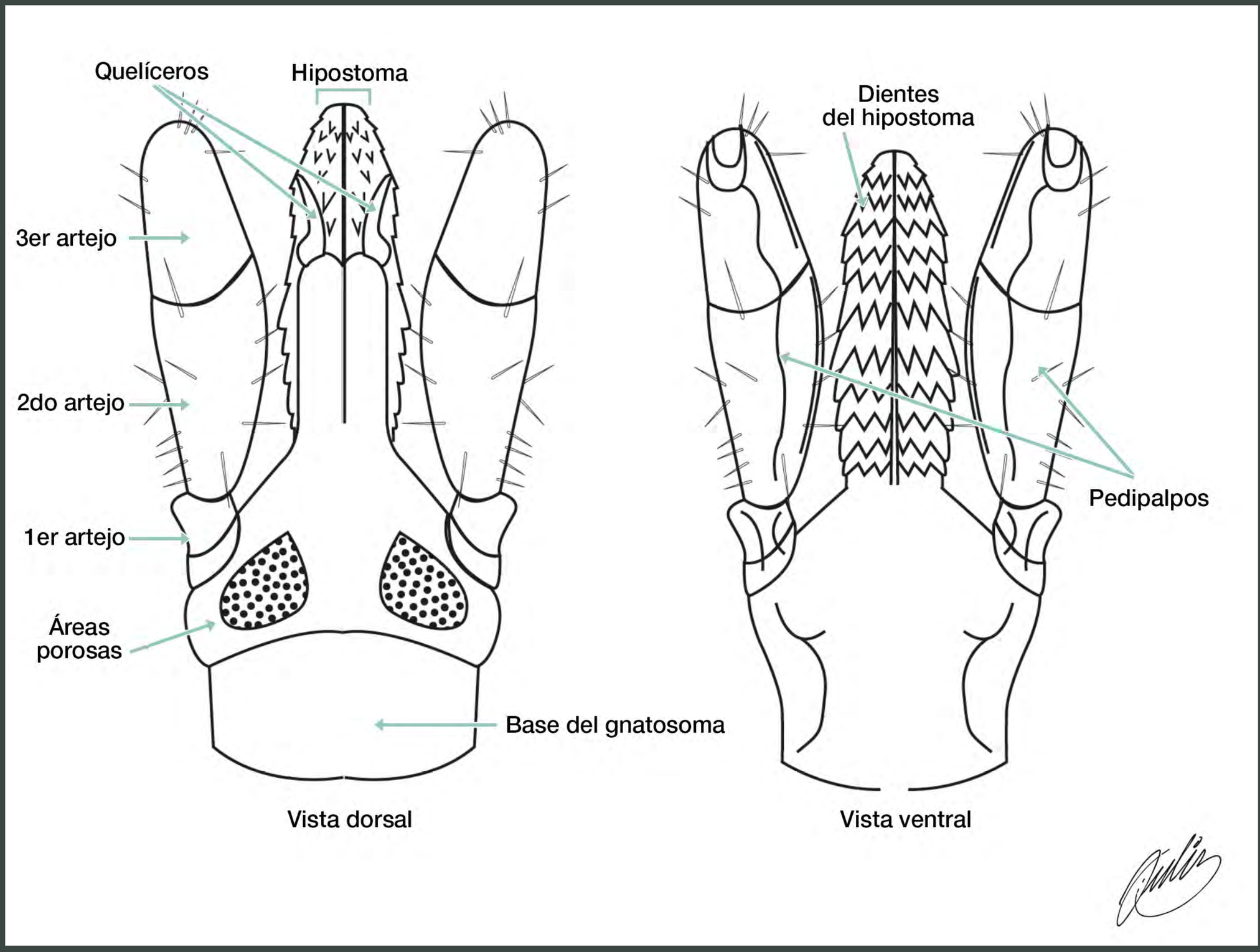


Figura 13.4. Esquema del gnatosoma de una garrapata de la familia *Ixodidae*.



Figura 13.5. Garrapatas de la familia *Ixodidae*. A. Hembras de *Amblyomma* spp. B. Hembras de *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*. C. Macho de *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*.

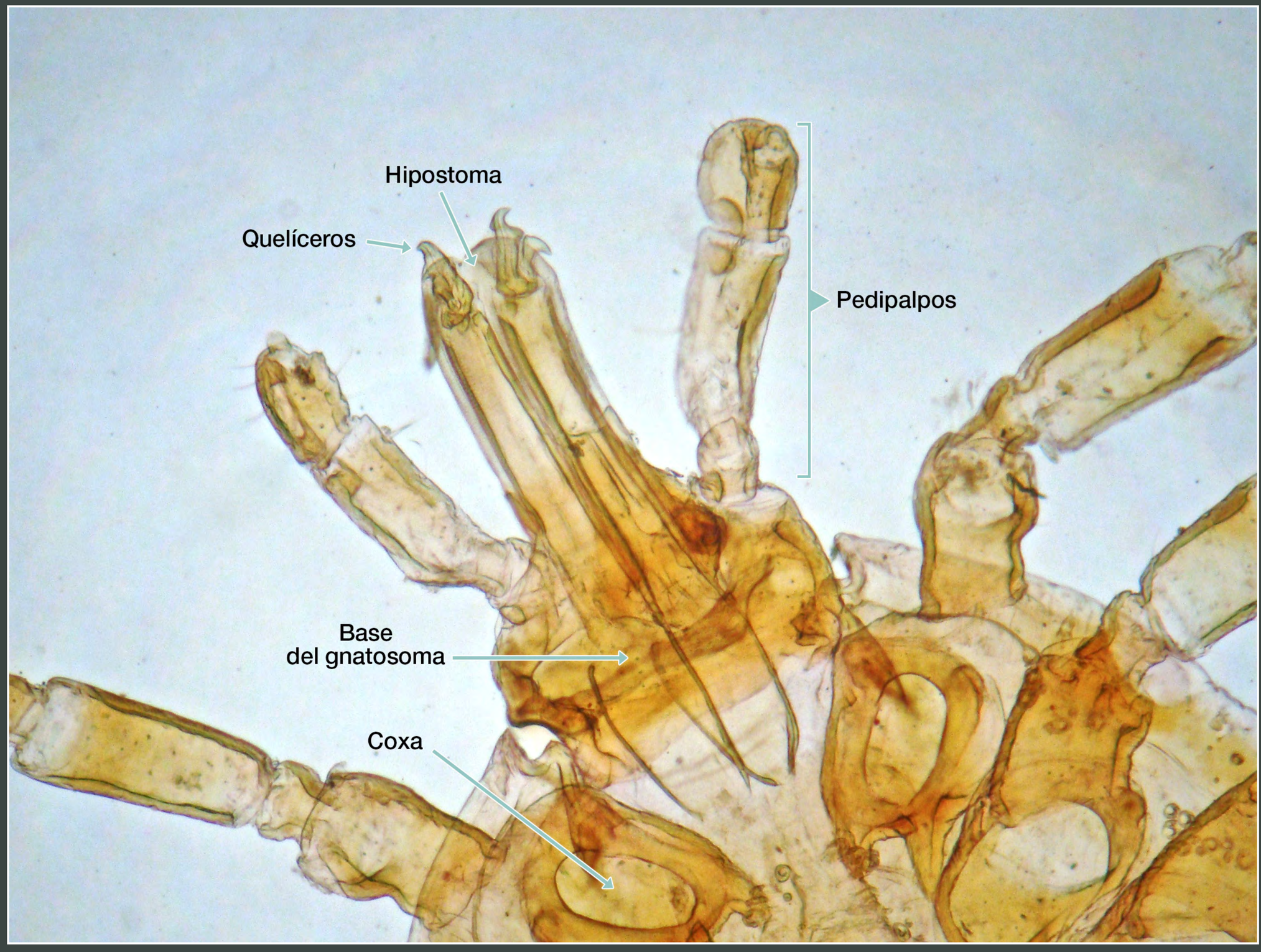


Figura 13.6. Vista ventral del gnatosoma de *Amblyomma*.



Figura 13.7. *Amblyomma* spp. A. Hembra.B. Macho.



Figura 13.8. Garrapatas *Rhipicephalus sanguineus*. A. Macho. B. Hembra ingurgitada. C. Hembras no ingurtitadas.

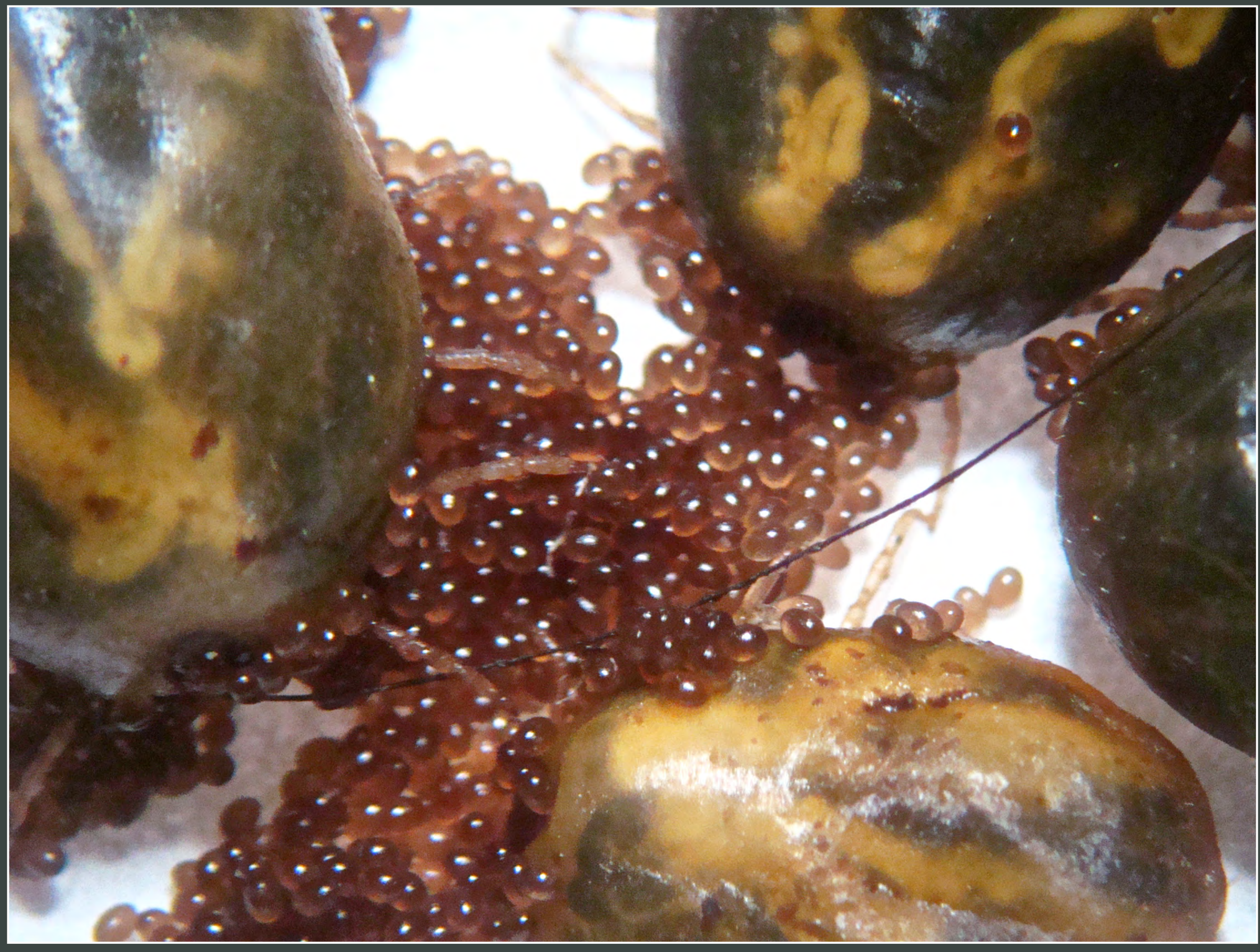


Figura 13.9. Garrapatas *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* ovipositando.



Figura 13.10. *Otobius megnini*. A. Vista dorsalB. Ventral.
C. Ninfa. D. Larva.



Figura 13.11. Ácaros *Dermanyssus* spp.

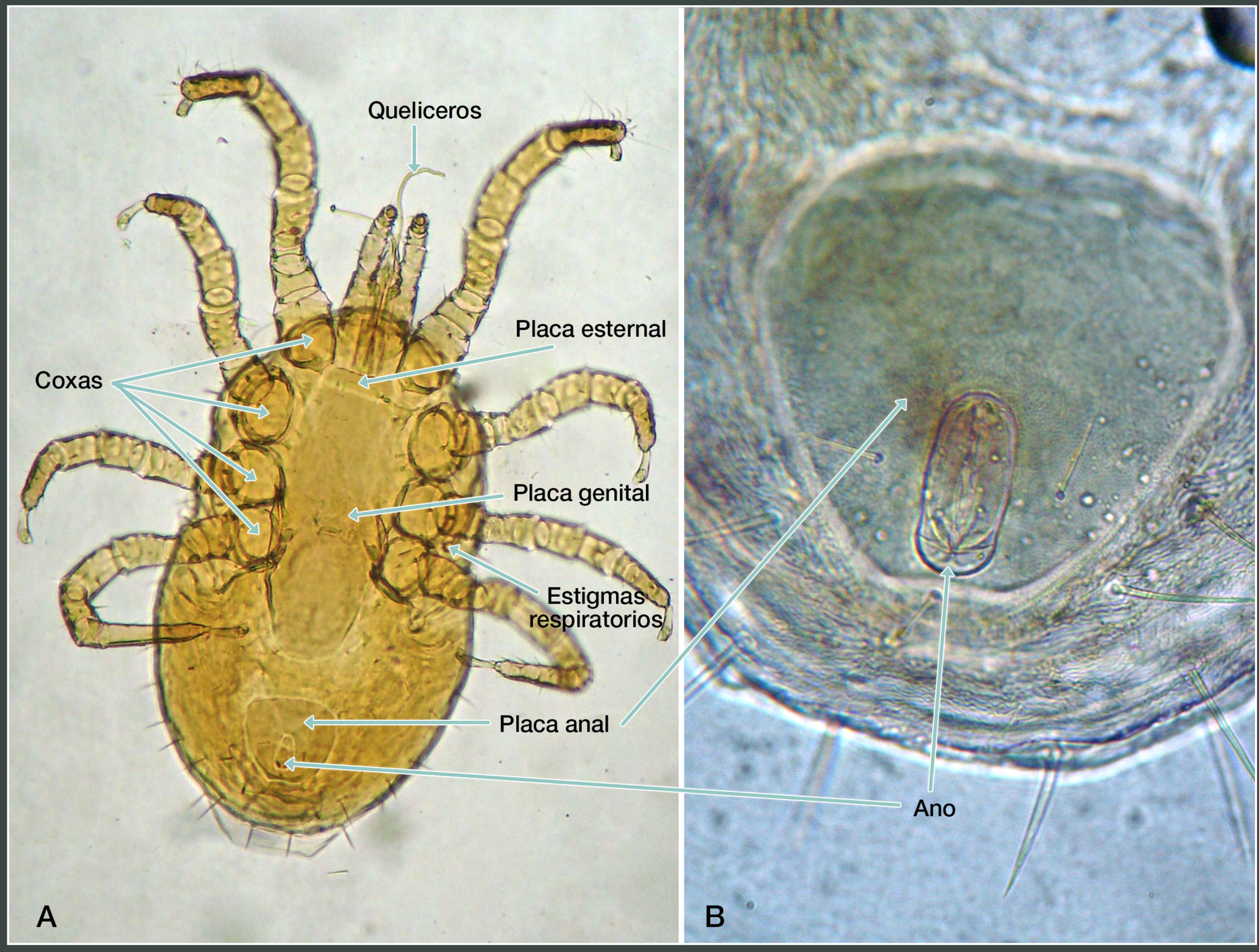


Figura 13.12. *Dermanyssus gallinae*. A. Hembra vista ventralmente. B. Detalle de la placa anal.

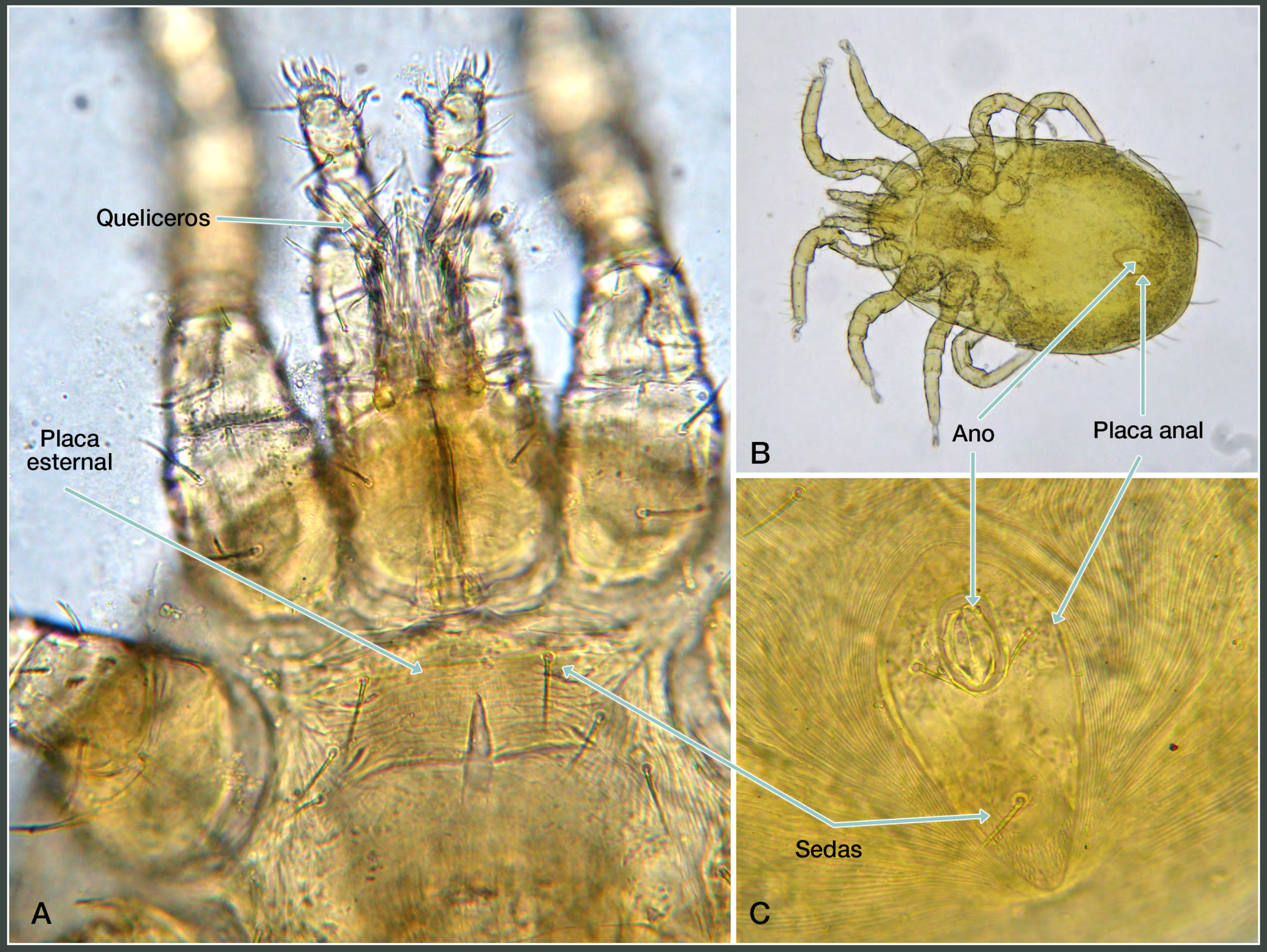


Figura 13.13. *Ornithonyssus sylviarum*. A. Extremo anterior. B. Vista ventral de una hembra. C. Detalle de la placa anal.

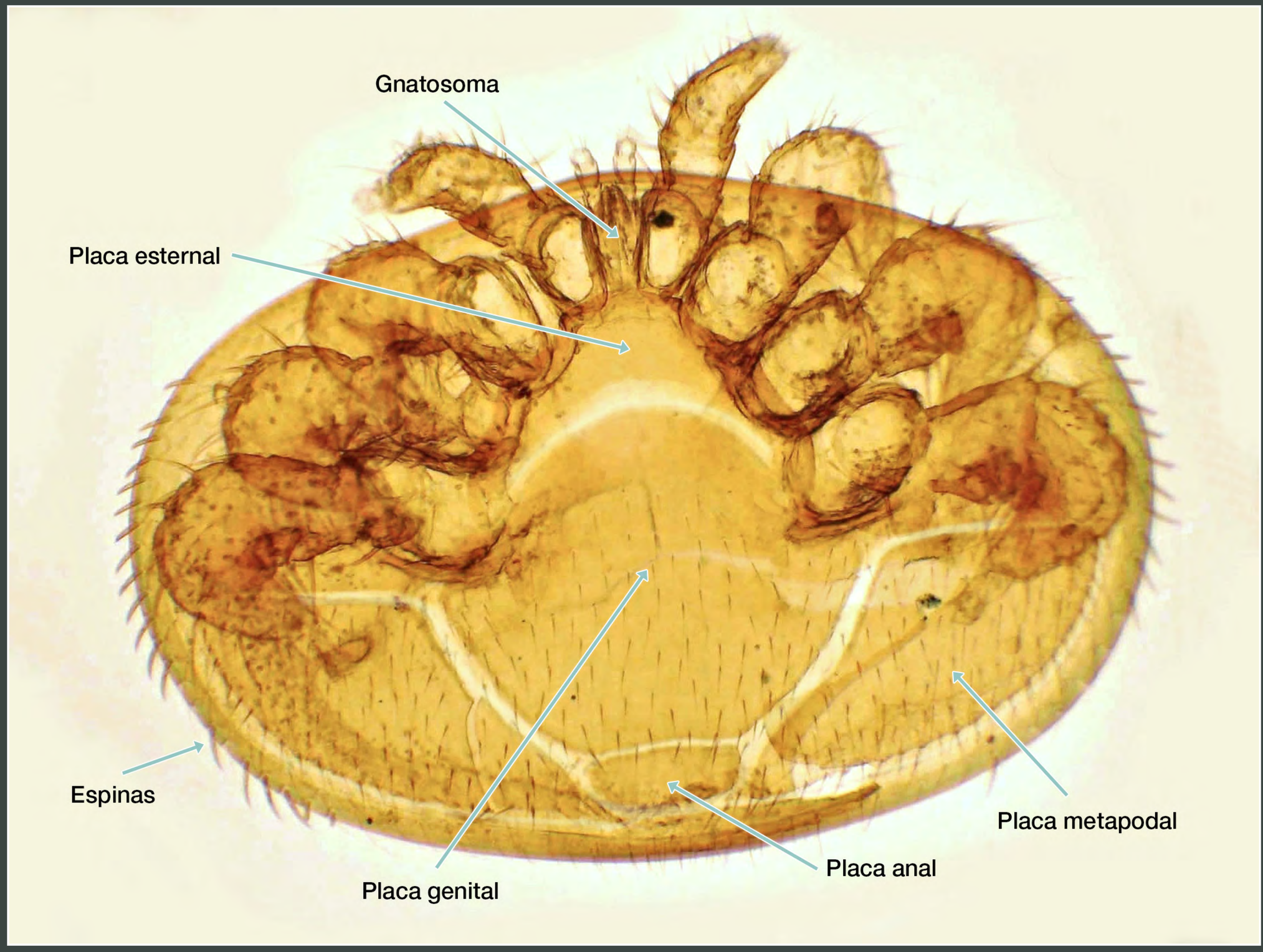


Figura 13.14. Hembra adulta *Varroa destructor* vista ventralmente.



Figura 13.15. *Demodex* spp. A. Vista ventral. B. Teñido con carmín.



Figura 13.16 . *Sarcoptes* spp.



Figura 13.17. *Psoroptes* spp. A. Macho. B. Hembra.



Figura 13.18. *Linguatula serrata*. A. Adulto. B. Detalle del extremo anterior. C. Detalle de los ganchos.

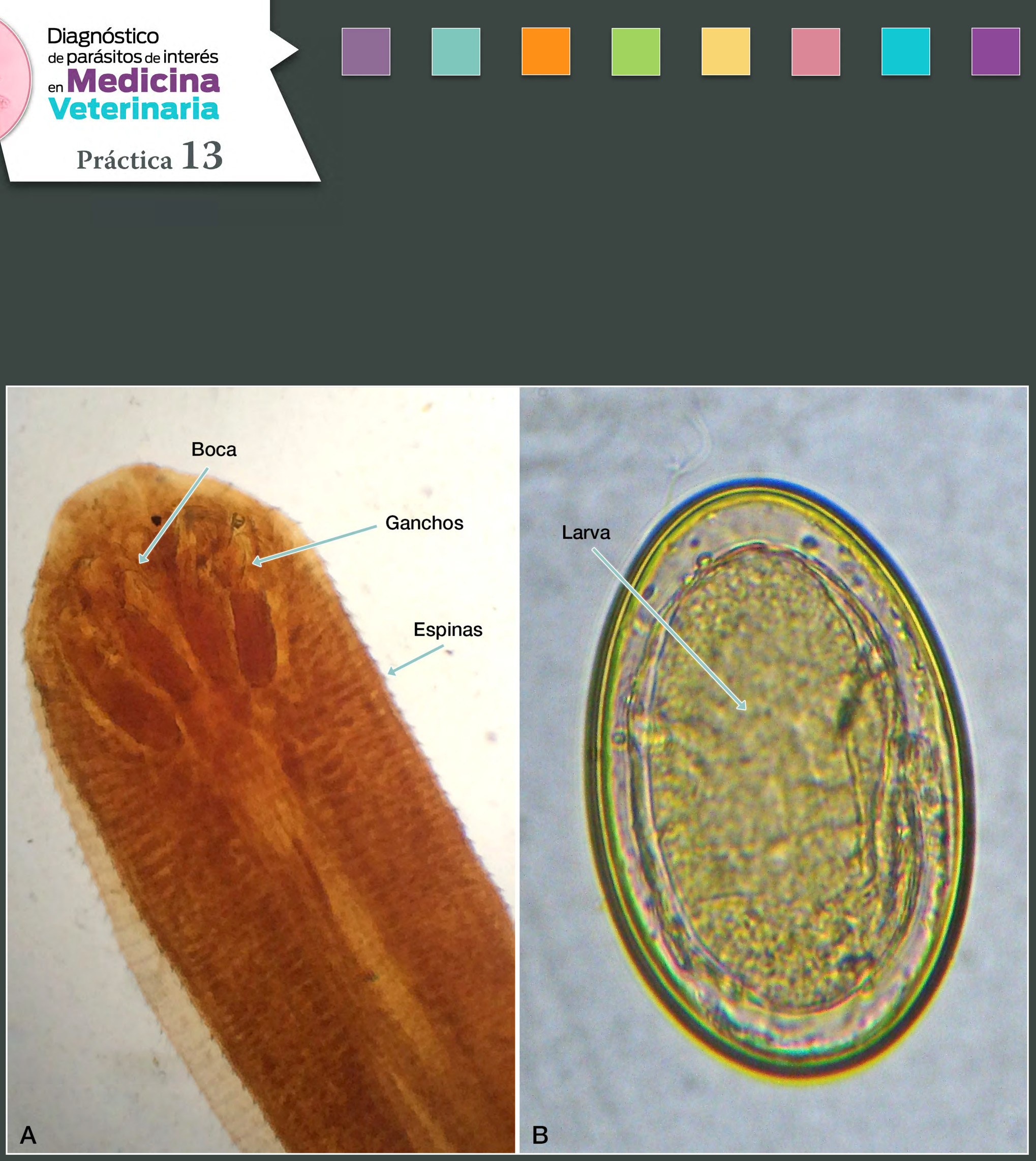


Figura 13.19. *Linguatula serrata*. A. Ninfa. B. Huevo.

Bibliografía y lecturas recomendadas

Alba HF y Muñoz-Guzmán MA. Ascariosis. En: Ibarra VF, Figueroa CJA, Quiroz RH, editores. Parasitología veterinaria Vol. II. Helmintos. México (MX): Cadstel; 2010. p. 75-96.

Besné MA, Figueroa CJA, Quiroz RH, Ramírez GA, Ramos ME. Manual de prácticas de laboratorio de parasitología. México (MX): Universidad Nacional Autónoma de México; 2005.

Bowman D. Georgis' parasitology for veterinarians. 10th ed. St. Lousi, MO (US): Elsevier Saunders; 2014.

Fiel CA, Steffan PE, Ferreira DA. Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados. Buenos Aires (AR): Abad Benjamín; 2011.

Figueroa CJA, Jasso VC, Liébano HE, Martínez LP, Rodríguez-Vivas RI, Zárate RJJ. Examen coproparasitoscópico. En: Rodríguez-Vivas RI, editor. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. México (MX): Policromía Impresora; 2015. p. 78-128.

Hendrix CM, Robinson E. Diagnostic parasitology for veterinary technicians. 4th ed. St. Louis (MO): Elsevier Mosby; 2012.

Ibarra VF, Figueroa JA, Quintero MMT. Parasitología veterinaria Vol. III. Artrópodos. México (MX): Color; 2011.

Ibarra VF, Figueroa JA, Quiroz RH. Parasitología veterinaria Vol. II. Helmintos. México (MX): Color; 2010.

Ibarra VF, Vera MY, Alcalá, CY. Parasitología veterinaria Vol. I. Protozoarios. México (MX): Acastdel; 2009.

Organización Mundial de la Salud. Manual de bioseguridad en el laboratorio. 3a ed. Ginebra (CH): 2005.

Schmidt GD, Roberts LS, Janovy J, Nadler S, Schmidt GD. Gerald D. Schmidt & Larry S. Roberts' Foundations of parasitology. 9th ed. New York (US): McGraw-Hill; 2013.

Sink CA y Feldman BF. Laboratory urianalysis and hematology for the small animal practitioner. Jackson, Wyoming (US): Teton New Media; 2004.

Taylor M, Coop RL, Wall R. Veterinary parasitology. 4th ed. Oxford (US): Blackwell; 2016.

Zárate RJJ, Alcalá CY. Microscopía. En: Rodríguez-Vivas RI, editor. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. México (MX): Policromía Impresora; 2015. p. 1-43.

Zárate JJ. Parasitosis gástrica para *Physaloptera praeputialis* en el gato doméstico. Boletín Informativo BIMVEPE, No.6; 1991:12-14.

Zárate JJ, Craig TM, Avalos R, Guzmán MA. Dávalos, G. & R. Ramírez. Gastritis verminosa por *Physaloptera praeputialis* en el gato. Veterinaria México. 1991;22:185-190.

Sitios de internet recomendados

Departamento de Parasitología, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ): Banco de imágenes del departamento de parasitología. En: Portal de datos abiertos Universidad Nacional Autónoma de México (en línea), México, Universidad Nacional Autónoma de México. Disponible en: http://datosabiertos.unam.mx

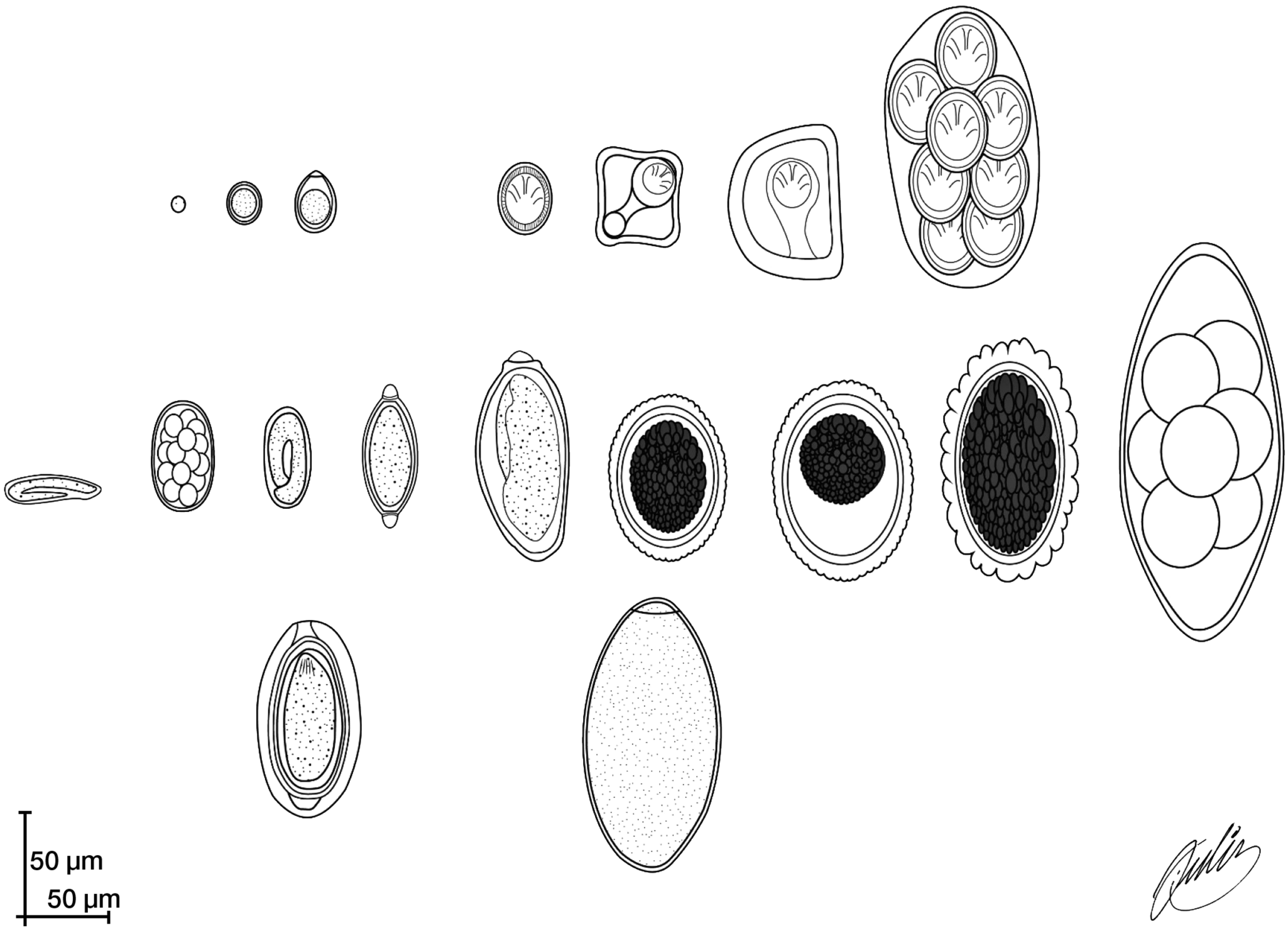
FMVZ en línea. Cursos en línea de parasitología. http://fmvzenlinea2-7.fmvz.unam.mx/

parasitosderumiantes.net. México: Alcalá CY y Figueroa CJA. Claves de identificación de parásitos de rumiantes; c2016 (citado noviembre 09, 2016) Disponible en: http://www.parasitosderumiantes.net

parasitovet1.net. México: Alcalá CY y Figueroa CJA. Claves de identificación de parásitos de aves, caballos y cerdos; c2016 (citado noviembre 09, 2016) Disponible en: http://www.parasitovet1.net

Anexo 1

Esquema que ilustra la diferencia en tamaños de algunos ooquistes y huevos de parásitos



Fila superior de izquierda a derecha:

- *Cryptosporidium* spp.
- *Toxoplasma gondii.*

- *Eimeria* spp.
- *Taenia* spp.
- *Moniezia* spp.
- *Anoplocephala* spp.
- *Dipylidium caninum*

Segunda fila de izquierda a derecha:

- *Habronema* spp.
- Estrongilido
- *Dictyocaulus* spp.
- *Trichuris* spp.
- *Oxyuris equi*
- *Toxocara* spp.
- *Parascaris equorum*
- *Ascaris suum*
- *Nematodirus* spp.

Fila inferior de izquierda a derecha

- *Macracanthorhynchus hirudinaceus*
- *Fasciola hepatica*

Anexo 2

Raíces del nombre de los parásitos incluidos en el *Manual de Prácticas*

PARÁSITO	RAÍCES
Amblyomma	*amblyx* (obtuso) + *omma* (ojo)
Ancylostoma	*agkylos* (curvado, con ganchos) + *stoma* (boca) + *caninum* (del perro)
Anoplocephala perfoliata	*an* (sin) + *hoplos* (armas) + *kephalé* (cabeza) + *perfoliatus* (muchas hojas)
Ascaridia galli	*ascaris* (gusano) + *eidos* (aspecto) + *galli* (del gallo)
Ascaris suum	*ascaris* (gusano) + *suum* (del cerdo)
Ascarops strongylina	*ascaris* (gusano) + *ops* (aspecto) + *strongylos* (bastón)
Babesia	Dedicado al bacteriólogo rumano Victor Babes
B. bigemina	*bi* (dos) + *gemina* (gemelos)
Boophilus	*boos* (buey) + *philus* (amigo)
Bunostomum	*bunos* (colina) + *stoma* (boca)
Cochliomyia hominivorax	*koklyas* (caracol) + *myia* (mosca) + *homini* (hombres) + *vorax* (devoradora)
Ctenocephalides	*ktenos* (peine) + *kephalé* (cabeza)
Cystoisospora	*kystis* (bolsa, vesícula) + *isos* (igual) + *spora* (semilla)
Chabertia ovina	Género dedicado a Philbert Chabert, director de la Escuela Veterinaria de Alfort en 1780
Damalinia	*damalis* (ternero, becerro)
Demodex	*demas* (cuerpo) + *dex* (gusano)
Dermanyssus gallinae	*derma* (piel) + *nyssein* (picar) + *gallinae* (de la gallina)
Dictyocaulus	*dictyon* (red) + *kaulos* (tallo)
Dipylidium caninum	*di* (dos) + *pylis* (puerta, apertura)
Dirofilaria immitis	*deirós* (cruel) + *filum* (hilo)
Echidnophaga	*echidna* (serpiente) + *phagein* (comer)

Echinococcus granulosus	*ekinos* (espinoso) + *kokkus* (grano, semilla) + *granulosus* (aspecto granuloso)
Eimeria	Género dedicado al zoólogo alemán Theodor Eimer
Fasciola hepatica	*fasciola* (diminutivo de *fascia*, faja o banda) + *hepatica* (del hígado)
Gasterophilus	*gastero* (estómago) + *phylus* (amigo)
Giardia	Género dedicado al biólogo francés Alfred Giard
Habronema microstoma	*abros* (delicado) + *nema* (hilo) + *mikrós* (pequeño) + *stoma* (boca)
Habronema muscae	*abros* (delicado) + *nema* (hilo) + *muscae* (de la mosca)
Haematopinus	*haima* (sangre) + *pinein* (beber)
Haemonchus contortus	*haima* (sangre) + *ogkós* (hinchado) + *contortus* (retorcido)
Heterakis gallinarum	*heteros* (diferente) + *axis* (punta) + *gallinarum* (de la gallina)
Isospora	*isos* (igual) + *spora* (semilla)
Linguatula serrata	*lingua* (lengua) + *ula* (pequeña) + *serrata* (aspecto de sierra)
Linognathus setosus	*lainos* (de piedra) + *gnáthos* (mandíbula) + *setosus* (aspecto sedoso)
Macracanthorhynchus hirudinaceus	*makrós* (grande) + *akantha* (espina) + *rhynchos* (trompa, nariz) + *hirudo* (sanguijuela) + *aceus* (parecido)
Melophagus ovinus	*mélon* (pequeños rumiantes) + *phagein* (comer)
Menacanthus stramineus	*ménos* (persistente) + *akantha* (espina) + *stramineus* (cubierto de paja)
Metastrongylus	*metá* (después) + *strongylus* (bastó, palo cilíndrico)
Moniezia benedeni	Género dedicado a Luis Moniez + especie dedicada a J. van Beneden
Moniezia expansa	Género dedicado a Luis Moniez + *expansa* (extendida)
Muellerius capillaris	Género dedicado a A. Müller + *capillaris* (parecido a un cabello)
Nematodirus	*nematos* (hilo) + *dirus* (terrible, cruel)
Oesophagostomum	*oesophago* (esófago) + *stoma* (boca)
Oestrus ovis	*oestrus* (tábano) + *ovis* (del ovino)
Ornithonyssus sylviarum	*ornithos* (ave) + *nyssein* (picar) + *sylva* (del bosque)

Ostertagia	Género dedicado a Roberto von Ostertag
Otobius megnini	*otos* (oído) + *bios* (vida)
Oxyuris equi	*oxys* (puntiagudo) + *ouros* (cola)
Paramphistomum	*para* (al lado) + *amphi* (en cada extremo) + *stoma* (boca) + *um* (diminutivo)
Parascaris equorum	*para* (al lado) + *ascaris* (gusano)
Psoroptes	*psoro* (costra) + *ptessein* (esconderse)
Pulex irritans	*pulex* (pulga) + *irritans* (irritar)
Rhipicephalus	*rípis* (abanico) + *kephalé* (cabeza)
Sarcoptes scabiei	*sarx* (carne) + *kopein* (cortar)
Setaria equina	*seta* (seda) + *equus* (caballo)
Strongylus edentatus	*strongylus* (bastón, palo cilíndrico) + *e* (sin) + *dentatus* (dentado)
Strongylus equinus	*strongylus* (bastón, palo cilíndrico) + *equus* (caballo)
Strongylus vulgaris	*strongylus* (bastón, palo cilíndrico) + *vulgaris* (común)
Taenia hydatigena	*taenia* (cinta, faja) + *hydatikos* (bolsa de agua)
Taenia pisiformis	*taenia* (cinta, faja) + *pisum* (chícharo) + *formis* (forma)
Taenia saginata	*taenia* (cinta, faja) + *saginata* (engordar)
Taenia solium	*taenia* (cinta, faja) + *sosl* (cadena)
Taenia spp.	*taenia* (cinta, faja)
Thysanosoma actinioides	*thysanos* (fleco) + *soma* (cuerpo) + *actinis* (rayo) + *eidos* (aspecto)
Toxocara canis	*toxon* (flecha) + *ascaris* (gusano) + *canis* (del perro)
Toxocara cati	*toxon* (flecha) + *ascaris* (gusano) + *cati* (del gato)
Toxoplasma gondii	*tóxon* (arco) + *plasma* (plasma) + *gondii* (determinado en el roedor *Ctenodactylus gondii*)
Trichinella spiralis	Diminutivo de *trix* (cabello) + *spiralis* (espiral)
Trichomonas	*trix* (cabello) + *monas* (unidad)
Trichuris	*trix* (cabello) + *ouros* (cola)
Trypanosoma cruzii	*trepanos* (taladro) + *soma* (cuerpo)
Varroa	Género en honor del romano Marcus Terentius Varro, un apicultor



Diagnóstico
de parásitos de interés
en Medicina
Veterinaria

Diagnóstico
de parásitos de interés
en **Medicina**
Veterinaria
Editada por la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Se terminó el 5 de febrero de 2019
Departamento de Diseño Gráfico y Editorial
de la Secretaría de Vinculación y Proyectos Especiales:
edificio 2, planta baja, FMVZ-UNAM
Avenida Universidad 3000, Ciudad Universitaria,
Coyoacán, 04510, México, Ciudad de México
Formación y composición tipográfica
en tipos Din y Warnock Pro
Medio electrónico: Internet
Tamaño: 88 MB
Formato: PDF

Cuidado de la edición:
Yazmín Alcalá Canto y Juan Antonio Figueroa Castillo