



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
MAESTRÍA EN CIENCIAS DE LA PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL**

**LESIONES ASOCIADAS A LA HELMINTOFAUNA DEL TUBO
DIGESTIVO DE AVES ACUÁTICAS MIGRATORIAS
(ANATIDAE: ANATINAE).**

TESIS QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRA EN CIENCIAS

PRESENTA:
MVZ. PATRICIA PADILLA AGUILAR

TUTOR PRINCIPAL:
M. en C. José Ramírez Lezama
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM.

COMITÉ TUTORAL:
Dr. Luis Jorge García Márquez
Maestría en Ciencias de la Producción y de la Salud Animal

M. en C. Luis García Prieto
Maestría en Ciencias de la Producción y de la Salud Animal

MÉXICO. D.F.

MARZO. 2015.



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

A ti por tu cariño, amistad, comprensión, apoyo y sobre todo por los momentos alegres y tristes que hemos pasado y por los que faltan. Gracias a ti aprendí que no es importante el cansancio cuando tu fuerza es del tamaño de tu deseo.

A mi familia como muestra de mi infinito agradecimiento, sobre todo por brindarme su cariño y apoyo.

Mario por tu amor, apoyo, amistad y comprensión cuando más lo he necesitado.

A mis amigos por la sincera y valiosa amistad y por la inmensa ayuda tanto en lo profesional como en lo personal, que ha sido fundamental para mantener la ilusión de terminar esta tesis.

Todos mis triunfos son suyos...gracias por formar parte de mi vida.



Una dedicatoria especial a todas las aves acuáticas que hicieron posible esta investigación. Siempre con el enfoque de conservar a estos seres tan vulnerables y su hábitat.

AGRADECIMIENTOS

Está tesis me da la oportunidad de agradecer a todas aquellas personas e instituciones que han hecho posible que este estudio haya sido llevado a término. No quiero olvidar a nadie, pero soy consciente de que es muy difícil plasmar en unas líneas toda la ayuda que he recibido durante este tiempo. Pido perdón a todos aquellos que se sientan olvidados, mi agradecimiento es igual de sincero.

A la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Autónoma de México por permitirme estar dentro del Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias de la Producción y de la Salud Animal.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca otorgada.

A la Universidad Nacional Autónoma de México por el apoyo recibido a través del programa PAEP.

En primer lugar al M. en C. David Osorio Sarabia y la Dra. Evangelina Romero Callejas por todo el tiempo, entrenamiento y la paciencia que me dedicaron; por sus valiosos consejos y por brindarme la oportunidad de acceder a su conocimiento y su experiencia para realizar este trabajo.

A mi tutor M. en C. José Ramírez Lezama por el tiempo dedicado, por sus valiosas sugerencias, por compartir sus conocimientos y por el apoyo otorgado durante la realización de este trabajo.

A mi comité tutorial: Dr. Luis Jorge García Márquez y M. en C. Luis García Prieto por el tiempo dedicado, por sus valiosas sugerencias y por todo el apoyo otorgado durante la realización de esta investigación.

Al Fis. Carlos Manterola y Piña, M. en C. Heliot Zarza Villanueva, M. en C. Andrea Gallardo Santis y la Sra. María del Carmen Barranco de Jesús por su valiosa ayuda en la recolección y donación de las muestras biológicas.

Al MVZ Julio García Hernández, MVZ Leonardo Mata Abrego, MVZ Guadalupe López Montoya, Biól. Maritza Alexandra Ramírez López, eMVZ Jorge Alberto Toledo, MVZ José María Soto Peña, MVZ Isabel Guadarrama Gonzaga por todo el apoyo recibido en el Laboratorio de Diagnóstico Parasitológico (FMVZ-UNAM).

A mi jurado: Dra. Aline Schunemann de Aluja, M. en C. David Osorio Sarabia, Dra. Evangelina Romero Callejas y M. en C. Heliot Zarza Villanueva por sus acertadas correcciones y valiosas sugerencias, las cuales permitieron mejorar este trabajo.

RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue identificar taxonómicamente los helmintos y describir las lesiones que éstos causan en el tubo digestivo de aves acuáticas migratorias de la subfamilia Anatinae (*Anas discors*, *A. crecca*, *A. clypeata*, *A. americana*, *A. acuta* y *Oxyura jamaicensis*). Se obtuvo un total de 120 tubos digestivos procedentes de la Laguna de Atarasquillo, Lerma, Estado de México, los cuales fueron donados por cazadores durante el periodo de caza del 2014 y procesados empleando técnicas de rutina en helmintología e histopatología. Se identificaron 23 taxa de helmintos: 6 trematodos (*Zygocotyle lunata*, *Notocotylus triserialis*, *Notocotylus seineti*, *Psilochasmus oxyurus*, *Australapatemon burti* y *Cotylurus magniacetabulus*), 4 cestodos (*Cloacotaenia megalops*, *Fimbriaria fasciolaris*, *Gatrottaenia cygni* y *Diorchis* sp.), 11 nematodos (*Echinuria uncinata*, *Tetrameres* sp., *Tetrameres fissispina*, *Hystrichis* sp., *Streptocara* sp., *Amidostomum* sp., *Epomidiostomum uncinatum*, *Capillaria* sp., *Capillaria contorta*, *Ascaridia* sp. y *Heterakis* sp.) y 2 acantocéfalos (*Pseudocorynosoma constrictum* y *Fillicolis* sp.). Las lesiones más graves en el proventrículo fueron causadas por *E. uncinata* e *Hystrichis* sp., debido a la formación de nódulos que en gran cantidad pueden ocluir este órgano. Los nematodos encontrados en la molleja (*Amidostomum* sp. y *E. uncinatum*) causaron hemorragias y áreas de necrosis, y a nivel microscópico se les observó incrustados en el epitelio queratinoide con o sin respuesta inflamatoria. Cuando la carga parasitaria de los trematodos (*Z. lunata* y del género *Notocotylus* spp.) encontrados en ciego era alta, se presentaba ligera congestión e hiperplasia linfoide y en algunos casos estaban delimitados por células gigantes. Los estróbilos de los cestodos estaban rodeados por moco y el escólex adherido a la mucosa del intestino delgado. Las proboscis de los acantocéfalos en el intestino delgado ocasionaron las lesiones más graves, como áreas de necrosis y granulomas heterofílicos que formaban prominencias sobre la serosa; que pueden llevar a la perforación del órgano. El conocimiento sobre los helmintos y los daños que ocasionan a las aves acuáticas, aunado a las enfermedades virales y bacterianas, así como sobre la contaminación o pérdida del hábitat, permitirá el diseño de planes y programas de manejo para garantizar la conservación de las aves migratorias en Norteamérica.

Palabras clave: aves acuáticas, helmintos, Lerma, lesiones, Anatidae, parásitos.

ABSTRACT

The purpose of this work was to taxonomically identify helminthes, and describe the lesions caused by them, that infect the digestive tract of migratory waterfowl of the subfamily Anatinae (*Anas discors*, *A. crecca*, *A. clypeata*, *A. americana*, *A. acuta* y *Oxyura jamaicensis*). During hunting season of 2014, a total of 120 digestive tracts were obtained from Laguna Atarasquilla, Lerma, State of Mexico, donated by local hunters. The digestive tracts were processed using routine helminthology and histopathology techniques. 23 helminth taxa were identified: 6 trematodes (*Zygocotyle lunata*, *Notocotylus triserialis*, *Notocotylus seineti*, *Psilochasmus oxyurus*, *Australapatemon burti* y *Cotylurus magniacetabulus*), 4 cestodes (*Cloacotaenia megalops*, *Fimbriaria fasciolaris*, *Gatrotaenia cygni* y *Diorchis* sp.), 11 nematodes (*Echinuria uncinata*, *Tetrameres* sp., *Tetrameres fissispina*, *Hystrichis* sp., *Streptocara* sp., *Amidostomum* sp., *Epomidiostomum uncinatum*, *Capillaria* sp., *Capillaria contorta*, *Ascaridia* sp. y *Heterakis* sp.) and 2 acanthocephales (*Pseudocorynosoma constrictum* y *Fillicolis* sp.). The most severe lesions in the proventriculus were caused by *E. uncinata* and *Hystrichis* sp., due to the formation of nodules that in large numbers can occlude the organ. The nematodes found in the gizzard (*Amidostomum* sp. and *E. uncinatum*) caused hemorrhages and areas of necrosis, at microscopic level were observed embedded in the queratinoide epithelium with or without inflammatory response. When the parasitic load of the flukes (*Z. lunata* and *Notocotylus* spp. genera, found in cecum) were high, slight congestion and lymphoid hyperplasia were present and, in some cases, were delimited by giant cells. The strobiles of the cestodes were surrounded by mucus and scolex attached to the mucosa of the small intestine. The proboscis of Acanthocephala in the small intestine caused the most severe lesions, areas of necrosis and heterophilic granulomas forming protrusions on the serosa; which can lead to perforation of the organ. The knowledge on helminths of waterbirds, and the damage caused by them, in addition to viral and bacterial diseases as well as pollution or habitat loss, will allow the development of plans and programs species management in order to ensure the conservation of migratory birds in North America.

Key words: waterfowl, helminths, Lerma, gross lesion, Anatidae, parasite.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS	VIII
ÍNDICE DE FIGURAS	IX
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. ANTECEDENTES	
2.1. Generalidades de la Familia Anatidae.....	3
2.2. Humedales.....	4
2.3. Migración.....	6
2.4. Generalidades de los huéspedes	8
2.5. Descripción histológica del tubo digestivo de las aves.....	14
2.6. Generalidades de los helmintos	19
2.7. Registros helmintológicos en aves acuáticas en México	23
III. OBJETIVOS	30
IV. MATERIAL Y MÉTODOS	
4.1. Áreas de estudio.....	31
4.2. Recolecta.....	31
4.3. Revisión helmintológica	32
4.4. Procesamiento de los helmintos.....	33
4.5. Determinación de los helmintos.....	33
4.6. Caracterización de la infección parasitaria	34
4.7. Procesamiento histológico de los tejidos	34
V. RESULTADOS	
5.1. Recolecta.....	36
5.2. Revisión helmintológica y caracterización de la infección parasitaria.....	37
5.3. Hallazgos macroscópicos y microscópicos.	39
5.4. Determinación taxonómica de los helmintos identificados.....	39
VI. DISCUSIÓN	93
VII. CONCLUSIONES	100
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	102
IX. ANEXOS I: Hematoxilina de Delafield.....	115
X. ANEXOS II: Paracarmin de Meyer.....	116
XI. ANEXOS III: Hematoxilina-eosina	117
XI. ANEXOS IV: Tricrómica de Masson	118

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Registros helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.....	24
2. Características de los huéspedes de donde se obtuvieron las muestras biológicas.	36
3. Lista de helmintos encontrados en aves acuáticas de la subfamilia Anatinae.	40
4. Caracterización de las infecciones..	42
5. Hallazgos macroscópicos y microscópicos.....	44
6. Descripción taxonómica de los cestodos identificados.	69
7. Descripción taxonómica de los trematodos identificados..	73
8. Descripción taxonómica de los acantocéfalos identificados.	82
9. Descripción taxonómica de los nematodos identificados.	84

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Diferencia entre los patos de superficie y buceadores	4
2. Rutas migratorias de las aves acuáticas en México	7
3. <i>Anas crecca</i>	8
4. <i>Anas discors</i>	9
5. <i>Anas clypeata</i>	10
6. <i>Anas acuta</i>	11
7. <i>Oxyura jamaicensis</i>	12
8. <i>Anas americana</i>	13
9. Ciclo biológico de los trematodos	20
10. Ejemplos de ciclos biológicos de cestodos	21
11. Ciclo biológico de los acantocéfalos.....	22
12. Ciclo biológico directo e indirecto de los nematodos	22
13. Ubicación del área de estudio	32
14. Diagrama de flujo donde se describe infiltración, inclusión y corte de la técnica histológica.....	35
15. Proventrículo de <i>A. americana</i> con <i>E. uncinata</i>	47
16. Proventrículo de <i>A. clypeata</i> con <i>Tetrameres</i> sp.....	48
17. Proventrículo de <i>A. discors</i> con <i>Tetrameres</i> sp.....	49
18. Macho de <i>Tetrameres fissispina</i>	50
19. Proventrículo de <i>O. jamaicensis</i> con <i>Tetrameres fissispina</i>	51
20. Ciego de <i>A. clypeata</i> con <i>Notocotylus</i> sp.	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
21. <i>Hystrichis</i> sp.	53
22. Ciego de <i>A. acuta</i> con <i>Z. lunata</i>	54
23. Yeyuno de <i>A. americana</i> con estrigeidos	55
24. Molleja de <i>A. americana</i> con <i>Amidostomum</i> sp.....	56
25. Molleja de <i>O. jamaicensis</i> con <i>E. uncinatum</i>	57
26. Molleja de <i>A. acuta</i> con <i>Epomidiostomun uncinatum</i> y <i>Amidostomum</i> sp.	58
27. Molleja de <i>A. clypeata</i> con <i>Gastrotaenia cygni</i>	59
28. Proventrículo de <i>A. americana</i> con <i>Gastrotaenia cygni</i>	60
29. <i>Fimbriaria fasciolaris</i>	61
30. Intestino de <i>O. jamaicensis</i> con <i>Fimbriaria fasciolaris</i> y <i>Diorchis</i> sp	62
31. Escólex adherido a la mucosa del intestino delgado	63
32. Estróbilos de <i>C. megalops</i>	64
33. <i>Pseudocorynosoma constrictum</i>	65
34. Intestino de <i>A. crecca</i> con <i>Pseudocorynosoma constrictum</i>	66
35. Intestino de <i>A. crecca</i> con <i>Fillicolis</i> sp	67
36. <i>Fillicolis</i> sp	68
37. <i>Cloacotaenia megalops</i>	71
38. <i>Diorchis</i> sp.....	71
39. <i>Gastrotaenia cygni</i>	72
40. Escólex de <i>Fimbriaria fasciolaris</i>	72

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
41. Morfología general de <i>Zygodcotyle lunata</i> en vista ventral.....	76
42. Morfología general de <i>Notocotylus seineti</i> en vista ventral.....	77
43. Morfología general de <i>Notocotylus triserialis</i> en vista ventral	78
44. Morfología general de <i>Psilochasmus oxyurus</i> en vista ventral	79
45. Morfología general de <i>Cotylurus magniacetabulus</i> en vista lateral.....	80
46. Morfología general <i>Australapatemon burti</i> en vista lateral.....	81
47. Morfología general de la hembra de <i>Filicollis</i> sp.....	83
48. Morfología general de la hembra de <i>Pseudocorynosoma constrictum</i>	83
49. Hembras grávidas de <i>Tetrameres</i> sp.....	87
50. <i>Tetrameres fissispina</i>	87
51. <i>Echinuria uncinata</i>	88
52. <i>Ascaridia</i> sp... ..	89
53. Parte anterior de <i>Streptocara</i> sp.....	89
54. Parte posterior de macho de <i>Heterakis</i> sp.....	89
55. <i>Capillaria</i> sp.....	90
56. <i>Amidostomum</i> sp.....	91
57. <i>Epomidiostomum uncinatum</i>	92

I. INTRODUCCIÓN

Los helmintos son muy abundantes en la naturaleza y no constituyen un grupo monofilético, ya que bajo este término se incluyen representantes de diferentes phyla que no están relacionados filogenéticamente: Platyhelminthes, Nematoda, Acanthocephala y Annelida (Pérez-Ponce de León y García-Prieto, 2001). Algunos de estos parásitos dentro de su ciclo biológico utilizan a las aves acuáticas como huéspedes definitivos (Barrera-Guzmán y Guillen-Hernández, 2008). Las aves adquieren a los helmintos principalmente por sus hábitos alimenticios, mediante el consumo de huéspedes intermediarios; por tal razón, aunada a sus amplias migraciones, a la endotermia que demanda mayor cantidad de alimento y a la complejidad de su tubo digestivo, son consideradas como el grupo de vertebrados con mayor riqueza parasitaria (Poulin, 1995; Ramos, 1994).

Las enfermedades parasitarias son las más frecuentes en las aves acuáticas y varían de infecciones subclínicas hasta el extremo de provocar la muerte; además, estas infecciones pueden interferir en el comportamiento y en el desempeño reproductivo de las mismas (Figuroa et al., 2002). Un factor que determina lo anterior son las cargas parasitarias y el daño que los helmintos generan sobre el tejido, lo que puede ser local o extensivo (Behnke, 1990).

En las últimas décadas se ha producido un gran avance sobre la investigación de las enfermedades parasitarias, sin embargo, los estudios helmintológicos en aves acuáticas migratorias de la Familia Anatidae en nuestro país son escasos a pesar de que esta familia constituye en México el grupo más importante para actividades cinegéticas y representa un ingreso económico sustancial para los pobladores locales que manejan estos recursos y son ellos los primeros en verse afectados si se presenta una zoonosis (Leopold, 1990; Semarnat, 2009).

Resalta la importancia de realizar investigaciones donde se combine la taxonomía, ecología de aves y el sistema de salud, para identificar y evaluar los riesgos sanitarios que representan algunos helmintos para los humanos, ya que las aves en especial las silvestres actúan como reservorio de trematodos con potencial zoonótico en especial *Echisnotoma revolutum* (Yousuf et al., 2009), que ha sido identificado en diferentes trabajos realizados en México (Orozco-Flores, 2000; Padilla-Aguilar, 2010; Andrade-Rosales, 2012). Esto permitirá no solo conocer la diversidad y la distribución geográfica de la helmintofauna y su efecto como reguladores de poblaciones de aves de importancia cinegética, sino también identificar sitios de riesgo potenciales de epizootias y llegar a tener afectaciones a la salud pública y en la economía local a través de las actividades pecuarias y cinegéticas. Por otro lado, es importante la información para la elaboración de planes y programas de manejo de manera de garantizar la conservación de las aves migratorias en Norteamérica (Soulsby, 1987; Dobson y McCallum, 1997; Atkinson et al., 2008).

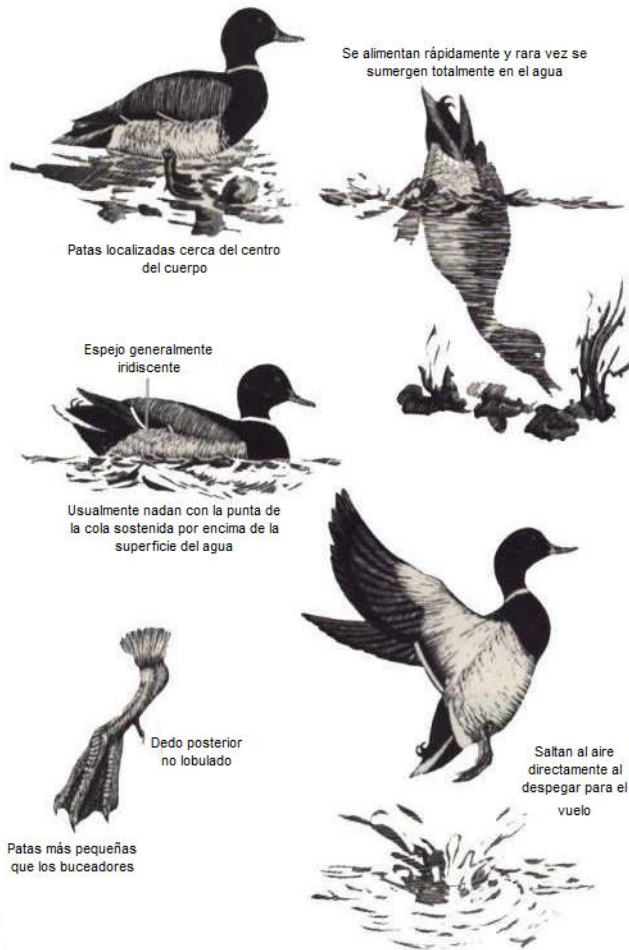
II. ANTECEDENTES

2.1. Generalidades de la Familia Anatidae

La Familia Anatidae es cosmopolita, se encuentran en todos los continentes a excepción de la Antártida y está representada por diversas especies de patos, cisnes y gansos. Está formada por 11 tribus, 43 géneros y 145 especies; de las cuales 43 anidan en Norteamérica. Las aves de esta familia generalmente son gregarias y se caracterizan por presentar picos anchos y aplanados con lamelas (láminas filtradoras en sus bordes), adaptaciones necesarias para su alimentación. Son aves filtradoras que se alimentan de una variedad de fuentes como hierbas, granos, plantas acuáticas, peces, insectos entre otras. Otros rasgos anatómicos que caracterizan a esta familia es la presencia de membranas interdigitales completas, con las que se ayudan a nadar y bucear, patas y el cuello más cortos en relación al tamaño del cuerpo, generalmente presentan dimorfismo sexual (Owen, 1990; Baldassarre y Bolen, 1994; DUMAC, 2005; SEMARNAT, 2006; DUMAC, 2014).

Dentro de la Familia Anatidae se encuentra la subfamilia Anatinae que contiene principalmente a los patos, que por sus características biológicas se dividen en patos de superficie y buceadores (Figura 1). Las hembras de los patos tienen a su cargo el cuidado de los nidos y de las crías. La formación de parejas se produce en invierno. La mayoría de las especies anidan en el suelo y sus nidos contienen de 4 a 12 huevos; el periodo de incubación es de 4 a 6 semanas naciendo de 4 a 8 crías (Owen, 1990; Baldassarre y Bolen, 1994).

Patos de Superficie



Patos Buceadores

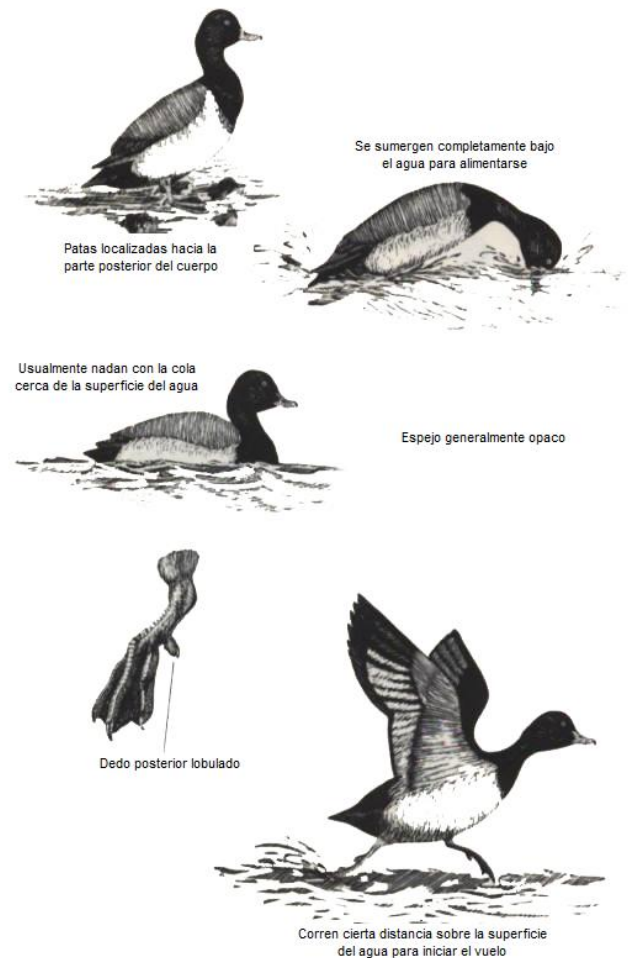


Figura 1. Diferencia entre patos de superficie y buceadores (modificado de DUMAC, 2005).

2.2. Humedales

La Convención Ramsar define a los humedales como: “aquellas extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de aguas, sean éstas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda de seis metros” (Owen, 1990; Baldassarre y Bolen, 1994; Astrálega, 2000; DUMAC, 2005; CONANP, 2007; Ramsar, 2014).

En general, se reconocen cinco tipos de humedales:

- ❖ Marinos (humedales costeros, inclusive lagunas costeras, costas rocosas y arrecifes de coral).
- ❖ Estuarios (incluidos deltas, marismas de marea y manglares).
- ❖ Lacustres (humedales asociados con lagos).
- ❖ Ribereños (humedales adyacentes a ríos y arroyos).
- ❖ Palustres (marismas, pantanos y ciénagas).

El valor de los humedales radica en que se encuentran entre los ecosistemas más importantes. Al ser considerados como “los riñones del planeta” por el papel que desempeñan dentro de los ciclos químicos e hidrológicos, y por que funcionan como receptores de desperdicios, ya sean de origen natural o humano. Otra de sus funciones es brindar refugio para una gran variedad de fauna como las aves acuáticas.

Las aves acuáticas constituyen uno de los componentes más carismáticos de la fauna que habita los humedales, las que hacen uso de estos ambientes para llevar a cabo alguna parte de su ciclo biológico (nidificación, cría o la muda del plumaje). La mayoría de estos organismos han desarrollado adaptaciones morfológicas y fisiológicas para hacer mejor uso de los recursos que brindan dichos ecosistemas (Owen, 1990; Baldassarre y Bolen, 1994; Astrálaga, 2000; DUMAC, 2005; CONANP, 2007; DUMAC, 2014; Ramsar, 2014).

En México se han identificado 28 humedales prioritarios, de los cuales 14 están en la zona del Pacífico, 7 en la costa del Golfo y 7 en el Altiplano Norte y Central. Estos humedales en su conjunto reciben el 84% del total de las aves acuáticas que vienen de América del Norte durante el invierno (SEMARNAT, 2009).

2.3. Migración

La migración de las aves silvestres de Norteamérica es un proceso que ocurre dos veces al año, pero puede variar de acuerdo a la especie. Las aves acuáticas migratorias son aquellas que durante la primavera y el verano, se encuentran en hábitats óptimos de Norteamérica, principalmente para reproducción y en otoño e invierno inician su vuelo migratorio por la necesidad de escapar de climas adversos en estas regiones. Es por ello que se sabe que existen en el ave factores internos (acumulación de grasa) y externos (fotoperiodos), que actúan como reguladores fisiológicos normando el mecanismo de tiempo de migración; es decir, la razón de migrar está dada por la supervivencia.

Estas aves tienen la habilidad de regresar a las mismas áreas de apareamiento, migración e hibernación, que visitaron los años anteriores, utilizando un complejo sistema de orientación, en base a claves direccionales, como las características del terreno que sobrevuelan y la posición y movimiento del sol y las estrellas (Owen, 1990; Baldassarre y Bolen, 1994; DUMAC, 2005; Farner, et al., 1975; Podulka et al., 2004).

En México están reconocidas cuatro rutas migratorias que siguen las aves en su camino hacia el sur. La ruta del Caribe pasa por la parte este de Estados Unidos conectándose con los estados de Yucatán y Quintana Roo, para dirigirse a Sudamérica. La ruta del Pacífico bordea las costas occidentales de nuestra República, para continuar después hacia Centroamérica. La ruta Central entra por Texas bifurcándose hacia el golfo y a la Altiplanicie Mexicana hasta llegar al Eje Volcánico. La ruta del Este está conformada por la ruta central y del Pacífico, donde posteriormente se dirige a Centroamérica y Sudamérica. Estas últimas tres rutas migratorias están presentes en el valle de México (Figura 2).

Siguiendo estas rutas llegan cada año a nuestro país, durante el periodo invernal, una gran cantidad de aves migratorias entre pelícanos, playeras, garzas, canoras, y rapaces, entre otras. Se estima que alrededor del 7 al 17% (aproximadamente 100 millones de ejemplares principalmente de la Familia Anatidae) se mezclan con las poblaciones de anátidos residentes de México; como parte de esta riqueza, las aves acuáticas representan un interés socioeconómico importante en nuestro país (SEMARNAT, 2006; SEMARNAT, 2008; SEMARNAT, 2009).



Figura 2. Rutas migratorias de las aves acuáticas en México (tomado de DUMAC, 2008).

2.4. Generalidades de los huéspedes

Nombre científico: <i>Anas crecca</i>	Nombre común: Cerceta de alas verdes	Migratoria
<p>❖ Características: Miden de 30 a 41 cm, los machos son de color gris con la cabeza de color castaño y corona caoba, tienen un antifaz de color verde brillante, que cubre desde los ojos hasta el cuello. Presentan flancos grisáceos con una banda blanca que bordea el pecho que es de color pardo-rosado. Las alas cobertoras menores son grises con espejo verde brillante (Figura 3a) en medio de dos franjas negras, delineadas por franjas color crema (Figura 3c). La hembra es más pequeña que el macho, tiene un color pardo moteado, con las plumas cobertoras y espejo de tonos iguales al macho, pero menos intensos (Figura 3b). Las patas de las hembras son grises.</p> <p>❖ Comportamiento: Construyen sus nidos sobre la vegetación a varios cientos de metros del agua y ponen de 6 a 18 huevos. El tiempo de incubación es de 21 a 23 días. Solamente se reproducen una vez al año. Estos patos están completamente emplumados a los 34 días de edad.</p> <p>❖ Hábitat: Pantanos, lagos, charcas, ríos y bahías.</p> <p>❖ Alimentación: Plantas acuáticas, semillas, pastos, pequeños animales acuáticos e insectos (Harrison y Greensmith, 2000; DUMAC, 2005; Kaufman, 2005; Peterson y Edward, 2008).</p> <div data-bbox="129 1176 1429 1596" style="text-align: center;"> </div> <p>Figura 3. <i>Anas crecca</i>. a) ejemplar adulto mostrando el espejo verde (Tomado de farm4.static.flickr.com. Web Site, 2014). b) hembra (Tomado de luontoportti.com. Web Site, 2014). c) macho (Tomado de luontoportti.com. Web Site, 2014).</p>		
<p>Distribución: Amplia en México</p>		<p>NOM-059-SEMARNAT: Sin protección</p>

Nombre científico: <i>Anas discors</i>	Nombre común: Cerceta de alas azules	Migratoria
--	---	-------------------

- ❖ **Características:** Miden de 36.5 a 40 cm, el macho es de color pardo con manchas negras, la cabeza es de color azul-violeta, con la corona negra y una media luna blanca entre el pico y el ojo (Figura 4c). Las plumas cobertoras menores del ala son de color azul-grisáceo y el espejo es verde brillante bordeado por franjas blancas y negras (Figura 4a), conserva el plumaje intermedio con frecuencia hasta el fin de año y en otoño la mayoría de las aves no tiene la media luna blanca o casi no se les ven y parecen hembras. La hembra es de color pardo y con una coloración de alas similar a la del macho pero con menor intensidad (Figura 4b). Los juveniles carecen de la coloración blancuzca en la base del pico, por lo que es difícil diferenciarlos de las hembras.
- ❖ **Comportamiento:** Las hembras suelen nidificar en una plataforma de vegetación. Ponen de 4 a 14 huevos de color claro, sin marcas. La incubación dura hasta 39 días; las crías abandonan el nido y se alimentan por sí mismas apenas salen del cascarón.
- ❖ **Hábitat:** Marismas, lagos, costas y lagunas.
- ❖ **Alimentación:** Plantas acuáticas, semillas, pastos, pequeños animales acuáticos e insectos (Harrison y Greensmith, 2000; DUMAC, 2005; Kaufman, 2005; Peterson y Edward, 2008).

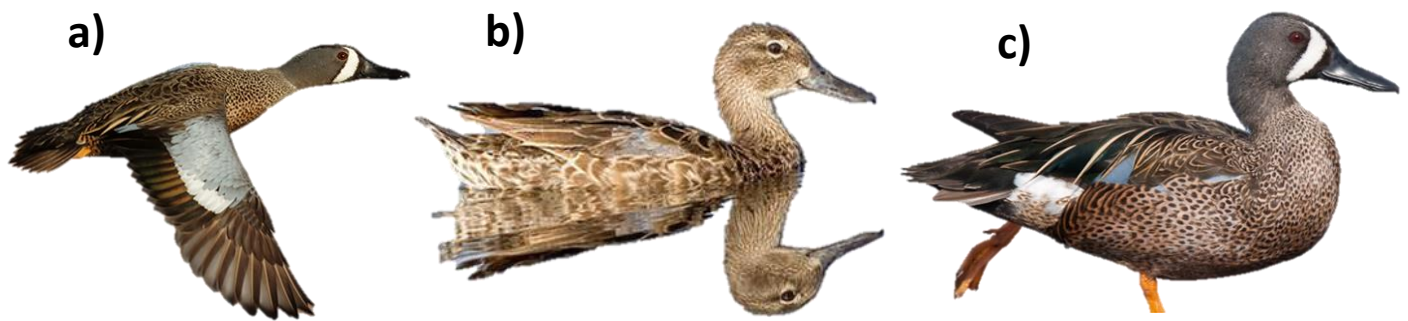


Figura 4. *Anas discors*. **a)** ejemplar adulto mostrando el espejo azul (Tomado de brianzwiebelphotography.com. Web Site, 2014). **b)** hembra (Tomado de birds.audubon.org. Web Site, 2014). **c)** macho (Tomado de greglasley.net. Web Site, 2014).

Distribución: Amplia en México	NOM-059-SEMARNAT: Sin protección
---	---

Nombre científico: <i>Anas clypeata</i>	Nombre común: Pato cucharon, cuaresmeño bocón o cuchara.	Migratoria
---	---	-------------------

- ❖ **Características:** Tiene el pico en forma de cucharón y actúa como un excelente filtro para los alimentos. Miden de 44 a 52 cm. El macho tiene la cabeza color verde oscuro tornasol, el pecho blanco, el vientre y los flancos castaños (Figura 5a), el pico es negro, grande y ancho (Figura 5b), los ojos de color amarillos. La hembra es de color pardo moteado, el pecho crema (Figura 5c) y el pico similar al del macho, pero color verde olivo (Figura 2b), los ojos de color café. En ambos sexos, el espejo de las alas es verde brillante bordeado con una franja blanca y las cobertoras menores azul grisáceo.
- ❖ **Comportamiento:** Construyen su nido poco alejado del agua, sobre el césped y ponen de 6 a 14 huevos color verde pálido. La incubación dura de 22 a 25 días. Solamente se reproducen una vez al año. Están completamente emplumados a los 36 a 48 días.
- ❖ **Hábitat:** Pantanos de agua dulce, lagos, charcas, ciénagas, estuarios, estanques y bahías marinas en invierno.
- ❖ **Alimentación:** Semillas diminutas y animales flotantes (Harrison y Greensmith, 2000; DUMAC, 2005; Kaufman, 2005; Peterson y Edward, 2008).

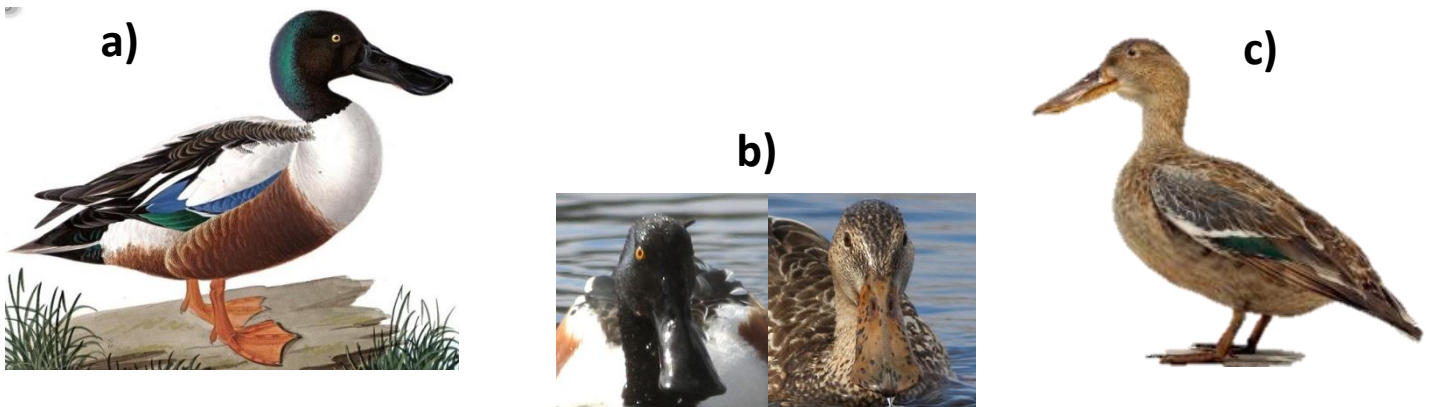


Figura 5. *Anas clypeata*. **a)** macho (Tomado de uontoportti.com. Web Site, 2014). **b)** pico de macho (izquierda) y hembra (derecha) (Tomado de ridgefieldbirds.com. Web Site, 2014). **c)** hembra (Tomado de uciencia.uma.es. Web Site, 2014).

Distribución: Amplia en México	NOM-059-SEMARNAT: Sin protección
---	---

Nombre científico: <i>Anas acuta</i>	Nombre común: Pato golondrino	Migratoria
--	---	-------------------

- ❖ **Características:** El macho es de cuello blanco y delgado (el color blanco se extiende en una línea delgada hacia la cabeza), cabeza y cuello posterior castaño oscuro, pecho y parte anterior del cuello blancos, una franja oscura se extiende en los lados del cuello. Cuerpo gris pálido y los flacos posteriores blancos, las alas superiores gris y bajo el ala pálido gris. Culmen y uñas azul grisáceo con negro. El iris es de color castaño oscuro o canela en ambos sexos; aunque en algunos adultos es amarillento, patas y piernas medio azulado-gris a negro y pico de color gris (Figura 6b). Miden de 57-76 cm. Las hembras son distinguibles de otras hembras de patos, por las proporciones delgadas y cola puntiaguda. El plumaje es moteado castaño o bronce más pálido en la cabeza y cuello; aunque uniformemente grisáceo (Figura 6a). Miden de 51 a 63cm.
- ❖ **Comportamiento:** Generalmente gregarios. Ponen de 6 a 12 huevos. Cuando la nidada se pierde y es temprano en la temporada de cría, es probable que la hembra vuelva a anidar. La incubación toma de 21 a 24 días. Los polluelos pueden volar a partir de los 40 a 45 días de edad.
- ❖ **Hábitat:** Manglares, zonas pantanosas y cenagosas (palustre), lagos de agua dulce, lagunas y bañados costeros de agua salobre, campos cultivables y pastizales inundados estacionalmente.
- ❖ **Alimentación:** Granos, pequeños invertebrados, consume semillas de plantas acuáticas y materia orgánica y hierbas (Harrison y Greensmith, 2000; DUMAC, 2005; Kaufman, 2005; Peterson y Edward, 2008).

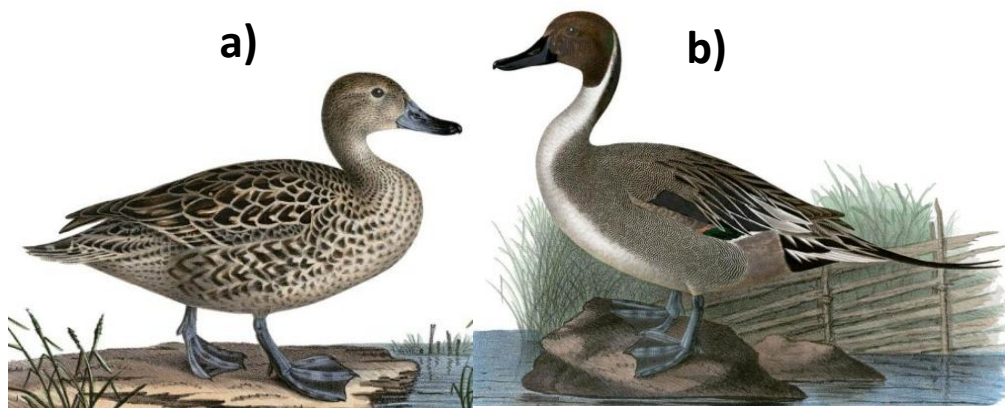


Figura 6. *Anas acuta*. **a)** hembra (Tomado de luontoportti.com. Web Site, 2014). **b)** macho (Tomado de luontoportti.com. Web Site, 2014).

Distribución: Amplia en México	NOM-059-SEMARNAT: Sin protección
--	--

Nombre científico: <i>Oxyura jamaicensis</i>	Nombre común: Pato tepalcate	Migratoria
--	--	-------------------

- ❖ **Características:** Miden de 36 a 41 cm, el macho presenta una corona negra y mejillas blancas. Un pico corto, ancho y de color azul. El pecho, dorso y flancos son de color canela con tonos negros (Figura 7b). La hembra es de color similar al macho, pero con menor intensidad, con mejillas color crema y una franja de color café que va desde la base del pico a la nuca (Figura 7a). En ambos sexos, las plumas de la cola son rudimentarias, terminan en punta y son de color negro.
- ❖ **Comportamiento:** No pueden caminar en tierra. Construyen sus nidos flotantes utilizando las partes secas de algunos humedales y ciénagas, ponen de 6 a 20 huevos color crema. El tiempo de incubación es de 23 a 26 días. Aunque el macho no ayuda a la hembra a la incubación de los huevos, suele permanecer cerca hasta el crecimiento de los polluelos. Estos patos están completamente emplumados a los 45 o 50 días.
- ❖ **Hábitat:** Pantanos de agua dulce, charcas, lagos; en invierno también en bahías marinas.
- ❖ **Alimentación:** Plantas acuáticas, semillas, pastos, pequeños animales acuáticos (Harrison y Greensmith, 2000; DUMAC, 2005; Kaufman, 2005; Peterson y Edward, 2008).



Figura 7. *Oxyura jamaicensis*. **a)** hembra (Tomado de 10000birds.com. Web Site, 2014). **b)** macho (Tomado de 2.bp.blogspot.com. Web Site, 2014).

Distribución: Amplia en México	NOM-059-SEMARNAT: Sin protección
--	--

Nombre científico: <i>Anas americana</i>	Nombre común: Pato panadero, chalcuán o calvo	Migratorio
--	---	-------------------

- ❖ **Características:** Es un pato de tamaño mediano de 43 a 54 cm de longitud, tienen picos cortos, alas proporcionalmente angostas y largas. Ambos sexos presentan coloración diferente. La característica más distintiva en vuelo de la especie es el enorme parche rectangular blanco que presenta el macho (Figura 8a), el parche no es distinguible en inmaduros o hembras. En ambos sexos existe una coloración blanca de forma elíptica claramente delineada por los flancos y pecho de tonalidad café. El macho presenta en la región de la corona a manera de capucha plumaje blanco y posee una amplia banda verde oscura que parte de la región posterior del ojo hacia la región de la nuca. El pecho y los flancos son café-rosados y están separados de las plumas negras de la región de la cola por una franja de plumaje blanco a los costados. Con las alas plegadas, el parche rectangular blanco de los machos aparece como una pequeña franja elíptica, o en ocasiones pasa desapercibida al estar cubierta por las plumas escapulares o de los flancos. La cabeza es de plumaje color gris en las hembras (Figura 8b) y machos inmaduros y éste contrasta fuertemente con el pecho y flancos de tonalidad café.
- ❖ **Hábitat:** En bahías pocos profundas, estuarios, lagos, lagunas y bañados costeros de agua salobre, aunque prefiere zonas pantanosas de agua dulce.
- ❖ **Alimentación:** Semillas y pequeñas plantas acuáticas o granos cultivados (Harrison y Greensmith, 2000; DUMAC, 2005; Kaufman, 2005; Peterson y Edward, 2008).

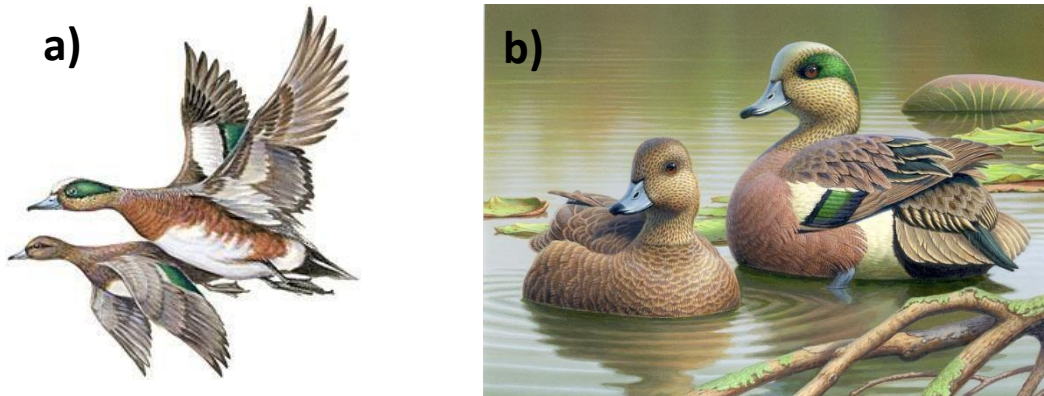


Figura 8. *Anas americana*. **a)** ejemplares adultos volando mostrando el espejo (Tomado de avibirds.com. Web Site, 2014). **b)** hembra y macho (Tomado de fws.gov/duckstamps. Web Site, 2014).

Distribución: Amplia en México	NOM-059-SEMARNAT: Sin protección
--	--

2.5. Descripción histológica del tubo digestivo de las aves

El aparato digestivo de las aves está formado por orofaringe, esófago, estómago (proventrículo y molleja), intestino delgado (duodeno, yeyuno e íleon), intestino grueso (un par de ciegos y recto) y cloaca (Dyce et al., 1999). Los anseriformes presentan diferencias en comparación con otras aves, como: la ausencia de buche realmente diferenciado y el intestino grueso es muy corto (González y Marín, 2004). A continuación se describe histológicamente el aparato digestivo de las aves:

Esófago:

- ❖ **Mucosa:** constituida por un epitelio plano estratificado no queratinizado.
- ❖ **Lámina propia:** capa gruesa de tejido conjuntivo denso, además presenta abundantes glándulas de secreción mucosa de tipo tubuloalveolar simple y ramificada, en toda su extensión, con un conducto excretor que atraviesa el epitelio y desemboca en el lumen. Se observa además, un gran número de nódulos linfáticos.
- ❖ **Muscular de la mucosa:** presenta solo una capa gruesa de fibras musculares lisas longitudinales.
- ❖ **Submucosa:** poco desarrollada, constituida de tejido conjuntivo laxo, presenta plexos nerviosos submucosos a lo largo de su estructura y numerosos vasos sanguíneos.
- ❖ **Muscular:** conformada por una gruesa capa circular interna de músculo liso y otra longitudinal externa más irregular y delgada. Entre ambas capas musculares se observa una delgada banda de tejido conjuntivo laxo.
- ❖ **Serosa:** compuesta típicamente de tejido conjuntivo ordinario laxo areolar, cubierta por un mesotelio (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Proventrículo:

- ❖ **Mucosa:** El epitelio de la mucosa es constituido por un tejido epitelial simple cilíndrico productor de mucina, que cubre tanto pliegues como surcos.
- ❖ **Lámina propia:** compuesta de tejido conjuntivo ordinario laxo areolar en el cual se observan abundantes infiltraciones de tejido linfoide (tonsilas).
- ❖ **Submucosa:** esta zona donde se sostienen las glándulas productoras de jugo gástrico, poseen un amplio grosor ocupando la mayor parte de la pared del órgano. Las glándulas submucosas son de estructura ramificada y organizada en lobulillos que a su vez están compuestos de adenómeros tubuloalveolares que desembocan en un conducto al que se le denomina conducto terciario, que a su vez desemboca en un conducto secundario. Los conductos secundarios de cada lobulillos confluyen en un conducto primario que llega en el ápice de los pliegues de la mucosa. Los adenómeros de las glándulas submucosas están cubiertos por un epitelio glandular de células acidófilas cilíndricas que se disponen en forma de sierra, o bien, a los que algunos autores llaman apariencia de “serrata”, estas células que son de un solo tipo y que conforman a las glándulas, son las productoras de jugo gástrico.
- ❖ **Muscular:** está formada por tres capas de músculo liso poco desarrolladas, la capa media es de disposición circular y tanto la túnica interna como la externa son de disposición longitudinal, es aquí donde es posible encontrar los plexos nerviosos.
- ❖ **Serosa:** compuesta típicamente de tejido conjuntivo ordinario laxo areolar, cubierta por un mesotelio (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Ventrículo o molleja:

- ❖ **Mucosa:** la lámina epitelial se invagina en la lámina propia formando a las glándulas de la mucosa que son de tipo tubular. Las células de estas glándulas secretan un material córneo espeso, parecido a la queratina llamada sustancia queratinoide que es una lámina gruesa y acidófila, esta forma el áspero y característico revestimiento interno del ventrículo de aproximadamente 1 mm de ancho. Las células del fondo, también llamadas basales son cúbicas; se encargan de renovar la población de células de la glándula. Existen células de forma cilíndrica también llamadas células principales. En el ventrículo existen también múltiples células productoras de gastrina y pocas células productoras de somastostatina.
- ❖ **Lamina propia:** está formada por tejido conjuntivo ordinario laxo reticular.
- ❖ **Muscular de la mucosa:** las aves no tienen.
- ❖ **Muscular:** constituida por una lámina gruesa de fibras de músculo liso. A la periferia se dispone tejido conjuntivo fibroso, en algunas zonas centrales se concentra el tejido conjuntivo denso.
- ❖ **Serosa:** está formada por una capa muy delgada compuesta típicamente de tejido conjuntivo ordinario laxo areolar cubiertas por un mesotelio (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Duodeno:

- ❖ **Mucosa:** está cubierta por un epitelio de revestimiento simple cilíndrico formado por distintos tipos de células: de revestimiento, caliciformes, endocrinas gastrointestinales y células M. Las células de revestimiento llamados también enterocitos, tapizan casi todo el trayecto de las vellosidades. Son células epiteliales cilíndricas con proyecciones en su parte apical, que semeja un ribete de cepillo llamadas microvellosidades, poseen citoplasma acidófilo y núcleo desplazado de manera basal.

Las células caliciformes caracterizadas también por su forma de copa, se localizan en el epitelio de las vellosidades y las criptas, son células con epitelio apical lleno de gránulos que a su vez contienen secreción mucosa, poseen una base estrecha para poder asentarse en la parte basal y están distribuidos entre los enterocitos. Las células endocrinas gastrointestinales, las cuales secretan hormonas y péptidos que coordinan la fisiología digestiva y estas influyen sobre la motilidad intestinal, secreción del páncreas y contracción de la vesícula. Las células M (enterocitos modificados), presentan microvellosidades, tienen la capacidad de albergar a los linfocitos que migran desde los tejidos linfoides asociados al intestino.

- ❖ **Lámina propia:** está formada por tejido conjuntivo laxo areolar, posee cierta población de linfocitos, células plasmáticas, macrófagos y eosinófilos (en menor cantidad). La mayor parte de esta túnica la ocupan las criptas intestinales.
- ❖ **Muscular de la mucosa:** está compuesta por dos capas de fibras musculares lisas.
- ❖ **Submucosa:** formado por tejido conjuntivo denso irregular, sirve de soporte a las arterias, venas, vasos linfáticos y al plexo nervioso submucoso que son posibles observar en esta túnica. En este mismo estrato en la porción anterior del intestino delgado están presentes glándulas tubuloalveolares simples ramificadas. Los conductos de las glándulas perforan la muscular de la mucosa y desembocan en las criptas.
- ❖ **Muscular:** formada por dos capas de músculo liso, longitud externa y circular interna. Se unen por un tejido conectivo donde es posible observar el plexo nervioso mioentérico.
- ❖ **Serosa:** formada por tejido conjuntivo laxo areolar y es cubierto por un mesotelio (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Yeyuno:

El yeyuno posee las mismas características que el duodeno, excepto que las vellosidades son más delgadas y cortas (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Íleon:

Similar a yeyuno pero en esta porción del intestino es notorio el aumento de las células caliciformes en la lámina propia (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Ciegos:

Presentan el mismo patrón del tracto intestinal pero sus vellosidades son más anchas y cortas. Se caracteriza por que en la lámina submucosa contiene grandes agregados linfoides (tonsilas cecales: tejido linfoide asociado) (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

Recto y cloaca:

- ❖ **Mucosa:** forma vellosidades cortas y conforme va acercándose a la región de la cloaca, presenta un epitelio estratificado plano con queratina presentando varios pliegues. Las vellosidades y las criptas intestinales son muy notorias, conforme la mucosa intestinal se acerca al recto, las vellosidades son más pequeñas, además hay células caliciformes. No tiene muscular de la mucosa.
- ❖ **Muscular:** presenta músculo estriado esquelético (Aughey y Frye, 2001; Illanes et al., 2006; Jiménez-Ramírez, 2011; Bacha y Bacha, 2012).

2.6. Generalidades de los helmintos

El parasitismo es una asociación ecológica, que se define como una relación entre dos organismos de diferentes especies (hospedador y parásito) en la que el parásito es dependiente metabólicamente de su hospedador (Tompkins y Clayton, 1999). Un ejemplo de organismos que presentan este tipo de vida son los helmintos (metazoarios, macroparásitos con aspecto vermiforme), los cuales no constituyen un grupo monofilético, ya que bajo este término se incluyen representantes de cuatro grupos que no están relacionados filogenéticamente: Platyhelminthes, Acanthocephala, Nematoda y Annelida (Pérez-Ponce de León y García-Prieto, 2001). A continuación se describen brevemente sus características:

Trematodos

Los trematodos son platelmintos (gusanos planos) con el cuerpo generalmente con forma de hoja, acelomados y con un sistema excretor protonefridial. Presentan dos ventosas, una anterior, rodeando la boca, y la otra ventral (acetábulo), que puede estar situada en distintas regiones del cuerpo. La mayoría de las especies que parasitan a las aves son hermafroditas, con excepción de la Familia Schistosomatidae. El aparato digestivo es incompleto (carece de ano).

El ciclo biológico de los trematodos que parasitan a las aves son muy complejos (Figura 9), involucrando de uno a tres huéspedes intermediarios (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008; Guzmán-Cornejo et al., 2012; Bowman, 2014).

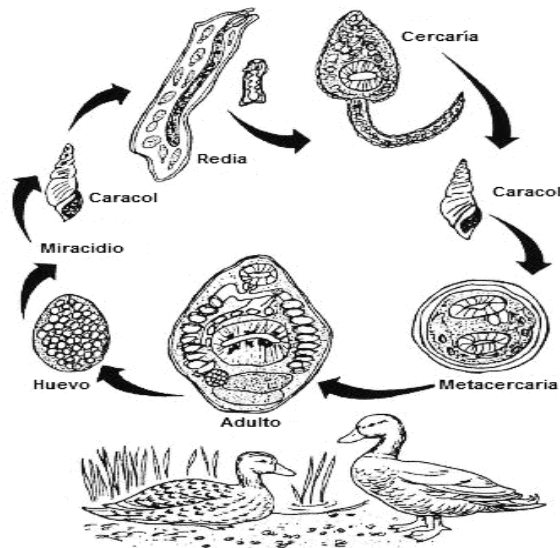


Figura 9. Ciclo biológico de los trematodos. Los huevos son expulsados en la materia fecal, llegan al agua donde sale el miracidio, que puede ser ingerido o penetrar al primer huésped intermediario (siempre es un molusco), posteriormente se va a transformar en esporocisto, este da origen a la redia y cercaría. El segundo huésped es penetrado por la cercaría transformándose en metacercaría o esta se puede enquistar en el agua o en algún objeto hasta que el huésped definitivo la ingiera donde el parásito se desarrolla (modificado de Atkinson, 2008).

Cestodos

Los cestodos son platelmintos, en forma de cinta, casi siempre segmentados. Su cuerpo está conformado por un escólex, cuello (zona de crecimiento donde se producen los segmentos) y un estróbilo (compuesto por proglótidos inmaduros, maduros y grávidos). Como carecen de aparato digestivo, absorben los nutrientes a través del tegumento. Presentan un sistema nervioso simple conformado por ganglios y cordones nerviosos que inervan todo el cuerpo. La excreción y la osmoregulación es realizada a través de un sistema protonefridial que recorre el escólex y el estróbilo. La mayoría de los cestodos que parasitan a las aves son hermafroditas (autofecundación o fecundación cruzada) y suelen habitar el intestino delgado del huésped pero existen sus excepciones como *Cloacotaenia megalops* que parasita la cloaca o bolsa de Fabricio. El ciclo biológico de estos platelmintos (Figura 10) casi siempre es indirecto y comienza con la liberación de los huevos (conteniendo una larva con ganchos embrionarios) a la tierra o el agua, posteriormente es ingerido por el huésped intermediario (invertebrado o vertebrado), donde se desarrollan varios tipos de metacestodos (cisticerco, cisticercoide, cenuro, estrobilocerco, procercoide, plerocercoide, hidátide, entre otros), el cual es consumido por un vertebrado, formándose la fase adulta del parásito (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008; Guzmán-Cornejo et al., 2012; Bowman, 2014).

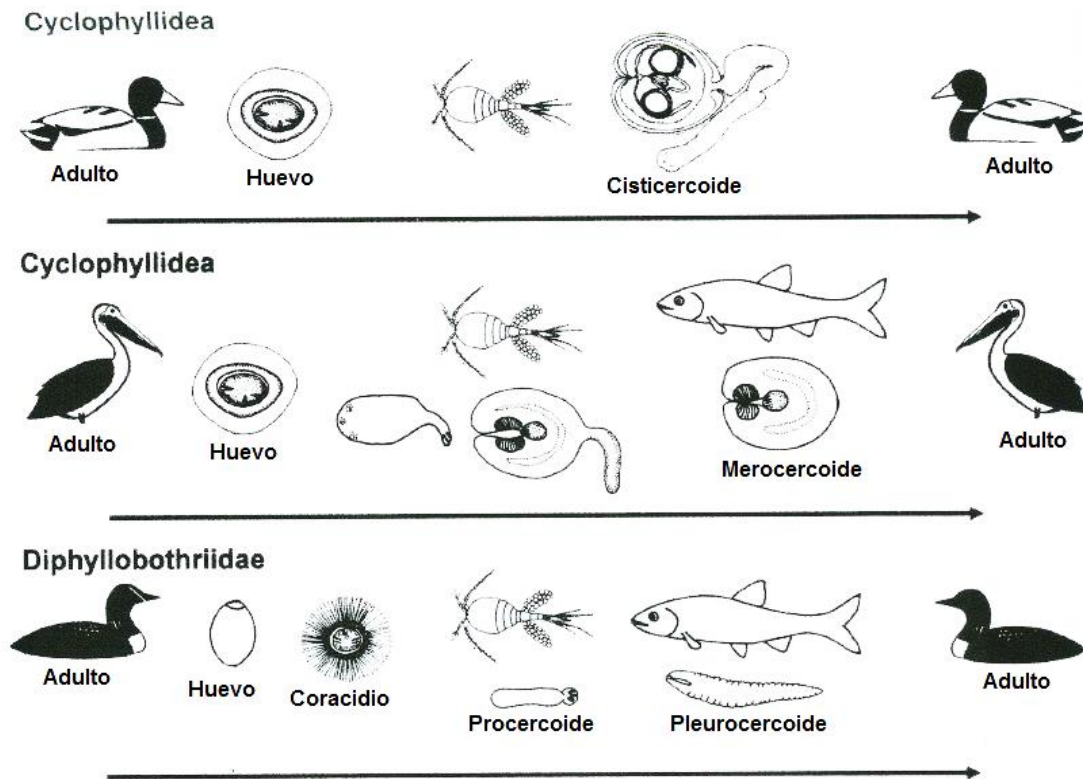


Figura 10. Ejemplos de ciclos biológicos de cestodos (modificado de Atkinson, 2008).

Acantocéfalos

Son gusanos que poseen una proboscis armada con ganchos dispuestos en hilera, presentan un cuerpo cilíndrico dividido en presoma (contiene la proboscis, ganglio cerebroide y cuello) y metasoma (contiene la cavidad pseudocelómica, los sacos ligamentarios y el aparato reproductor). Este tipo de helmintos carece de aparato digestivo, por lo que la absorción de nutrientes y líquidos es efectuada por la pared del cuerpo. Todos los acantocéfalos son dioicos, con un marcado dimorfismo sexual. Estos parásitos requieren de uno o varios huéspedes intermediarios o paraténicos para llevar a cabo su ciclo biológico (Figura 11). En su estado adulto se encuentran en el intestino delgado del huésped definitivo (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008; Guzmán-Cornejo et al., 2012; Bowman, 2014).

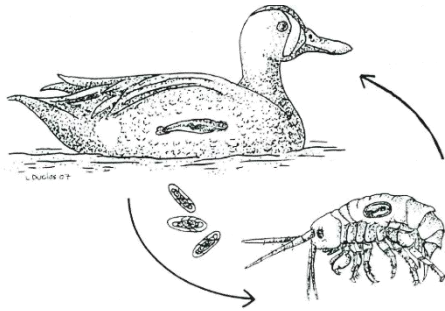


Figura 11. El ciclo biológico de los acantocéfalos inicia cuando el huevo es expulsado en la materia fecal, el huésped intermediario (crustáceo) ingiere al acantor, en él se desarrolla la acantella y el cistacanto. Los huéspedes definitivos (vertebrados) se infectan al ingerir al huésped intermediario o al paraténico (modificado de Atkinson, 2008).

Nematodos

Los nematodos son gusanos cilíndricos de forma generalmente alargada, aunque en su fase adulta su morfología puede variar. El cuerpo está cubierto por una capa llamada cutícula (de naturaleza proteica), la hipodermis y la capa muscular. Poseen un aparato digestivo bien desarrollado. El sistema nervioso está conformado por un anillo periesofágico y una serie de ganglios en la región anal, que inervan todo el cuerpo. Una característica de los nematodos es que carecen de protonefridios. Generalmente estos helmintos son dioicos. El macho se distingue de la hembra por la presencia de estructuras quitinosas llamadas espículas. Su ciclo biológico puede ser directo (Figura 12-A) o indirecto (Figura 12-B). Durante su desarrollo pasan por cuatro fases larvares (L-I a L-IV) antes de alcanzar el estado adulto (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008; Guzmán-Cornejo et al., 2012; Bowman, 2014).

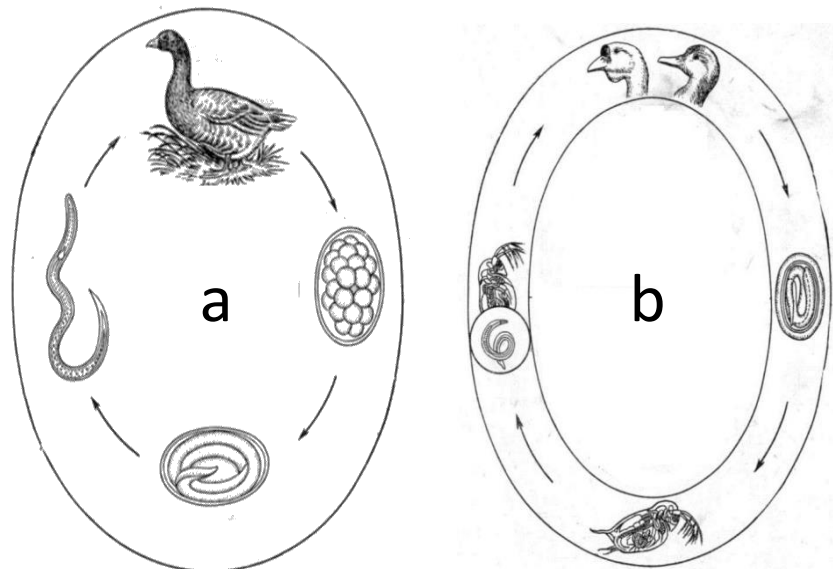


Figura 12. Ciclo biológico directo e indirecto de los nematodos. **a) directo:** las larvas salen de los huevos en su primera etapa, el desarrollo subsiguiente ocurre en el ambiente y la tercera etapa larvaria es la infectiva. **b) indirecto:** las larvas se desarrollan hasta la etapa infectiva en el interior de huésped intermediario (Tomado de zivotnovodstvo.net.ru Web Site, 2014).

2.7. Registros helmintológicos en aves acuáticas en México

Los estudios sobre helmintos de aves acuáticas migratorias y residentes en México son escasos y se han enfocado principalmente a la Familia Anatidae (Orozco-Flores, 2000; Soto-Méndez, 2006; Martínez-Haro et al. 2012; Andrade-Rosales, 2012). En el cuadro 1 se indican algunos registros de helmintos que se han reportado en México para miembros de la Familia Anatidae.

La riqueza de trematodos en anátidos es la más amplia. Se compone de 13 familias parásitas de 12 especies de patos. Las familias más representadas son: Echinostomatidae (9 especies de helmintos en 8 especies de anátidos), Notocotylidae (con 6 y 7, respectivamente) y Strigeidae (con 6 y 6).

Los cestodos se componen de dos familias parásitas; Hymenolepididae (11 especies de helmintos en 9 especies de anátidos) y Dilepididae (1 y 1, respectivamente).

Para nematodos en anátidos se han reportado 5 familias: Amidostomatidae (5 especies de helmintos en 4 especies de patos), Acuariidae (3 y 2), Trichuridae (3 y 6), Dioctophymatidae (2 y 1) y Tetrameridae (2 y 2).

Para los acantocéfalos solo se se reporta una familia (Polymorphidae) parásita en 8 especies de patos.

Cuadro 1. Registro helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.

Parásito	Huésped	Hábitat	Localidad	Referencia
Trematodos				
<i>Centrocestus formosanus</i> (Nisshigori, 1924) Price, 1932	<i>Anas</i> sp.	Intestino delgado	D.F. Hidalgo	Arizmendi, 1992
<i>Cyclocoelum mutabile</i> (Ceder, 1800) Brandes, 1892	<i>Anas crecca carolinensis</i>	Cavidad celómica	Estado de México	Orozco-Flores, 2000
<i>Echinochasmus macrocaudatus</i> Ditrich, Scholz y Vargas, 1996	<i>Anas platyrhynchos</i>	Intestino	Yucatán	Ditrich et al., 1996
<i>Echinocotyle rosseti</i> Blanchard, 1891	<i>Anas diazi</i>	Intestino delgado	Aguascalientes Durango	Farias y Canaris, 1986
<i>Echinoparyphium recurvatum</i> Listow, 1873	<i>Anas diazi</i>	Intestino delgado Ciego	Aguascalientes Durango	Farias y Canaris, 1986 Soto-Méndez, 2006 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Echinoparyphium aconiatum</i> Dietz, 1909	<i>Anas discors</i> <i>Anas clypeata</i>	Intestino delgado	Yucatán Estado de México	Canaris y Lei, 1989 León, 1940
<i>Echinostoma revolutum</i> (Froelich, 1802) Los, 1899	<i>Anas clypeata</i> <i>Anas americana</i> <i>Anas americana</i> <i>Anas crecca carolinensis</i>	Ciego Intestino	Estado de México	Osorio, 1985 Caballero y Larios, 1940 Larios, 1940 León, 1990 Orozco-Flores, 2000 Padilla-Aguilar, 2010 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Hypoderaeum conoideum</i> (Bloch, 1782) Diez, 1908	<i>Anas diazi</i> <i>Anas discors</i>	Intestino delgado	Jalisco y Durango Estado de México	Farias y Canaris, 1986 Cercero, 1944
<i>Psilochasmus oxuyrus</i> (Creplin, 1825) Luhe, 1909	<i>Anas cyanoptera</i>	Intestino	Estado de México	Orozco-Flores, 200
<i>Leucochloridium insigne</i> (Los, 1899) Monning, 1922	<i>Anas discors</i>	Intestino	Estado de México	Larios, 1943
<i>Levinseniella yucatanensis</i> Canaris y Lei, 1989	<i>Anas discors</i>	Intestino delgado	Yucatán	Canaris y Lei, 1989

Cuadro 1. Registro helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.

Parásito	Huésped	Hábitat	Localidad	Referencia
<i>Notocotylus attenuatus</i> (Rudolphi, 809) Kossack, 1911	<i>Anas diazi</i>	Ciego	Aguascalientes Jalisco Durango	Farias y Canaris, 1986
<i>Notocotylus seineti</i> Furhman, 1919	<i>Anas discors</i> <i>Anas clypeata</i> <i>Anas cyanoptera</i> <i>Anas crecca</i> <i>carolinensis</i>	Ciego	Estado de México	Osorio, 1985 Orozco-Flores, 2000 Soto-Méndez, 2006 Padilla-Aguilar, 2010 Andrade-Rosales, 2012 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Notocotylus ephemera</i> (Nitzsch, 1807) Szidat at Szidat, 1933	<i>Anas crecca</i> <i>carolinensis</i>	Ciego	Estado de México	Orozco-Flores, 2000
<i>Notocotylus linearis</i> Rudolphi, 1819	<i>Anas crecca</i> <i>carolinensis</i> <i>Anas cyanoptera</i>	Ciego	Estado de México	Orozco-Flores, 2000 Padilla-Aguilar, 2010
<i>Paramonostomun obtortum</i> Caballero, 1942	<i>Anas discors</i>	Intestino y recto	Estado de México	Caballero, 1942
<i>Prosthogonimus cuneatus</i> (Rudolphi, 1809) Braun, 1901	<i>Anas diazi</i>	Cloaca	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Prosthogonimus rudolpii</i> Skrjabin, 1919	<i>Anas cyanoptera</i>	Cloaca	Estado de México	Larios, 1942
<i>Prosthogonimus karausiaki</i> Layman, 1911	<i>Anas cyanoptera</i>	Cloaca	Estado de México	Larios, 1942
<i>Prosthogonimus macrorchis</i> Macy, 1934	<i>Anas discors</i>	Cloaca	Estado de México	Orozco-Flores, 2000
<i>Tracheophilus sisow</i> Skrajabin, 1913	<i>Anas bochas</i> <i>Anas discors</i>	Laringe Tráquea	Estado de México	Caballero, 1938 Bravo y Caballero, 1973 Orozco-Flores, 2000
<i>Trichobilharzia physellae</i> (Talbot, 1936) McMullen y Beaver 1945.	<i>Anas discors</i>	Vena mesentérica	Yucatán	Canaris y Lei, 1989
<i>Typhlocoelum cucu merinum</i> (Rudolphi, 1809) Stossich, 1902	<i>Anas diazi</i>	Tráquea	Colima	Farias y Canaris, 1986

Cuadro 1. Registro helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.

Parásito	Huésped	Hábitat	Localidad	Referencia
<i>Zygodcotyle lunata</i> (Diesing, 1836) Stunkard, 1916	<i>Anas diazi</i> <i>Anas discors</i> <i>Anas americana</i> <i>Anas clypeata</i>	Ciego	Colima Estado de México	Farias y Canaris, 1986 Larios, 1943 León, 1990 Orozco-Flores, 2000 Andrade-Rosales, 2012 Martínez-Haro <i>et al.</i> , 2012
<i>Apatemon minor</i> Yamaguti, 1933	<i>Anas diazi</i>	Intestino delgado	Estado de México	Soto-Méndez, 2006 Martínez-Haro <i>et al.</i> , 2012
<i>Cotylurus cornutus</i> Rudolphi, 1808	<i>Anas clypeata</i>	Intestino delgado	Estado de México	Soto-Méndez, 2006 Martínez-Haro <i>et al.</i> , 2012
<i>Apatemon gracilis</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Cotylurus brevis</i> Dubois and Rausch, 1950	<i>Anas clypeata</i>	Intestino delgado	Estado de México	Soto-Méndez, 2006 Martínez-Haro <i>et al.</i> , 2012
<i>Australapatemon burti</i>	<i>Anas cyanoptera</i> , <i>A. diazi</i> , <i>A. americana</i> , <i>Oxyura jamaicensis</i>	Intestino	Estado de México Baja California Sur Durango	Hernández-Mena, 2010 Andrade-Rosales, 2012
<i>Cotylurus gallinulae</i>	<i>Aythya affinis</i>	Intestino	Sonora	Hernández-Mena, 2010
<i>Cotylurus magniacetabulus</i> Dubois and Angel, 1972	<i>Anas acuta</i>	Intestino grueso	Estado de México	Soto-Méndez, 2006
<i>Echinoparyphium sp.</i>	<i>Anas acuta</i>	Ciegos	Estado de México	Soto-Méndez, 2006
<i>Echinostoma robustum</i> Yamaguti, 1935	<i>Anas acuta</i>	Ciegos	Estado de México	Soto-Méndez, 2006
<i>Notocotylus triserialis triserialis</i> Diesing, 1839	<i>Anas acuta</i>	Ciegos	Estado de México	Soto-Méndez, 2006
Cestodos				
<i>Anomotaenia ciliate</i> Furhman, 1913	<i>Anas diazi</i> , <i>Anas discors</i>	Intestino delgado	Jalisco Estado de México	Farias y Canaris, 1986 Bravo y Caballero, 1973

Cuadro 1. Registro helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.

Parásito	Huésped	Hábitat	Localidad	Referencia
<i>Cloacotenia megalops</i> (Nitzsch in Creplin, 1829) Wolffugel, 1938	<i>Anas cyanoptera</i> <i>Anas discors</i> <i>Anas acuta</i> <i>Anas crecca carolinensis</i> <i>Anas clypeata</i>	Cloaca	Estado de México	Larios, 1944 Bravo y Caballero, 1973 Canarias y Lei, 1989 León, 1990 Orozco, 2000 Gladden y Canaris, 2009 Padilla-Aguilar, 2010 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Diorchis bulbodes</i> Mayhew, 1929	<i>A. diazi</i> <i>Anas sp.</i>	Intestino grueso	Estado de México	Farias y Canaris, 1986 Flores, 1955
<i>Diorchis sp</i> Clerc, 1903	<i>A. diazi</i>	Intestino grueso	Estado de México	Farias y Canaris, 1986 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Diorchis americana</i>	<i>Anas acuta</i> <i>Anas clypeata</i>	Intestino delgado	Estado de México	Martínez-Haro et al., 2012
<i>Diploposthe laevis</i> (Bloch, 1782) Jacobi, 1896	<i>Anas sp.</i> <i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Estado de México	Flores, 1955 Gladden y Canaris, 2009
<i>Drepanidotaenia lanceolata</i> (Bloch, 1782) Railliet, 1892	<i>A. diazi</i>	Intestino delgado	Jalisco Durango	Farias y Canaris, 1986
<i>Fimbriaria fasciolaris</i> (Pallas, 1781) Frolich, 1802	<i>A. diazi</i>	Intestino delgado	Aguascalientes Jalisco Durango	Farias y Canaris, 1986 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Fimbriarioides sp.</i> Fuhman, 1932	<i>A. diazi</i>	Intestino delgado	Jalisco	Farias y Canaris, 1986
<i>Hymenolepis sp. 1</i> Weilnland	<i>Anas diazi</i>	Intestino delgado	Aguascalientes	Farias y Canaris, 1986
<i>Sobolevicanthus gracilis</i> (Zeder, 1803) Spasski y Spaskaja, 1954	<i>A. diazi</i>	Intestino delgado	Aguascalientes Jalisco Durango	Farias y Canaris, 1986
<i>Sobolevicanthus krabbeella</i> Hughes, 1940	<i>Anas acuta</i>	Intestino delgado	Estado de México	Martínez-Haro et al., 2012

Cuadro 1. Registro helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.

Parásito	Huésped	Hábitat	Localidad	Referencia
<i>Gastrotaenia cyni</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Microsomacanthus collaris</i> (Batsch, 1786) Fuhrmann, 1908	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Microsomacanthus melanitae</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Microsomacanthus párvula</i> Kowalewki, 1904	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Retinometra</i> sp.	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Retinometra albeolae</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
Acantocéfalos				
<i>Pseudocorynosoma constrictum</i> Van Cleave, 1916	<i>A. diazi</i> , <i>A. discors</i> , <i>Aythya affinis</i> , <i>A. clypeata</i> , <i>A. cyanoptera</i> .	Intestino grueso	Aguascalientes Jalisco Durango	Farias y Canaris, 1986 Alcántara – scalera, 2008 García-Valera, 2009 Padilla-Aguilar 2010 Martínez-Haro et al., 2012
<i>Polymorphus</i> sp.	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Polymorphus minutus</i> (Goeze, 1782) Luhe, 1911	<i>Bucephala albeola</i>	Molleja	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Polymorphus obtusus</i> Van Cleave, 1918	<i>Aythya affinis</i>	Intestino delgado	Baja California Sur	García-Prieto, et al., 2010
<i>Pseudocorynosoma anatarium</i> Van Cleave, 1945	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Baja California Sur Durango Sonora	García-Valera, 2009 García-Prieto, et al., 2010
Nematodos				
<i>Amisostomun acutum</i> (Lundahi, 1848) Skrjabin, 1915	<i>A. diazi</i>	Molleja	Colima Jalisco	Farias y Canaris, 1986

Cuadro 1. Registro helmintológicos de aves de la Familia Anatidae en México.

Parásito	Huésped	Hábitat	Localidad	Referencia
<i>Echinuria</i> sp. Soloviev, 1912	<i>A. diazi</i>	Proventrículo	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Epomidiostomum uncinatum</i> (Lundahi, 1848) Skrjabin, 1915	<i>A. diazi</i>	Molleja	Yucatán	Canaris y Lei, 1989
<i>Epomidiostomum crami</i> Wetzel, 1931	<i>A. diazi</i>	Molleja	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Hystrichis varispinosus</i> Jagerskiold, 1909	<i>A. diazi</i>	Proventrículo	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Hystrichis</i> sp. Dujardin, 1845	<i>A. diazi</i>	Proventrículo	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Rusguniella arcaica</i> Coger, 1938	<i>A. diazi</i>	Proventrículo	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Streptocara formosensis</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Tetrameres</i> sp. Creplin, 1846	<i>A. diazi</i>	Proventrículo	Colima	Farias y Canaris, 1986
<i>Tetrameres fissispina</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Proventrículo	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009
<i>Capillaria anatis</i>	<i>Bucephala albeola</i>	Intestino delgado	Chihuahua	Gladden y Canaris, 2009

II. OBJETIVOS

Objetivo general

Describir las lesiones asociadas a la helmintofauna del tubo digestivo de aves acuáticas migratorias de la subfamilia Anatinae del lago de Atarasquillo, Estado de México, así como determinar taxonómicamente dichos parásitos.

Objetivos específicos

- 1.- Determinar taxonómicamente los helmintos encontrados.
- 2.- Describir las lesiones asociadas a la helmintofauna identificada.
- 3.- Calcular los niveles de infección (prevalencia, abundancia promedio, intensidad promedio e intervalo de intensidad) para cada especie de helminto.

IV. MATERIAL Y MÉTODOS

4.1. Área de estudio

La colecta de las muestras se realizó en la Unidad de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre de Atarasquillo, ubicada en el lago de Atarasquillo (19° 21' 22.42" N; 99° 30' 59.98" O), municipio de Lerma, Estado de México (Figura 13) presenta una extensión de 346 ha, 70% tulares y 30% claros y otras plantas acuáticas (CONABIO, 2014). El lago de Atarasquillo forma parte del complejo de humedales conocidos como ciénagas del Lerma, decretadas como hábitat prioritario para aves acuáticas residentes y migratorias y Áreas de Importancia para la Conservación de las Aves (Arizmendi y Márquez, 2000; Ramsar, 2006). Estos humedales dan abrigo invernal a decenas de especies de aves migratorias. La capacidad de este humedal para amortiguar las oscilaciones bruscas de temperatura, brinda a las aves migratorias un microclima favorable (clima templado subhúmedo, semifrío y frío), a la vez que las comunidades vegetales del lago les dan protección y alimento, lo que favorece su sobrevivencia. En la actualidad cerca de 100,000 individuos de aves migratorias (la mayoría patos) hacen uso de estos humedales. En la época de invierno estos lagos albergan poblaciones de aves migratorias que fluctúan entre 30,000 y 100,000, dependiendo del mes y del año. En la región se han registrado alrededor de 150 especies de aves silvestres. Entre las principales especies de aves acuáticas se encuentran: *Anas acuta*, *A. crecca*, *A. clypeata*, *A. cyanoptera*, *A. discors*, *A. americana*, *A. valisineria*, *A. diazi* (Ramsar, 2006).

4.2. Recolecta

Las muestras fueron donadas por cazadores, durante la temporada de caza del 2014 (12 de enero al 23 de febrero). El número de ejemplares obtenidos por muestreo fue no probabilístico, debido a que se dependía de la disponibilidad de ejemplares cazados. Las muestras biológicas (consistentes en el tubo digestivo de los huéspedes) fueron colocadas en bolsas de plástico y se mantuvieron en refrigeración en una hielera.

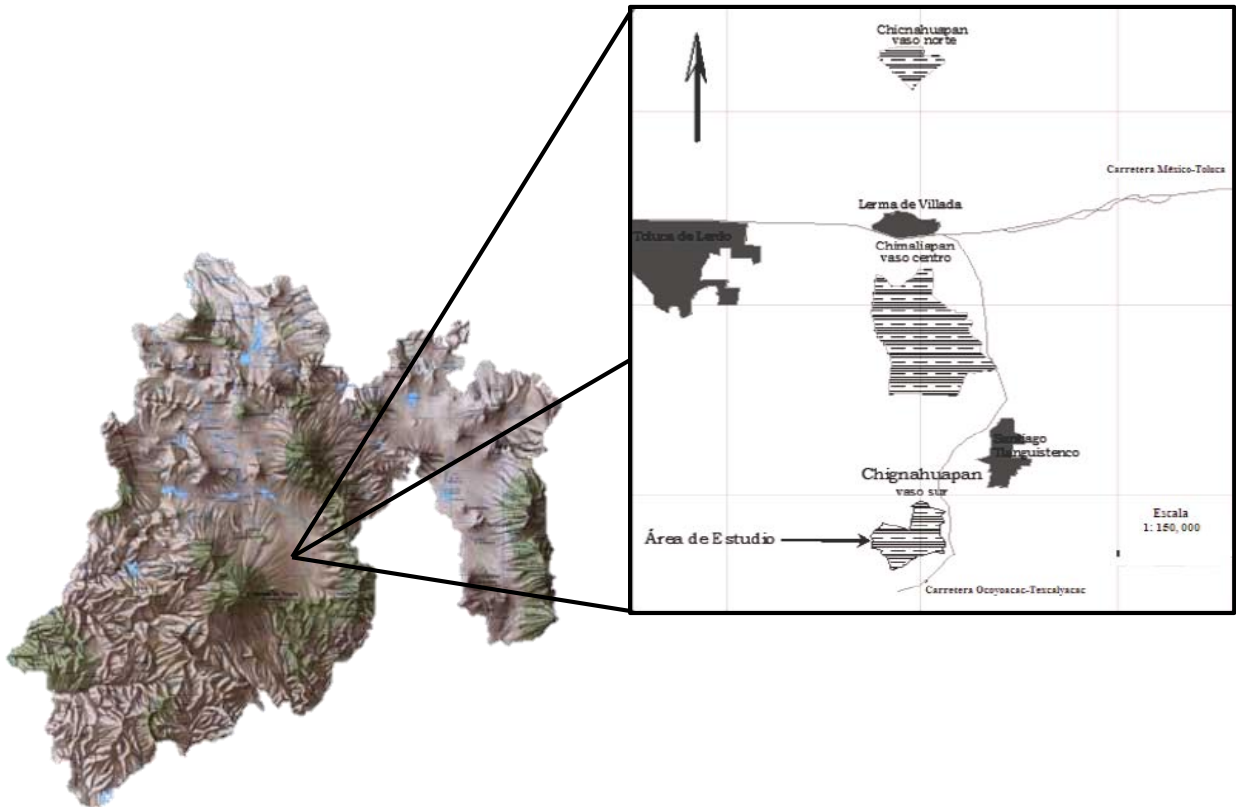


Figura 13. Ubicación del área de estudio, en la derecha el mapa del estado de México (modificado de portal2.edomex.gob.mx Web Site, 2014) y en la izquierda la ubicación del Lago Atarascuillo (modificado de Colón-Quezada, 2009).

4.3. Revisión Helmintológica

Una vez en el Laboratorio de Diagnóstico de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), las muestras se colocaron en cajas de Petri con solución salina al 0.85%, se revisaron bajo el microscopio estereoscópico y fueron cortadas longitudinalmente con unas tijeras, comenzando por el esófago siguiendo toda la trayectoria del tubo digestivo, hasta la cloaca. En el caso de la molleja, ésta fue cortada de igual manera y se separó el epitelio queratinoide con unas pinzas. El contenido intestinal se transfirió a un tamiz de malla metálica con un ancho de poro de 177 micras, se dejó correr agua sobre dicho objeto con la finalidad de lavar el material y posteriormente se colocó en una caja de Petri y se revisó con un microscopio estereoscópico.

Los parásitos encontrados fueron retirados del tubo digestivo con un pincel de punta fina y se colocaron en solución salina al 0.85%. Los platelmintos y los acantocéfalos fueron fijados en formol al 4% caliente y conservados en alcohol al 70%; algunos se aplanaron entre portaobjetos y cubreobjetos o bien entre dos portaobjetos (dependiendo del grosor del gusano). Los acantocéfalos vivos que estaban adheridos a la mucosa intestinal se colocaron en viales con agua destilada a 8 °C durante 24 horas con el propósito de que eviertan la proboscis. Los nematodos fueron fijados con alcohol al 70% caliente y se conservaron en alcohol 70% (Ministry of Agriculture, Fisheries and Food, 1977; Lamothe, 1997; Cornejo et al., 2012).

4.4. Procesamiento de los helmintos

Los helmintos fueron procesados en el Laboratorio de Helmintología del Instituto de Biología (IBUNAM) de la UNAM. Los platelmintos y acantocéfalos se tiñeron con Hematoxilina de Delafield (Anexo I) o paracarmín de Meyer (Anexo II) y se montaron en preparaciones permanentes en bálsamo de Canadá. Los nematodos fueron aclarados con lactofenol de Amman o glicerol-alcohol (1:1).

4.5. Determinación de los helmintos

Los helmintos fueron observados, medidos y dibujados bajo el microscopio óptico con una cámara clara adaptada para su identificación dando énfasis en las estructuras características para determinar género y especie, esto se realizó utilizando claves y literatura especializada como: Dubois (1968 y 1981), Yamaguti (1971), Anderson et al. (2009), McDonald (1988), Czaplinzki y Vaucher (1994), Gibson et al. (2002) y Jones et al. (2005), entre otras.

4.6. Caracterización de las infecciones parasitarias

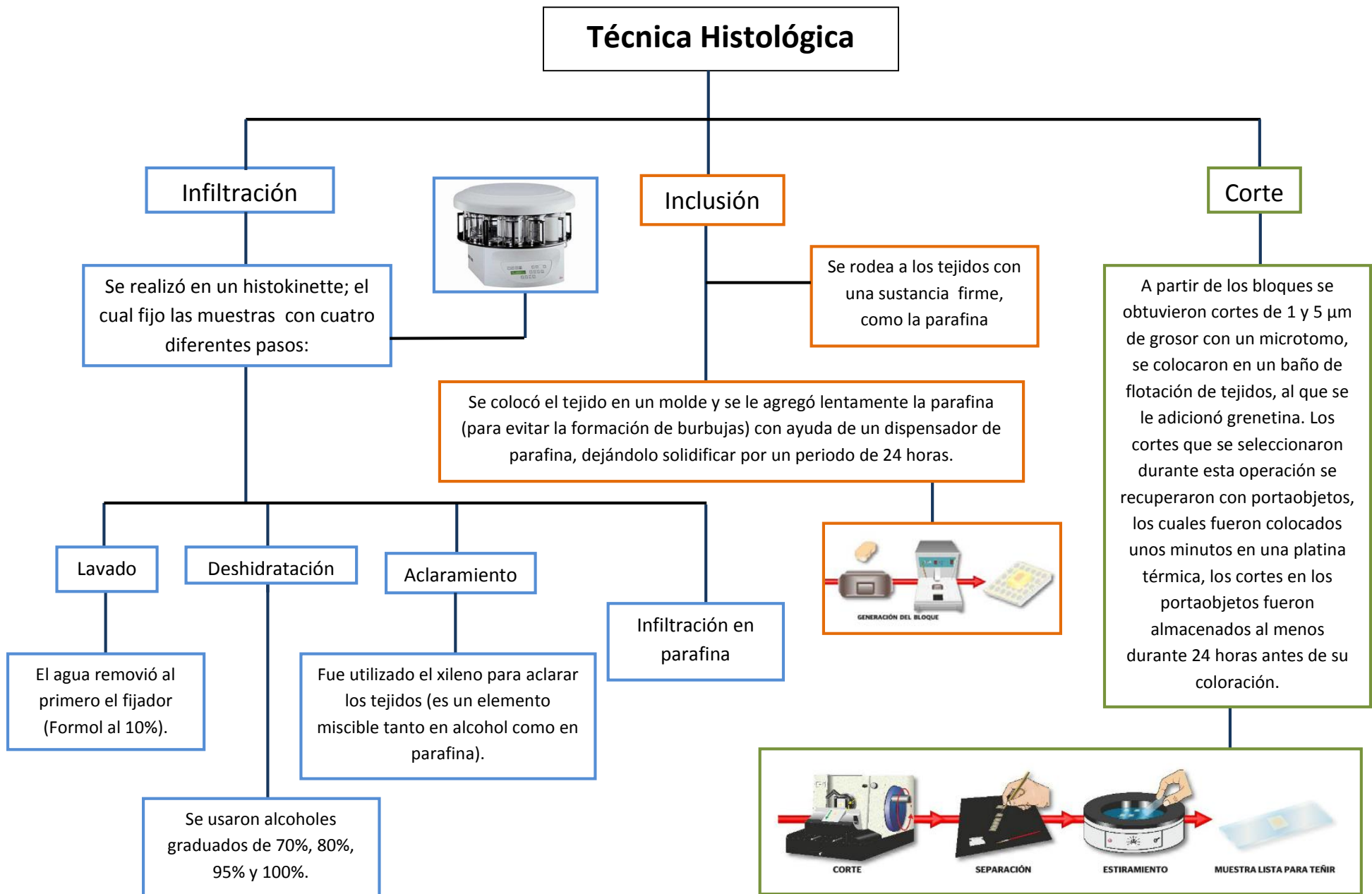
Los niveles de infección fueron determinados con los parámetros ecológicos propuestos por Bush et al. (1997):

- ❖ **Prevalencia:** número de huéspedes infectados con uno o más individuos de una especie particular de parásitos (o grupo taxonómico) dividido entre el número total de huéspedes revisados. Siempre se expresa en porcentaje.
- ❖ **Abundancia promedio:** número total de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de huéspedes, dividida entre el número total de huéspedes revisados.
- ❖ **Intensidad promedio:** número total de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de huéspedes, dividida entre los huéspedes infectados.
- ❖ **Intervalo de intensidad:** número mínimo y máximo de individuos de una especie particular de parásitos encontrada en una muestra de huéspedes.

4.7. Procesamiento histológico de los tejidos

Las porciones del intestino donde se encontró algún helminto fueron fijadas con formol al 10% con pH 7.2, posteriormente se cortaron y se colocaron en cápsulas, seguido del procedimiento habitual de técnica histológica (infiltración, inclusión y corte, los cuales se describen en la figura 14). Los cortes se realizaron con un grosor de 1 μm y 5 μm (Prophet et al., 1995). Las tinciones empleadas fueron: la técnica corriente de Hematoxilina-eosina (Anexo III) y tricrómica de Masson (Anexo IV). Lo anterior se realizó en el Departamento de Patología de la FMVZ-UNAM.

Figura 14. Diagrama de flujo donde se describe infiltración, inclusión y corte de la técnica histológica.



V. RESULTADOS

5.1. Recolecta

Se recolectó un total de 120 tubos digestivos de aves acuáticas pertenecientes a la subfamilia Anatinae, de las cuales 68 fueron hembras y 52 machos. En el cuadro 2 se observan las características de los ejemplares colectados.

Cuadro 2. Características de los huéspedes de donde se obtuvieron las muestras biológicas.

Nombre común	Nombre científico	Número de ejemplares	Edad	Machos	Hembras
Cerceta de alas azules	<i>Anas discors</i>	25	Adultos	14	11
Cerceta de alas verdes	<i>Anas creeca</i>	30	Adultos	11	19
Pato cucharon	<i>Anas clypeata</i>	22	Adultos	15	7
Pato Panadero	<i>Anas americana</i>	12	Adultos	6	6
Pato golondrino	<i>Anas acuta</i>	9	Adultos	5	4
Pato tepalcate	<i>Oxyura jamancensis</i>	22	Adultos	1	21

5.2. Revisión helmintológica y caracterización de la infección parasitaria

De los 120 tubos digestivos que se revisaron el 90.8% (109) fue positivo mínimo a un helminto, el 9.1% (11) fue negativo. Después del examen helmintológico se recuperó un total de 419 helmintos en estado adulto, de los cuales los nematodos representan el 42.72% (179), los trematodos el 41.28% (173), los cestodos el 11.93% (50) y los acantocéfalos el 4.05% (17). Se obtuvo una riqueza de 23: 6 trematodos, 4 cestodos, 11 nematodos y 2 acantocéfalos (Cuadro 3). El hábitat con mayor número de helmintos encontrados fue la molleja con 128 organismos pertenecientes a 4 especies, seguido intestino delgado con 103 ejemplares incluidos en 7 especies, ciego con 102 incluidos en 4 especies, proventrículo con 58 en 4, cloaca con 9 en un ejemplar incluido y el que menor cantidad presentó fue el buche con dos incluidos en una especie. El material de referencia (helmintos y cortes histológicos) se encuentra depositado en la Colección Nacional de Helmintos (CNHE) del Instituto de Biología de la UNAM, entre los números de catálogo del 9565 al 96323). En el cuadro 4 se muestran los resultados de los niveles de infección (prevalencia, abundancia promedio, intensidad promedio e intervalo de intensidad) para cada especie de helminto.

El huésped con mayor riqueza de helmintos fue *O. jamaicensis* (S=18), seguido por *A. americana* (S=13), *A. discors* (S=13), *A. clypeata* (S=12), *A. crecca* (S=11) y finalmente *A. acuta* (S=7). Huéspedes que presentaron mayor abundancia fue *O. jamaicensis*, seguido de *A. discors* y *A. crecca*, a diferencia con *A. americana* y *A. acuta* con la menor cantidad de helmintos.

El trematodo más abundante fue *A. burti* que registró la prevalencia más alta en *O. jamaicensis* (27.2%) y la más baja en *A. clypeata* (4.5%). El trematodo menos abundante fue *P. oxyurus*, que fue encontrado en *A. discors* y *O. jamaicensis*, la prevalencia en estos casos fue similar (4%).

Dentro de los cestodos el más abundante fue *Gastrotaenia cygni* y el huésped que presentó la prevalencia más alta fue *A. americana* (25%). El huésped con menor abundancia fue *Diorchis* sp., y el de mayor prevalencia fue *O. jamaicensis* (18.1%). Aunque *F. fasciolaris* y *C. megalops* no fueron de los cestodos más abundantes, se encontraron en 5 huéspedes, lo contrario ocurrió con los otros cestodos que se identificaron en una menor cantidad de especies de aves

Los nematodos con abundancias más altas fueron los que se encontraron en molleja: *Amidostomum* sp. y *Epomidiostomum uncinatum*, registraron la prevalencia más alta en *A. discors* (24% y 20%), respectivamente. La menor abundancia la tuvo *Streptocara* sp. registrando la prevalencia más alta *A. discors* (8%). Con respecto a los nematodos encontrados en proventrículo el más abundante fue *Tetrameres* sp. encontrados en todos los huéspedes estudiados con prevalencias altas. Los nematodos que registraron menor abundancia fueron los encontrados en buche (*C. contorta*) e intestino delgado (*Heterakis* sp., *Asacaridia* sp. y *Capillaria* sp.).

Los acantocéfalos fueron los menos abundantes. *Pseudocorynosoma constrictum* fue el más abundante presentando las prevalencias altas en *A. discors* (20%) y *A. clypeata* (22.7%). El menos abundante fue *Fillicolis* sp., solo se encontró en *A. crecca* con una prevalencia de 33%.

5.3. Hallazgos macroscópicos y microscópicos

El estudio macroscópico y microscópico demostró que un 41.66% (n=120) de patos parasitados presentaron lesiones relevantes asociadas a la presencia de helmintos. La descripción de los hallazgos macroscópicos y microscópicos se observa en el cuadro 5. La especie que presentó más cambios patológicos aparentes fue *O. jamancensis* con un 32%, por su parte *A. acuta* fue la especie que alcanzó una menor prevalencia con un 1%.

Los hallazgos macroscópicos y microscópicos se describen en el cuadro 5, solo se observaron cambios cuando las cargas parasitarias eran altas (con excepción de *Hystrichis* sp.). Destacan las lesiones causadas por lo acantocéfalos, donde la probocis penetró hasta la serosa, resultando ser las más severas, lo contrario ocurrió con los trematodos encontrados en ciego.

5.4. Determinación taxonómica de los helmintos identificados

En los cuadros del 6 al 9 se realiza la descripción morfológica de cada especie de helminto identificado taxonómicamente.

Cuadro 3. Lista de helmintos encontrados en aves acuáticas de la subfamilia Anatinae.

Especie	Huésped	Localización	Número de ejemplares
TREMATODOS			
<i>Zygocotyle lunata</i>	<i>A. acuta</i> <i>A. crecca</i> <i>O. jamaicensis</i>	Ciego	21
<i>Notocotylus triserialis</i>	<i>A. acuta</i> <i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>O. jamaicensis</i>	Ciego	23
<i>Notocotylus seineti</i>	<i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Ciego	58
<i>Psilochasmus oxyurus</i>	<i>A. discors</i> <i>O. jamaicensis</i>	Intestino delgado	5
<i>Australapatemon burti</i>	<i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Intestino delgado	60
<i>Cotylurus magniacetabulus</i>	<i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Yeyuno	6
CESTODOS			
<i>Fimbriaria fasciolaris</i>	<i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Intestino delgado	15
<i>Cloacotaenia megalops</i>	<i>A. acuta</i> <i>A. crecca</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Cloaca	9
<i>Gastrotaenia cygni</i>	<i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Proventrículo Molleja	21
<i>Diorchis</i> sp.	<i>A. clypeata</i> <i>O. jamaicensis</i>	Intestino delgado	5

Cuadro 3. Lista de helmintos encontrados en aves acuáticas de la subfamilia Anatinae

Especie	Huésped	Localización	Número de ejemplares
NEMATODOS			
<i>Echinuria uncinata</i>	<i>A. discors</i> <i>A. americana</i>	Proventrículo	6
<i>Tetrameres</i> sp.	<i>A. acuta</i> <i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Proventrículo	33
<i>Tetrameres fissispina</i>	<i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Proventrículo	17
<i>Hystrichis</i> sp.	<i>A. discors</i> <i>O. jamaicensis</i>	Proventrículo	2
<i>Streptocara</i> sp.	<i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i>	Molleja	3
<i>Amidostomum</i> sp.	<i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Molleja	48
<i>Epomidiostomum uncinatum</i>	<i>A. acuta</i> <i>A. crecca</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Molleja	56
<i>Capillaria</i> sp.	<i>A. clypeata</i> <i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Intestino delgado	5
<i>Capillaria contorta</i>	<i>A. americana</i> <i>O. jamaicensis</i>	Buche	3
* <i>Ascaridia</i> sp.	<i>O. jamaicensis</i>	Intestino delgado	2
* <i>Heterakis</i> sp.	<i>A. americana</i>	Ciego	4
ACANTOCÉFALOS			
<i>Pseudocorynosoma constrictum</i>	<i>A. acuta</i> <i>A. discors</i> <i>A. clypeata</i>	Intestino delgado	15
* <i>Fillicolis</i> sp.	<i>A. crecca</i>	Intestino delgado	2

* Primer registro para México.

Cuadro 4. Caracterización de las infecciones producidas por helminos en 6 especies de aves acuáticas migratorias del Lago de Atarasquillo.

Helminto	<i>A. discors</i> (n=25)				<i>A. crecca</i> (n=30)				<i>A. americana</i> (n=12)				<i>A. acuta</i> (n=9)				<i>A. clypeata</i> (n=22)				<i>O. jamaicensis</i> (n=22)			
	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II
TREMATODOS																								
<i>Zygocotyle lunata</i>	-	-	-	-	30	0.36	1.2	1-2	-	-	-	-	16.6	0.6	1.2	1-2	-	-	-	-	13.6	0.18	1.3	1-2
<i>Notocotylus triserialis</i>	12	0.32	2.6	1-6	6.66	0.13	2	1-3	-	-	-	-	11.1	0.33	3	3	18.1	0.18	1	1	4.54	0.18	4	4
<i>Notocotylus seneti</i>	12	0.6	5	2-10	6.66	0.5	7.5	5-10	8.33	0.08	1	1	-	-	-	-	18.1	0.95	5.25	2-10	9.09	0.27	3	2-4
<i>Psilochasmus oxyurus</i>	4	0.04	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4.54	0.18	4	4
<i>Australapatemon burti</i>	-	-	-	-	16.6	0.46	2.8	1-6	16.6	0.5	3	1-5	-	-	-	-	4.5	0.04	1	1	27.2	1.72	6.33	1.19
<i>Cotylurus magniacetabulus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	8.33	0.41	5	5	-	-	-	-	-	-	-	-	4.54	0.04	1	1
CESTODOS																								
<i>Fimbriaria fasciolaris</i>	4	0.04	1	1	13.3	0.13	1	1	16.6	0.16	1	1	-	-	-	-	4.54	0.04	1	1	27.2	0.27	1	1
<i>Cloacotaenia megalops</i>	-	-	-	-	10	0.1	1	1	8.33	0.08	1	1	11.1	0.11	1	1	4.54	0.04	1	1	13.6	0.13	3	1
<i>Gastrotaenia cygni</i>	8	0.16	2	2	-	-	-	-	25	1	4.3	1-10	-	-	-	-	13.6	0.13	1	1	4.5	0.04	1	1
<i>Diorchis</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4.54	0.04	1	1	18.1	0.18	1	1
NEMATODOS																								
<i>Echinuria uncinata</i>	4	0.08	2	2	-	-	-	-	25	0.33	2	1-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Tetrameres</i> sp.	8	0.12	1.5	1-2	10	0.2	2	1-4	16.6	0.16	1	1	22.2	4.5	1	1	13.6	0.45	3.33	1-5	18.8	0.18	2.5	1-4
<i>Tetrameres fissispina</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	33.3	0.59	3.2	2-5	-	-	-	-	-	-	-	-	4.5	0.18	4	4
<i>Hystrichis</i> sp.	4	0.04	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4.5	0.04	1	1
<i>Streptocara</i> sp.	8	0.08	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4.5	0.04	1	1	-	-	-	-

P=prevalencia, AP=Abundancia promedio, IP=intensidad promedio, II=intervalo de intensidad.

Cuadro 4. Caracterización de las infecciones producidas por helminos en 6 especies de aves acuáticas migratorias del Lago de Atarasquillo.

Helminto	<i>A. discors</i> (n=25)				<i>A. crecca</i> (n=30)				<i>A. americana</i> (n=12)				<i>A. acuta</i> (n=9)				<i>A. clypeata</i> (n=22)				<i>O. jamaicensis</i> (n=22)			
	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II	P	AP	IP	II
NEMATODOS																								
<i>Amidostomum</i> sp.	24	0.96	4	1-5	3.33	0.13	1	4	8.33	0.16	1	2	-	-	-	-	4.54	0.54	12	3-9	9.09	0.27	2	1-3
<i>Epomidiostomum uncinatum</i>	20	0.8	4	1-7	3.33	0.1	3	1-2	8.33	0.16	2	1	11.1	0.22	2	1	4.54	0.18	4	1-3	31.8	1.40	4.42	1-9
<i>Capillaria</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	16.6	0.16	1	1	-	-	-	-	9.09	0.90	1	1	4.54	0.45	1	1
<i>Capillaria contorta</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	8.33	0.16	2	2	-	-	-	-	-	-	-	-	4.54	0.45	1	1
<i>Ascaridia</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4.5	0.09	2	2
<i>Heterakis</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	16.6	0.33	2	1-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
ACANTOCÉFALOS																								
<i>Pseudocorynosoma constrictum</i>	20	0.2	1	1-5	3.3	0.03	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	22.7	0.40	1.8	2	-	-	-	-
<i>Fillicolis</i> sp.	-	-	-	-	3.3	0.06	2	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

P=prevalencia, AP=Abundancia promedio, IP=intensidad promedio, II=intervalo de intensidad.

Cuadro 5. Hallazgos macroscópicos y microscópicos.

Órgano	Helminto	Hallazgos macroscópicos	Hallazgos microscópicos
Proventrículo Molleja	<i>Gastrotaenia cygni</i>	En la molleja donde se encontraba la lesión se observaron áreas de 2 cm de diámetro o menos, no había capa cornea, una severa necrosis y un aspecto granular, (Figura 27-A). Con respecto al proventrículo se observaban úlceras y zonas de necrosis.	Se observan a nivel de la mucosa del proventrículo múltiples focos inflamatorios constituidos por linfocitos y escasos eosinófilos. A nivel de la luz de las glándulas se pueden ver las formas parasitarias (Figura 28-A Y 28-C). A nivel de la molleja no se observa reacción inflamatoria.
Intestino delgado	- <i>Australapatemon burti</i> - <i>Cotylurus magniacetabulus</i>	Ligera congestión y presencia de moco (más de 150 gusanos: figura 23-A)	Se observaron las formas parasitarias en la luz del yeyuno provocando hiperplasia linfoide marcada y rodeados por una abundante cantidad de moco (Figura 23-B Y 23-C).
	- <i>Pseudocorynosoma constrictum</i>	Engrosamiento de la pared intestinal circunscrito a la profunda área de penetración de los gusanos (Figura 33-B, 33-C y 33-D).	Se observó al acantocéfalo incrustado en la mucosa y un granuloma en la subserosa (Figura 34-A), además de una hiperplasia linfoide focal discreta e hiperplasia de las células productoras de moco. En algunos casos se observaron áreas de necrosis en la mucosa intestinal. El tronco de los acantocéfalos estaba rodeado por discreta hasta abundante cantidad de moco y células inflamatorias (Figura 34-B).
	- <i>Fillicolis</i> sp.	En algunas zonas de penetración se observaron nodulaciones blanquecinas de aproximadamente 2 mm de diámetro que hacían prominencia sobre la serosa (Figura 35-A y 35-B).	Se observó la presencia de un granuloma a nivel de la subserosa y en su interior la probóscide (Figura 36-A), también hay presencia de células gigantes, células epitelioides y heterófilo. El tronco estaba rodeado por moco (Figura 35-C y 36-B).

Cuadro 5. Hallazgos macroscópicos y microscópicos.

Órgano	Helminto	Hallazgos macroscópicos	Hallazgos microscópicos
Proventrículo	<i>Tetrameres</i> sp.	En la superficie de la mucosa del proventrículo se observaron nódulos de color rojo oscuro, de consistencia dura, con un diámetro de 1 a 1.5 cm aprox (Figura 16-C, 16-D, y 17-A). Al momento de incidir el nódulo se encontraron hembras grávidas de <i>Tetrameres</i> sp (Figura 16-A).	En las diferentes secciones de proventrículo observadas se encontró a las hembras grávidas de <i>Tetrameres</i> sp. en la luz del epitelio glandular (Figura 16-C y 17-C) rodeadas por algunas células gigantes, linfocitos y envueltas por una capsula de tejido conectivo fibrosos vascular. En otras laminillas se observaron secciones de los nematodos rodeados por moderada a numerosa cantidad de células inflamatorias (linfocitos y macrófagos). En otros casos no se presentó reacción inflamatoria.
	<i>Tetrameres fissispina</i>	Similares a los de las hembras de <i>Tetrameres</i> sp.	Los hallazgos microscópicos son similares a las hembras de <i>Tetrameres</i> sp. (Figura 19). Los machos presentaban un aspecto filiforme y se encontraban en la luz (Figura 18) del órgano rodeados por moderada cantidad de células inflamatorias (linfocitos y macrófagos).
	<i>Echinuria uncinata</i>	De los tres patos positivos a este nematodo 2 de ellos presentaron ulceras en la mucosa del proventrículo y uno mostró un nódulo de 0.5 x 0.5 cm aprox. de diámetro (Figura 15-A), de consistencia firme.	Se observó la presencia de un quiste, formado por dos capsulas, una interna y otra externa, llena de estructuras parasitarias (Figura 15-B y 15-C).
	<i>Hystrichis</i> sp.	De los dos patos positivos uno presentó un nódulo de 1.5 cm x 2 cm de diámetro de consistencia firme (Figura 21-A). El otro mostro solo el nematodo penetrando a nivel de la mucosa (Figura 21-B).	NA
Molleja	- <i>Amidostomum</i> sp. - <i>Epomidiostomun uncinatum</i>	El epitelio queratinoide se desprendía con facilidad cuando se presentaron de 20 a 30 nematodos. En el momento que se removió la capa cornea se observaron hemorragias de diferentes tamaños (Figura 24-A, 25-A, 26-A y 26-B).	Las secciones de mollejas que se observaron presentaron múltiples nematodos incrustados en el epitelio queratinoide sin respuesta inflamatoria. Otros cortes mostraban a los parásitos libres y adheridos al epitelio queratinoide con hiperplasia linfoide discreta difusa, se encontraban rodeados por abundante, moderada o discreta cantidad de moco (dependía de la cantidad de nematodos) y presencia de células inflamatorias (macrófagos y linfocitos) a nivel del epitelio basal (Figura 24-C, 25-C y 26-C).

NA= No se encontró el parásito en las laminillas.

Cuadro 5. Hallazgos macroscópicos y microscópicos.

Órgano	Helminto	Hallazgos macroscópicos	Hallazgos microscópicos
Intestino delgado	- <i>Fimbriaria fasciolaris</i> - <i>Diorchis</i> sp.	Hiperemia y enteritis catarral (Figura 29-B, 29-C, 30-A, 30-B y 30-D).	En la luz del intestino (yeyuno) se observaron proglótidos (Figura 29-D, 29-E, 30-C y 30-E) rodeados por una discreta hasta abundante cantidad de moco, en algunos casos se presentaba detritus celular. A nivel de la mucosa había presencia de discreta hasta abundante cantidad de células inflamatorias (macrófagos y linfocitos). También se observó hiperplasia de las células productoras de moco e hiperplasia linfoide discreta hasta grave, todo dependía de la cantidad de proglótidos. Se observó un escólex adherido a la mucosa del intestino delgado rodeado por escasos heterofilos y abundantes linfocitos (Figura 31-A y 31-B).
Ciego	- <i>Zygocotyle lunata</i>	Ligera congestión (Figura 22-A y 22-C).	En la luz del ciego se observó una hiperplasia linfoide discreta y moderada. Los trematodos se observaron rodeados por detritus celular (Figura 22-D y 22-E).
	- <i>Notocotylus</i> sp.	Ligera congestión (Figura 29-B y 29-C).	Estos trematodos se observaron en la luz del ciego con una hiperplasia linfoide discreta, marcada o grave. Algunos trematodos presentaron a nivel de la mucosa una discreta cantidad de células inflamatorias (linfocitos y macrófagos), rodeados por discreta cantidad de moco. En casos más severos estaban delimitados por células gigantes y tejido linfoide en la serosa (Figura 29-A).
Cloaca y yeyuno	- <i>Cloacotaenia megalops</i>	Hiperemia y enteritis catarral (Figura 32-A).	En la luz del yeyuno se observaron proglótidos rodeados por una abundante cantidad de moco. También se presentó hiperplasia linfoide moderada difusa e hiperplasia de las células productoras de moco (Figura 32-C).

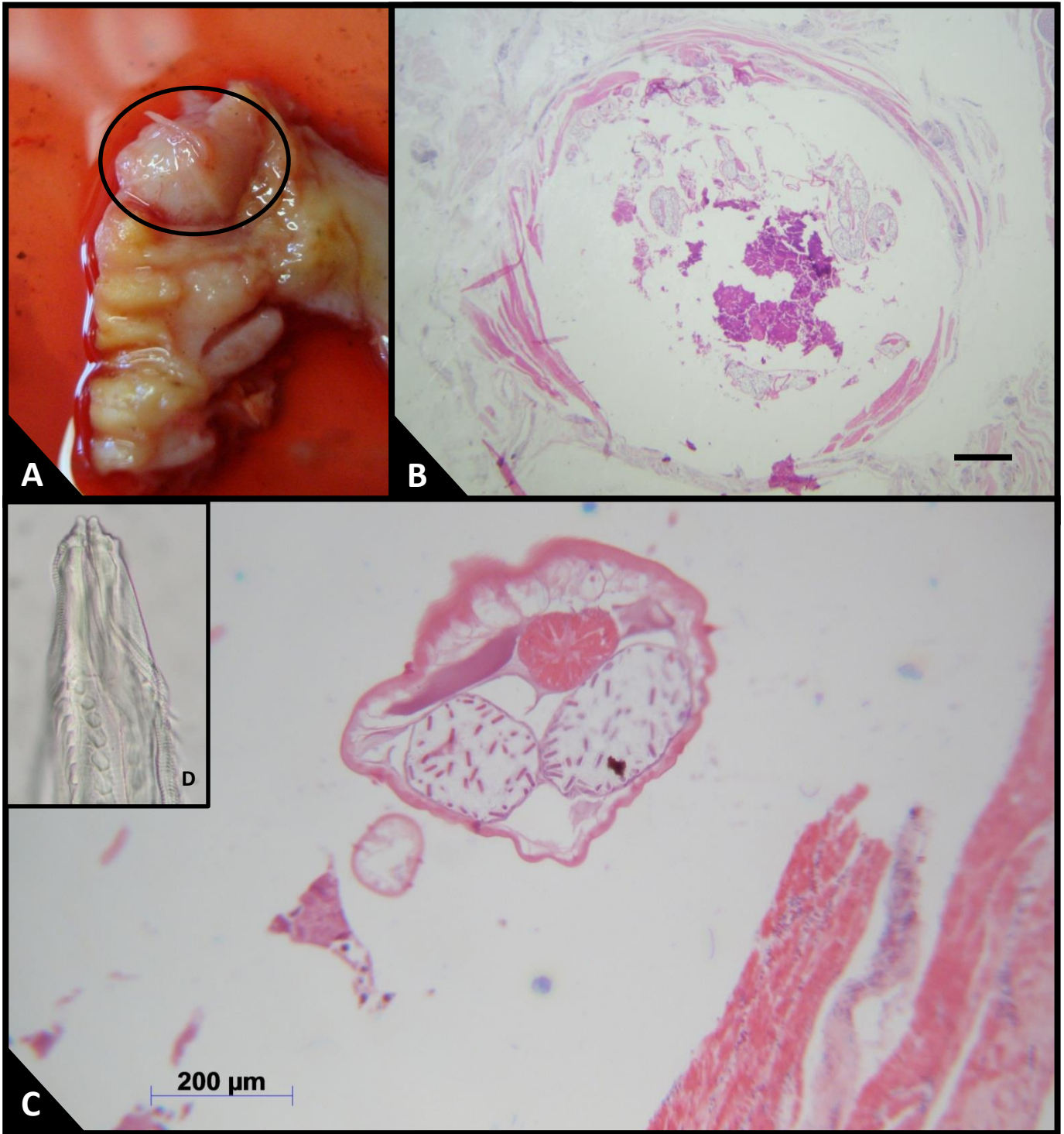


Figura 15. Proventrículo de *A. americana*. **A)** nódulo donde se encontraron nematodos de *E. uncinata*. **B)** quiste. H-E. Barra=1 mm. **C)** quiste en detalle donde se observan estructuras parasitarias, H-E. **D)** *E. uncinata* (4X).

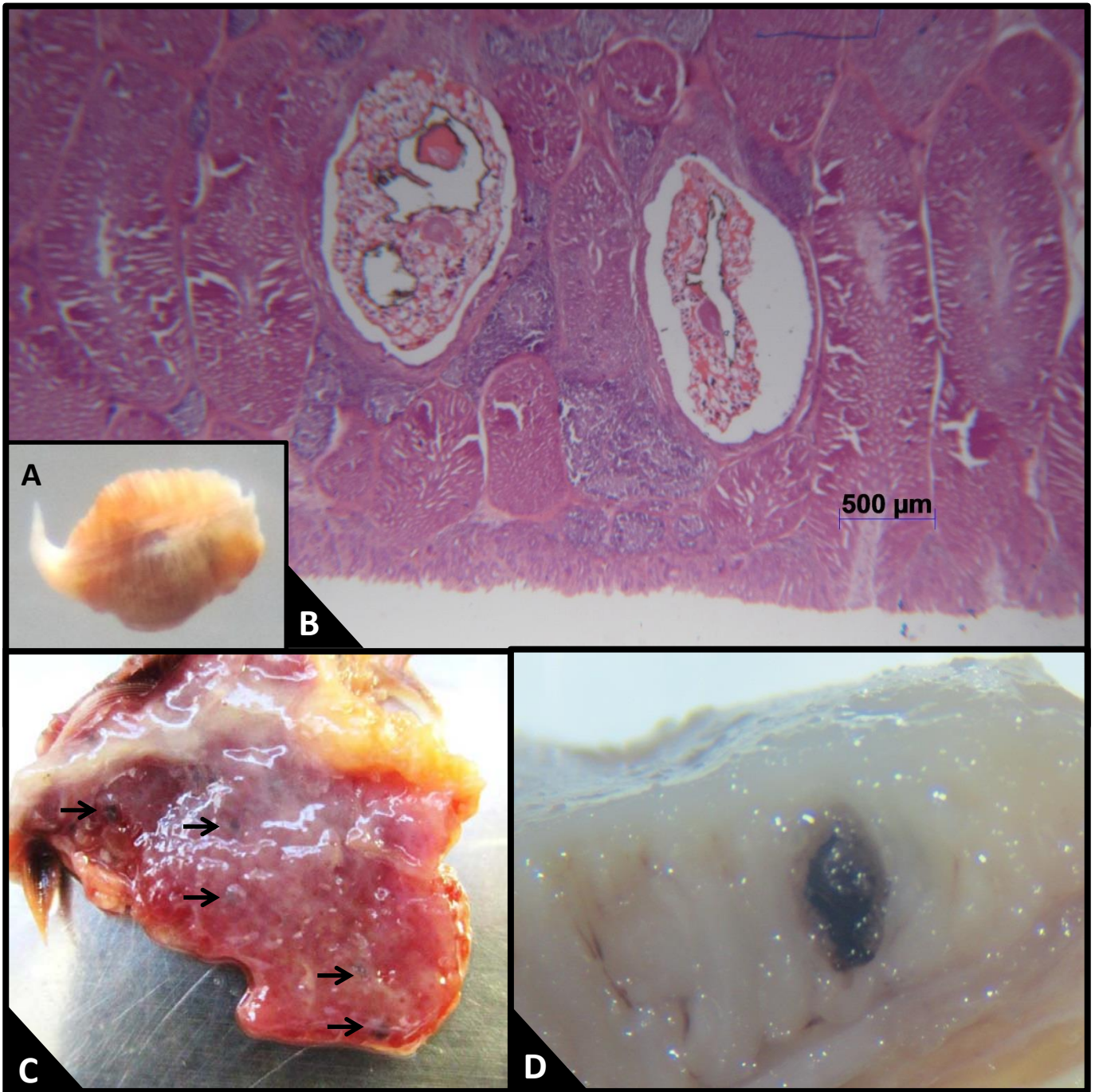


Figura 16. Proventriculo de *A. clypeata*. **A)** hembra grávida de *Tetrameres* sp. **B)** glándulas dilatadas y en su interior se observa la presencia del nematodo. H-E. **C)** nódulos en los cuales se encontraban las hembras grávidas de *Tetrameres* sp. (flechas). **D)** se observan las hembras de *Tetrameres* sp. dentro de las glándulas dilatadas del proventriculo.

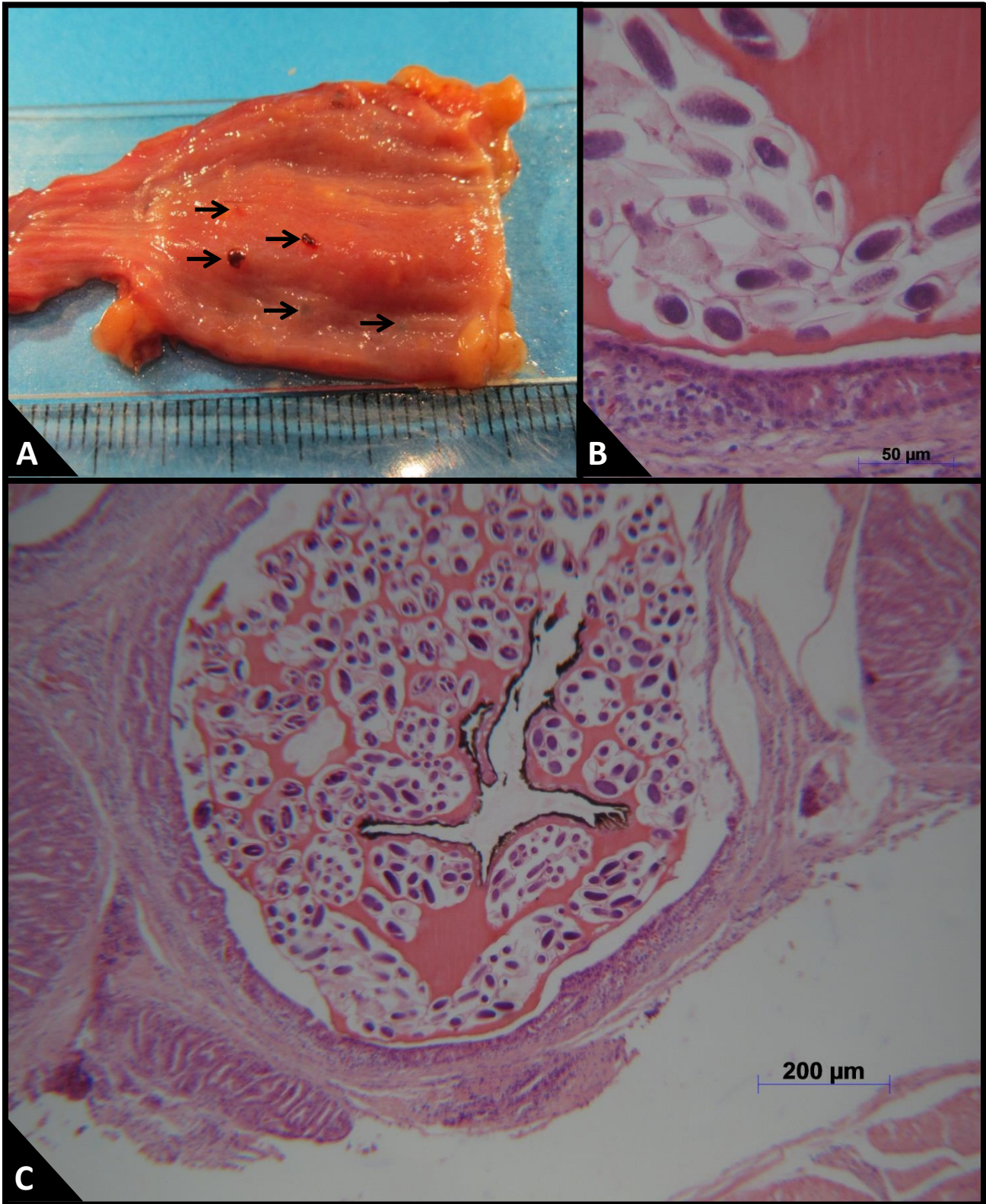


Figura 17. Proventrículo de *A. discors*. **A)** nódulos (flechas), algunos de ellos se incidieron donde se observan la hembras gravidas de *Tetrameres* sp. **B)** huevos de *Tetrameres* sp. H-E. **C)** sección de nematodos en la luz del epitelio glandular. H-E.

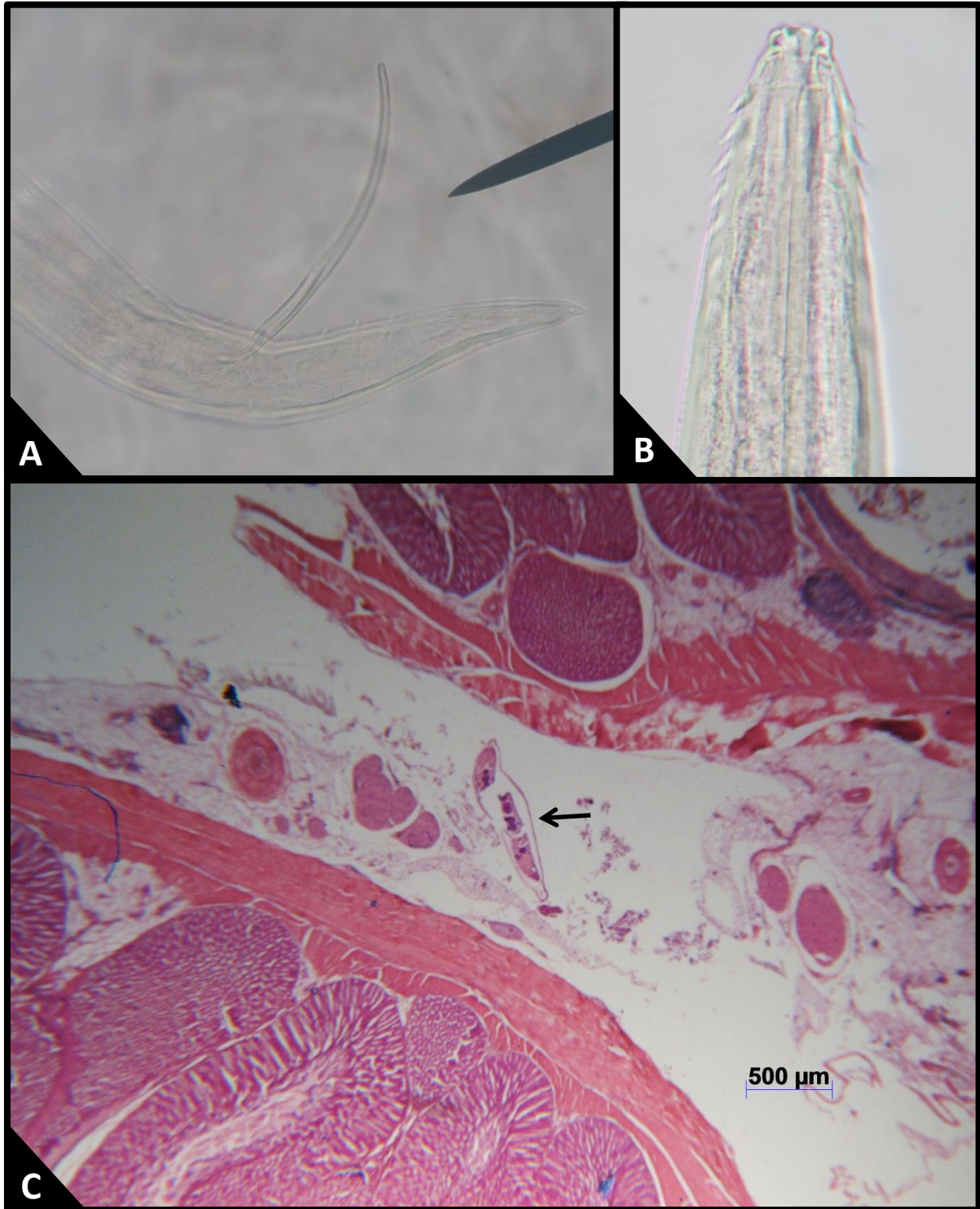


Figura 18. Macho de *Tetrameres fissispina* **A)** espícula. **B)** parte anterior (10X). **C)** macho de *T. fissispina* (flecha) presentaba un aspecto filiforme y se encontraba en la luz del proventrículo de *O. jamaicensis*. H-E.

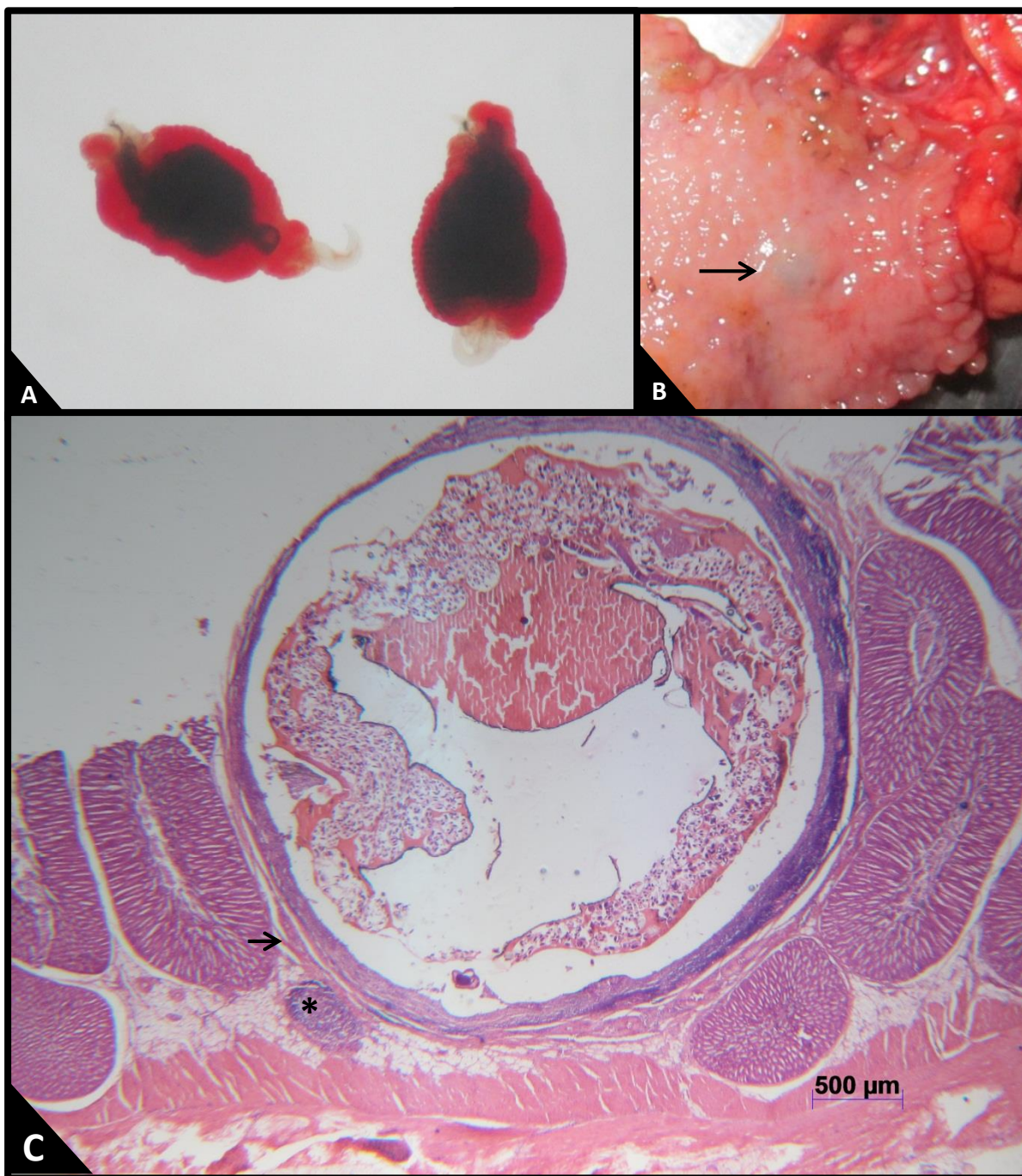


Figura 19. Proventrículo de *O. jamaicensis*. **A)** hembras grávidas de *Tetrameres fissispina* **B)** nódulo. **C)** sección de proventrículo observándose hembras grávidas de *T. fissispina* a la mucosas del proventrículo y rodeadas por algunas células gigantes (asterisco), linfocitos y envuelto por una capsula de tejido conectivo fibroso vascular (flecha) desplaza a las glándulas del proventrículo.

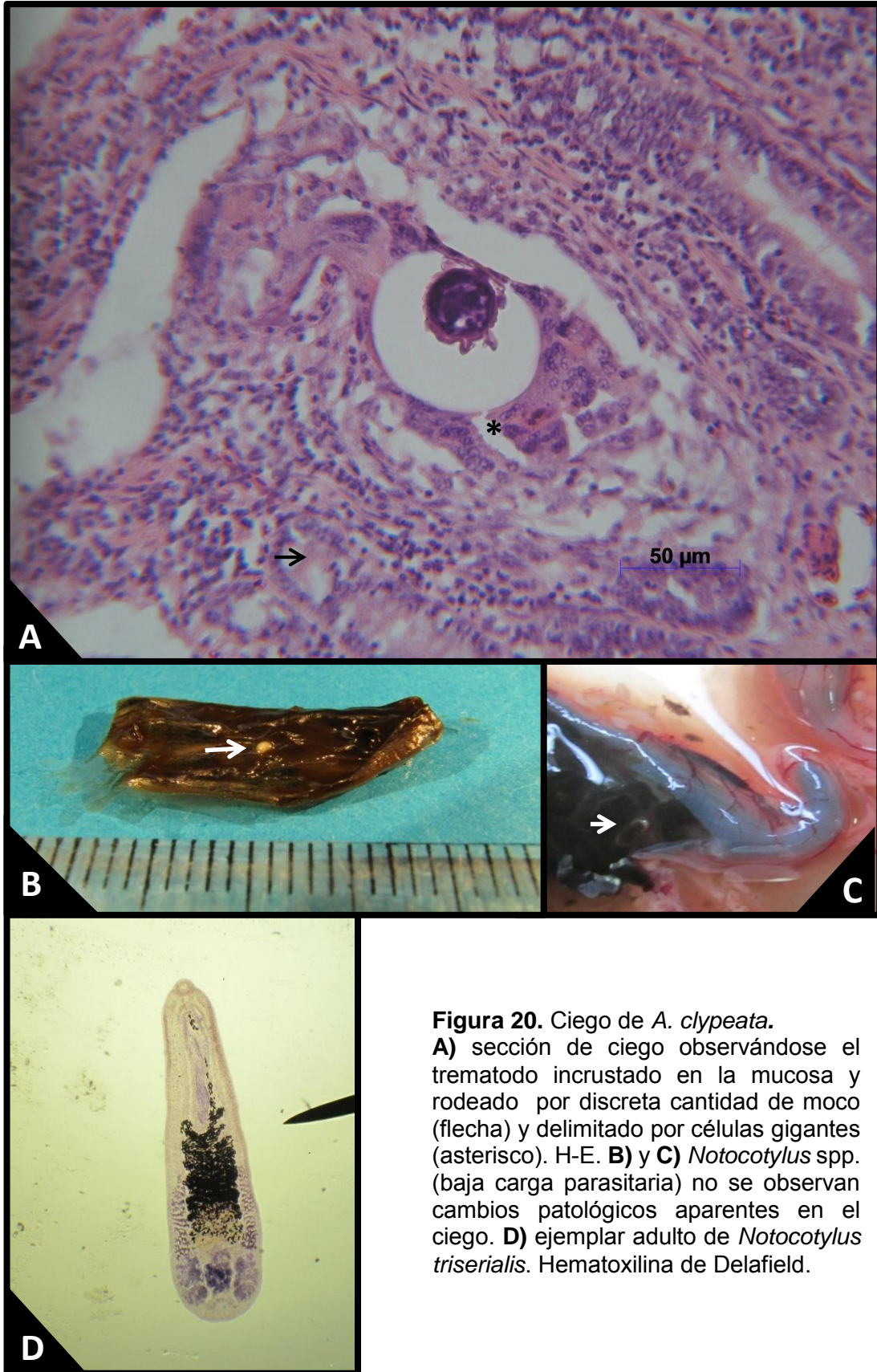


Figura 20. Ciego de *A. clypeata*.
A) sección de ciego observándose el trematodo incrustado en la mucosa y rodeado por discreta cantidad de moco (flecha) y delimitado por células gigantes (asterisco). H-E. **B)** y **C)** *Notocotylus* spp. (baja carga parasitaria) no se observan cambios patológicos aparentes en el ciego. **D)** ejemplar adulto de *Notocotylus triserialis*. Hematoxilina de Delafield.

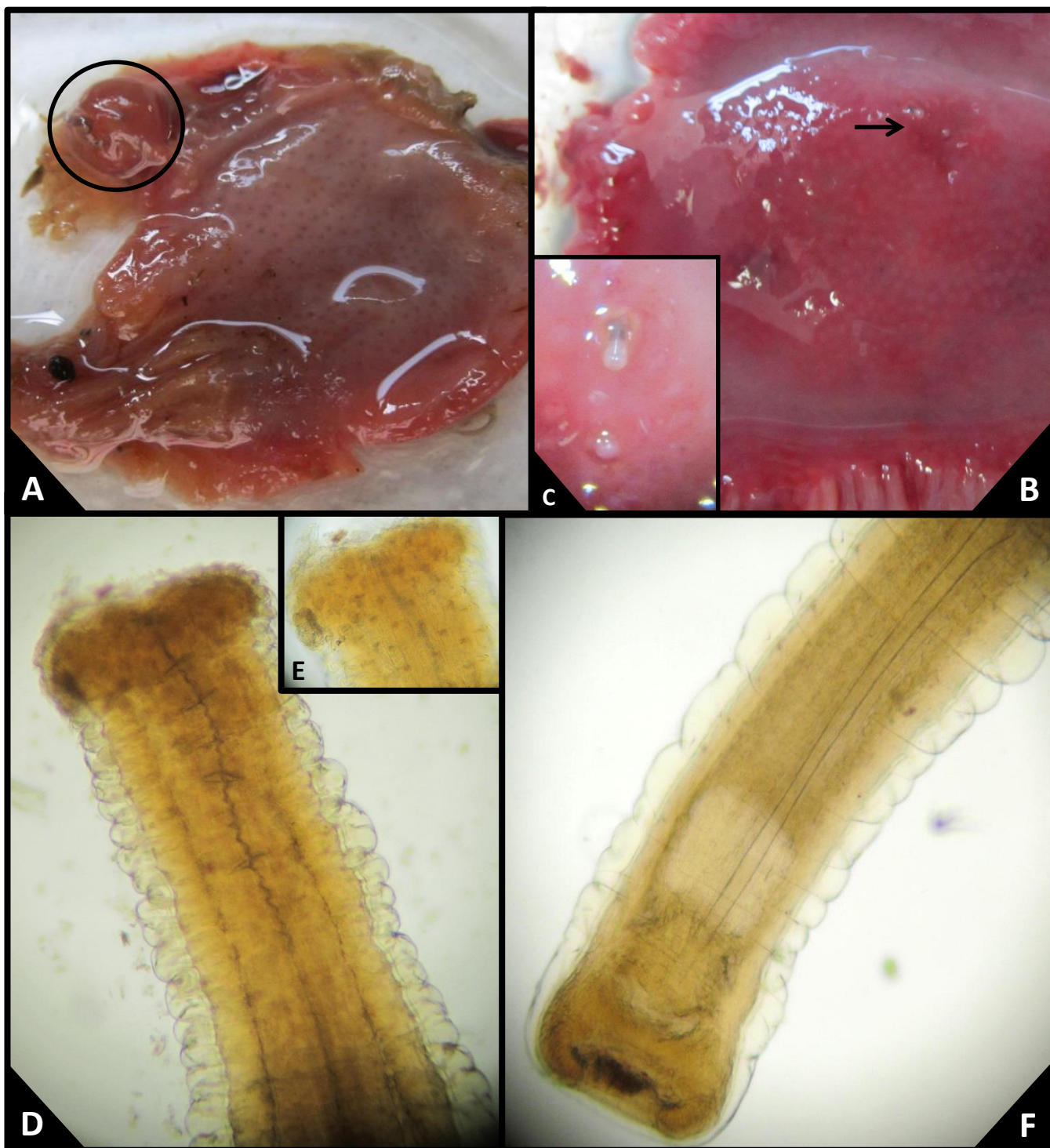


Figura 21. *Hystrichis* sp. **A)** nódulo (circulo) donde se encontró el nematodo. **B)** *Hystrichis* sp. (flecha) en la mucosa del proventrículo. **C)** *Hystrichis* sp. **D)** parte anterior (4X). **E)** se observan a detalle las espinas de (40X). **F)** parte posterior (4X).

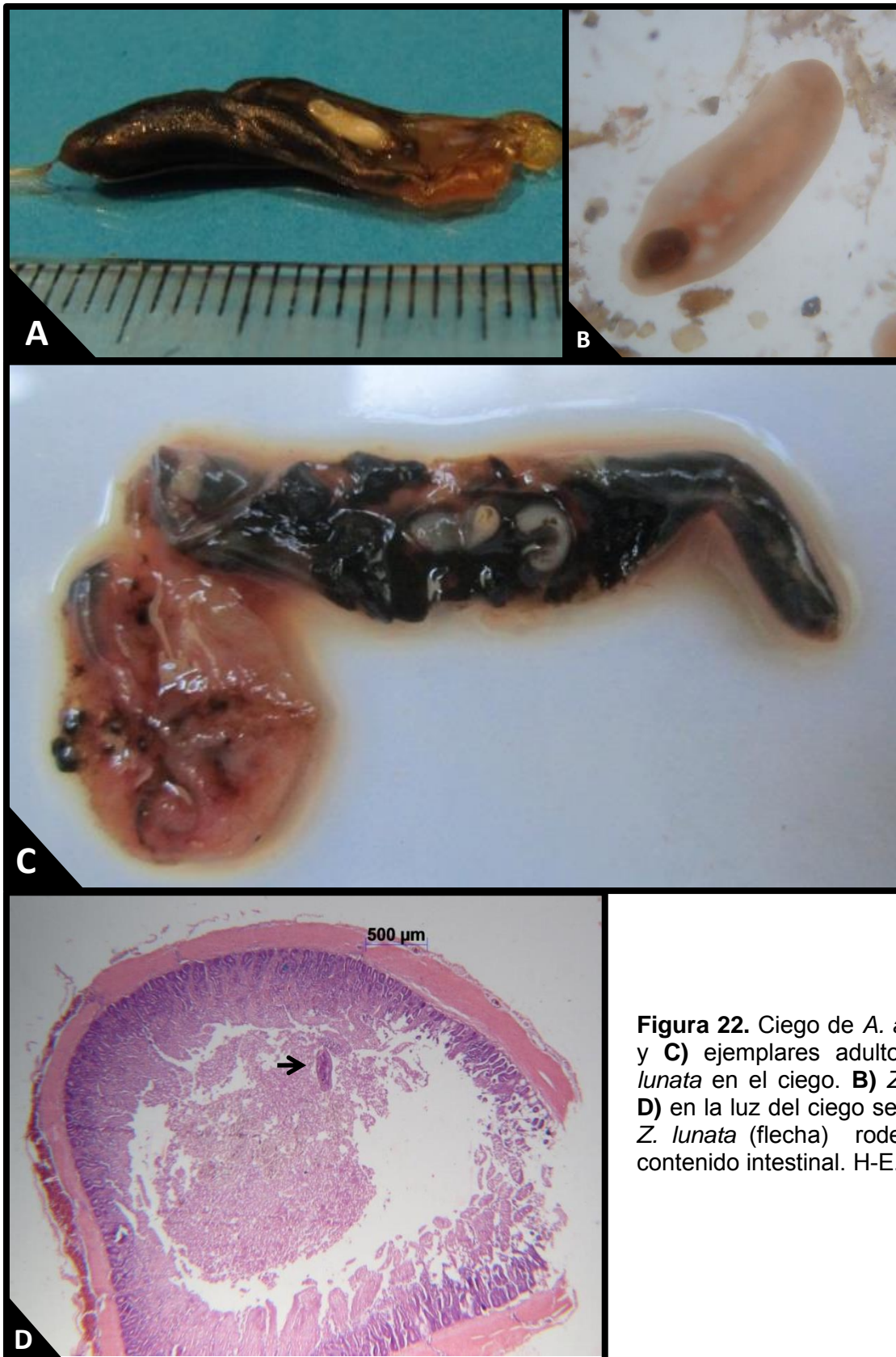
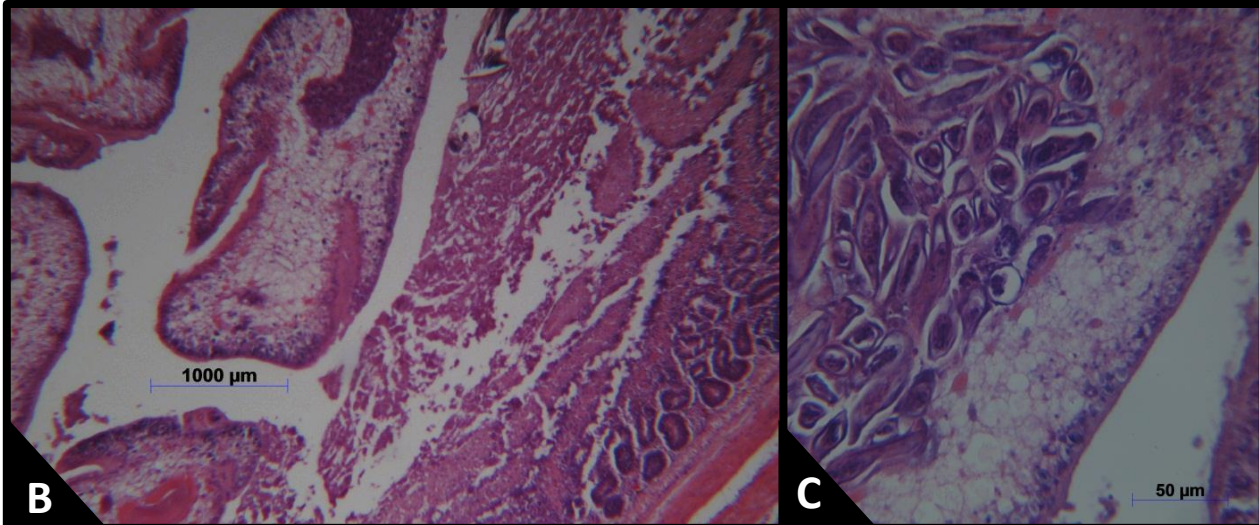


Figura 22. Ciego de *A. acuta*. **A)** y **C)** ejemplares adultos de *Z. lunata* en el ciego. **B)** *Z. lunata*. **D)** en la luz del ciego se observa *Z. lunata* (flecha) rodeado por contenido intestinal. H-E.

Figura 23. Yeyuno de *A. americana*. **A)** estrigeidos en la mucosa del yeyuno donde se observa una ligera congestión y presencia de moco. **B)** y **E)** estrigeidos en la luz del yeyuno rodeados por abundante cantidad de moco. H-E. **C)** huevos, **D)** huevos de estrigeidos. H-E.



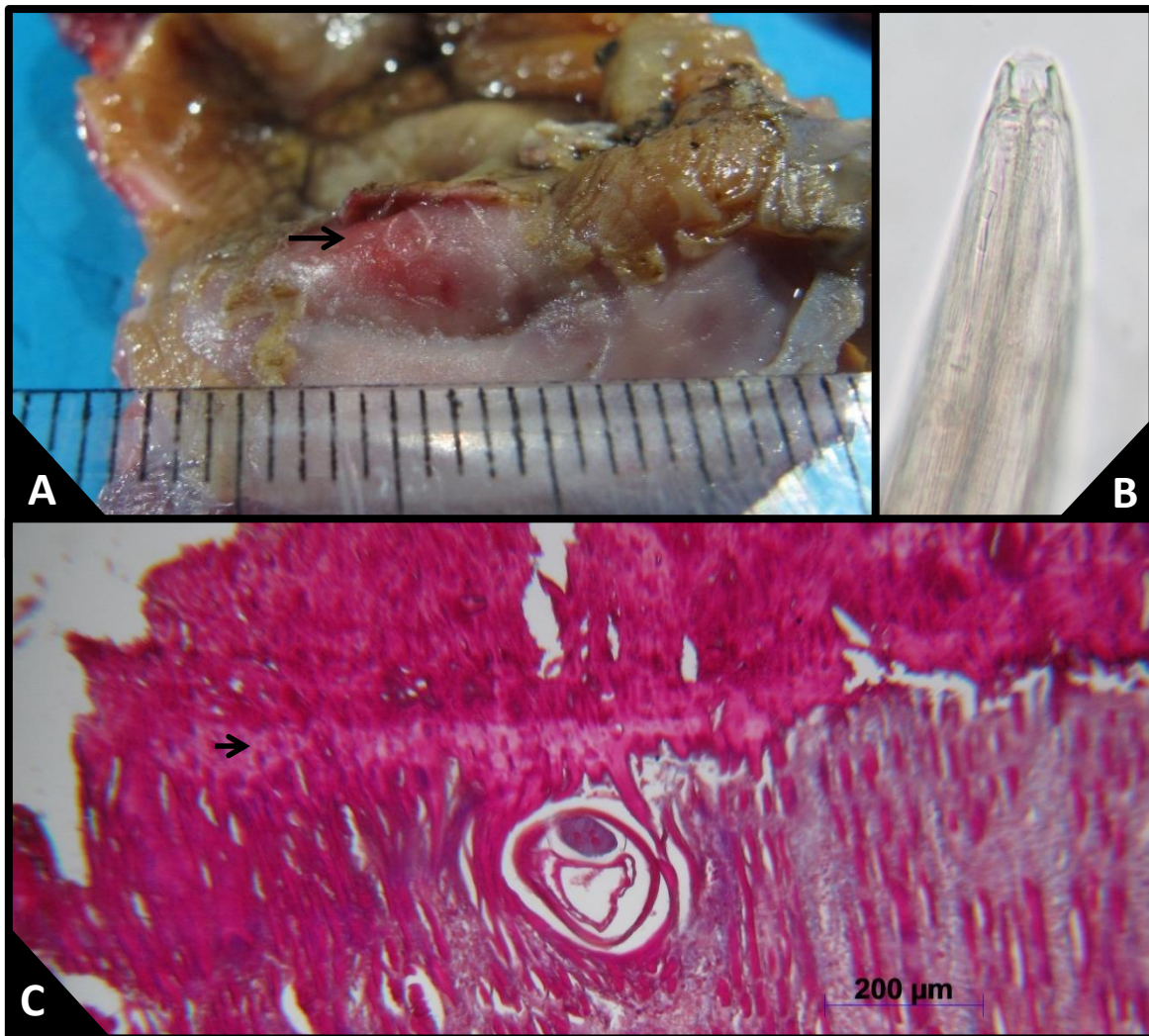


Figura 24. Molleja de *A. americana*. **A)** hemorragias (flecha) causados por nematodos del genero *Amidostomum* sp. **B)** parte anterior de *Amidostomum* sp. (4X). **C)** parásitos debajo del epitelio queratinoide rodeados por una abundante cantidad de moco (flecha). Masson.

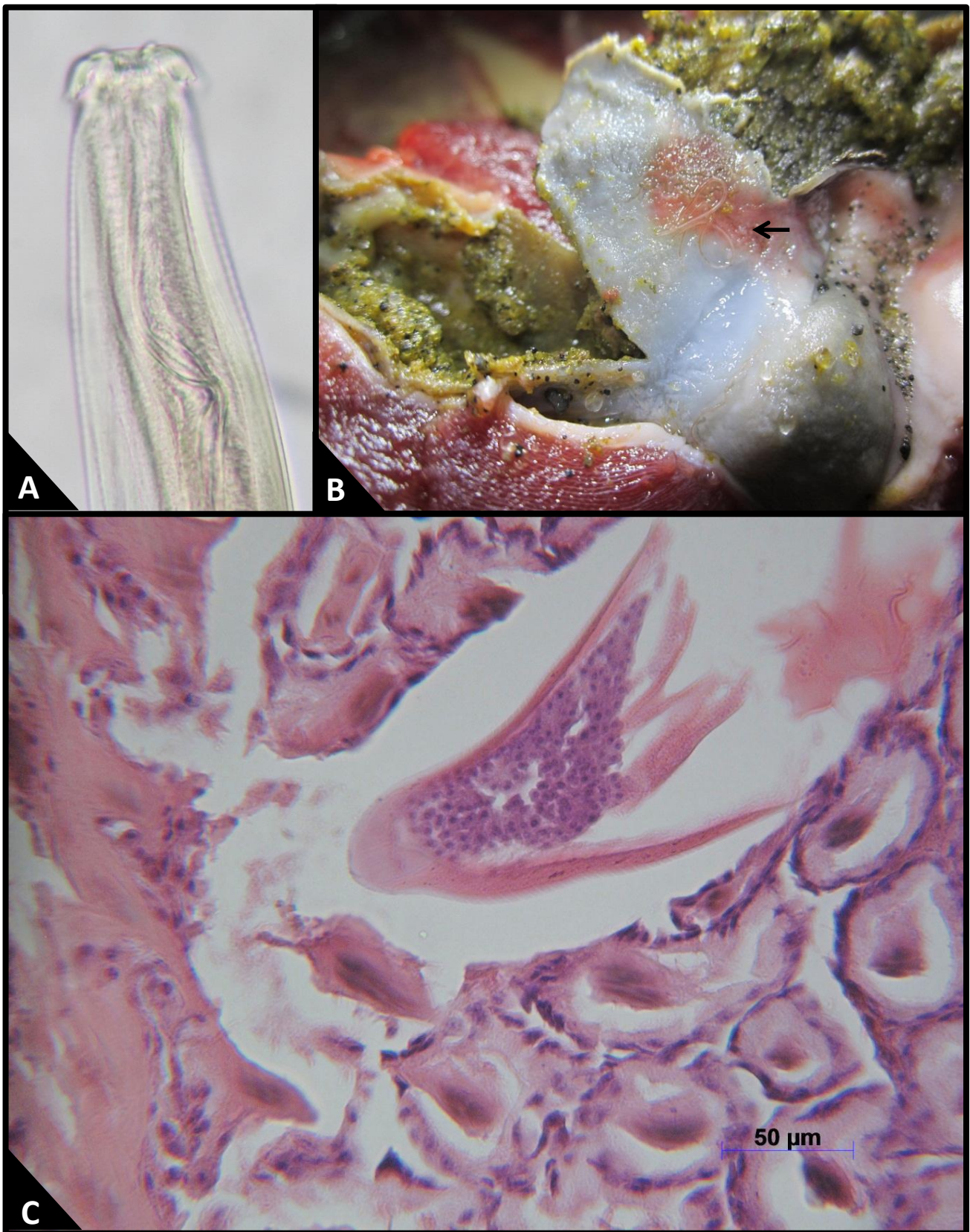


Figura 25. Molleja de *O. jamaicensis*. **A)** parte anterior de *E. uncinatum*. **B)** hemorragia y presencia de *E. uncinatum* en el epitelio queratinoide. **C)** *E. uncinatum* en la capa muscular. H-E.

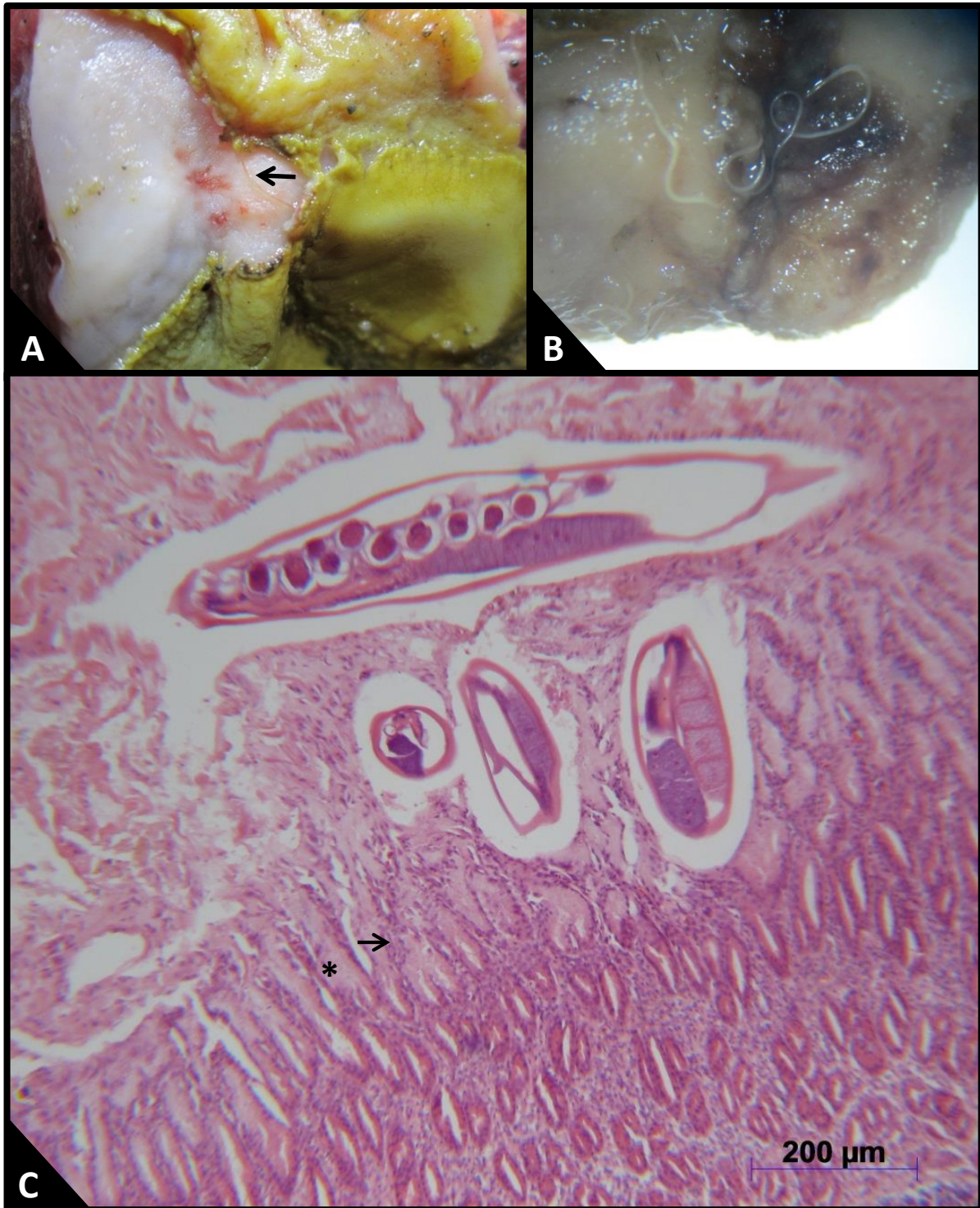


Figura 26. Molleja de *A. acuta* **A)** y **B)** hemorragias causadas por *Epomidiostomun uncinatum* y *Amidostomum* sp. en la capa muscular de la molleja y a la derecha se ve dicho nematodo. **C)** presencia de nematodos por debajo de epitelio queratinoide, rodeados por moco (asterisco) e hiperplasia de la celuas productoras de moco (flecha).

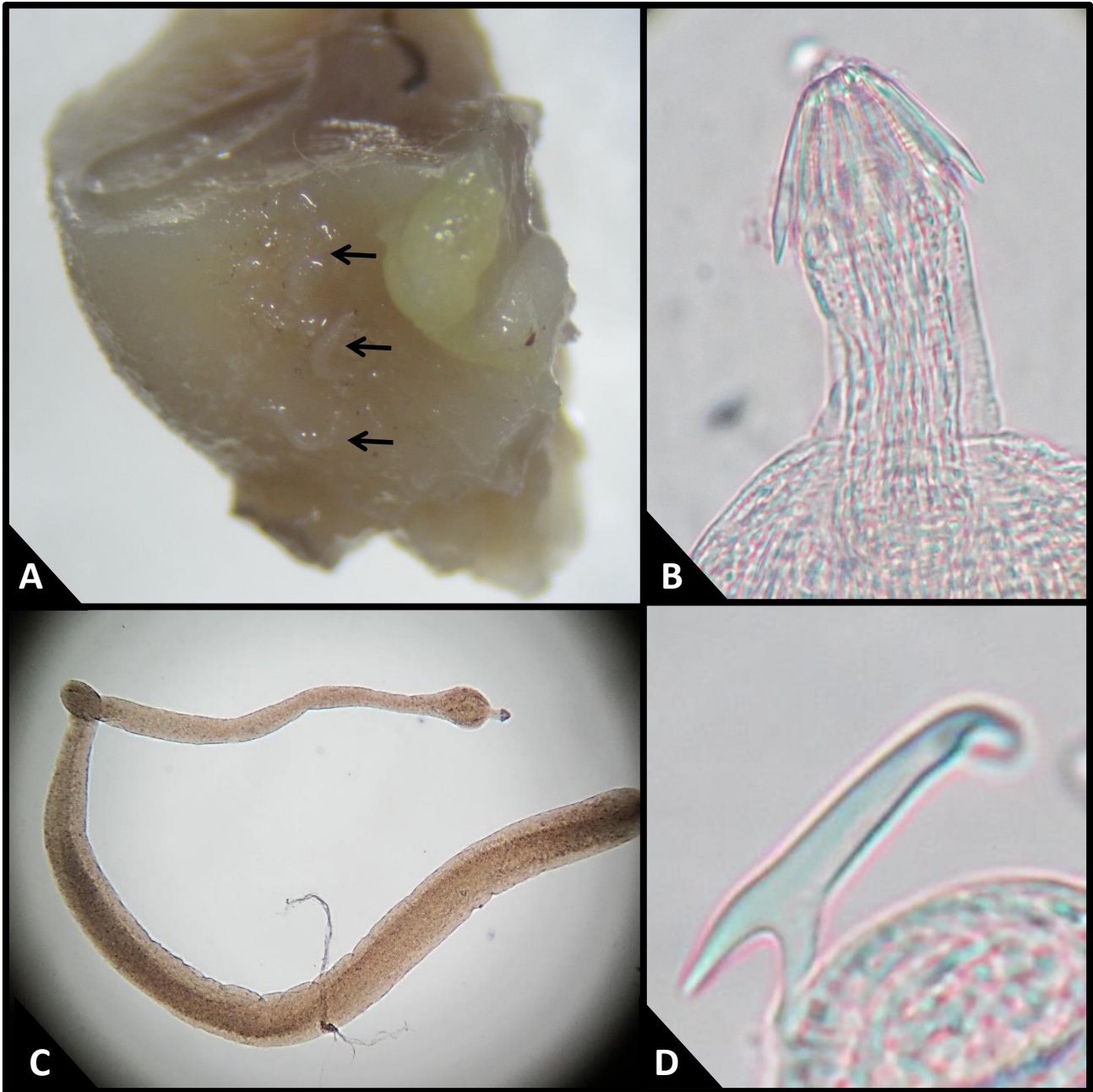


Figura 27. Molleja de *A. clypeata*. **A)** cestodos de *Gastrotaenia cygni* adheridos a la capa muscular de la molleja de *A. discors*. **B)** escólex. **C)** *Gastrotaenia cygni*. **D)** gancho.

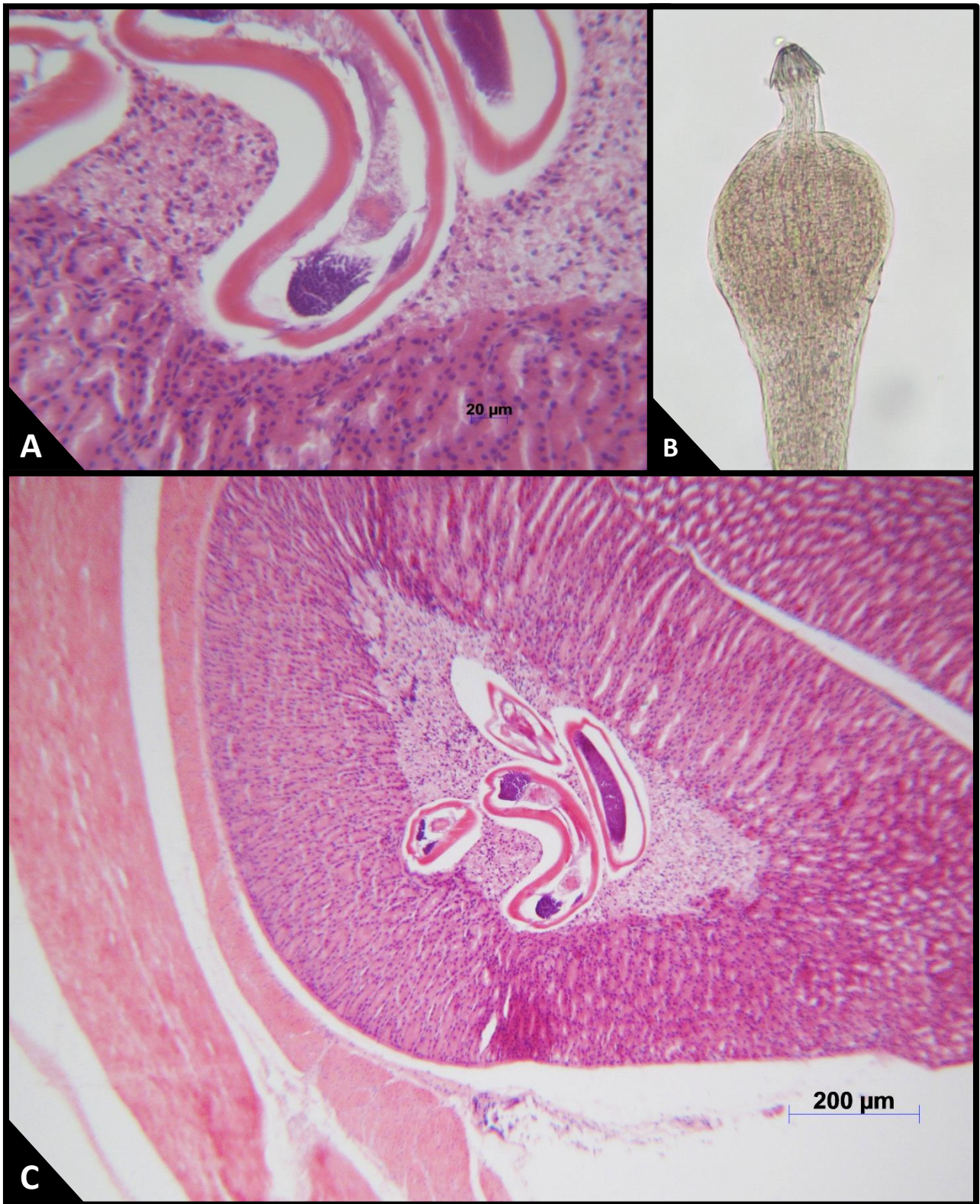


Figura 28. Proventrículo de *A. americana*. **A)** (acercamiento) y **C)** se observan nivel de la luz de las glándulas del proventriculo las formas parasitarias de *Gastrotaenia cygni*. **B)** escólex de *Gastrotaenia cygni*.

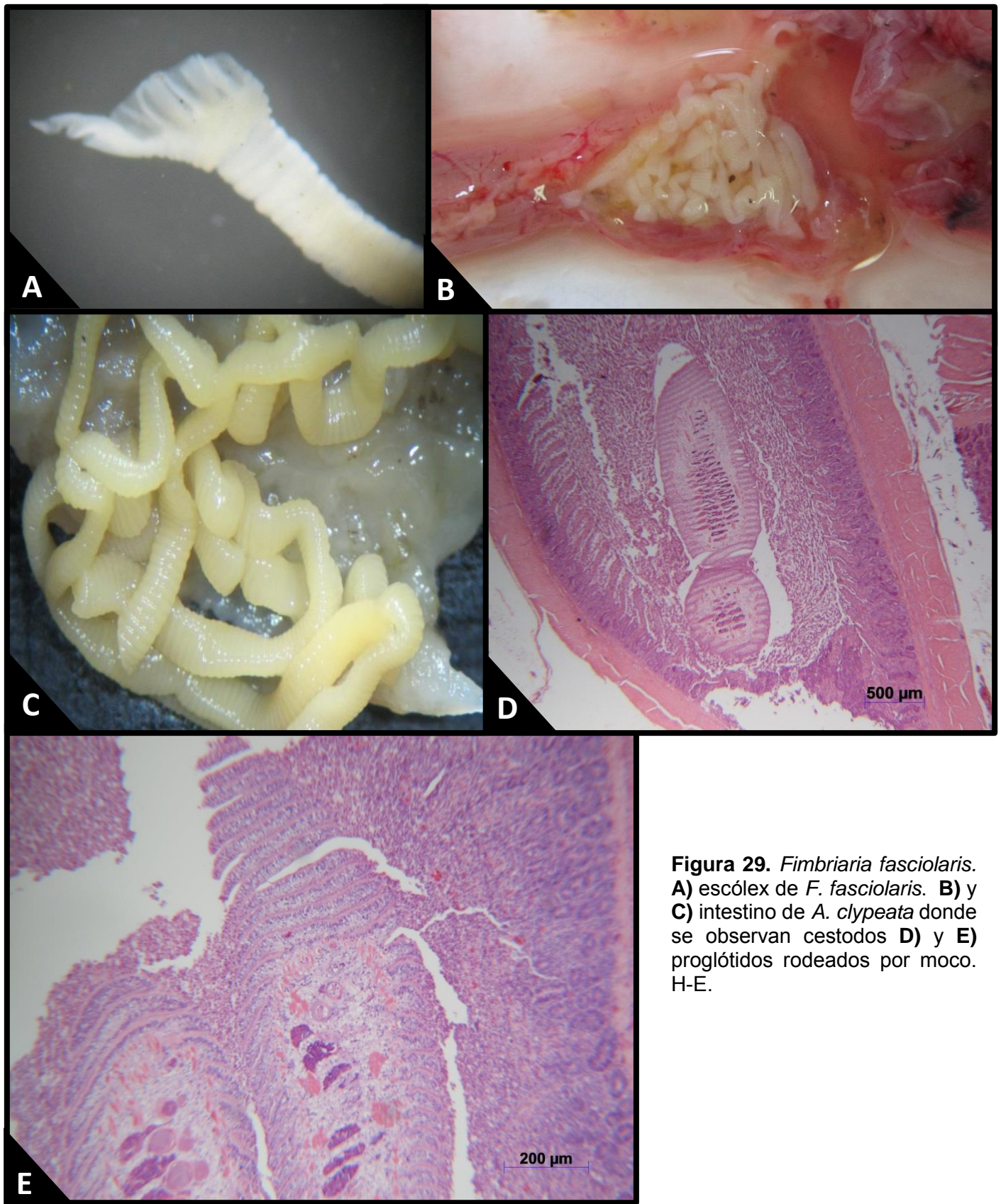


Figura 29. *Fimbriaria fasciolaris*. **A)** escólex de *F. fasciolaris*. **B)** y **C)** intestino de *A. clypeata* donde se observan cestodos **D)** y **E)** proglótidos rodeados por moco. H-E.

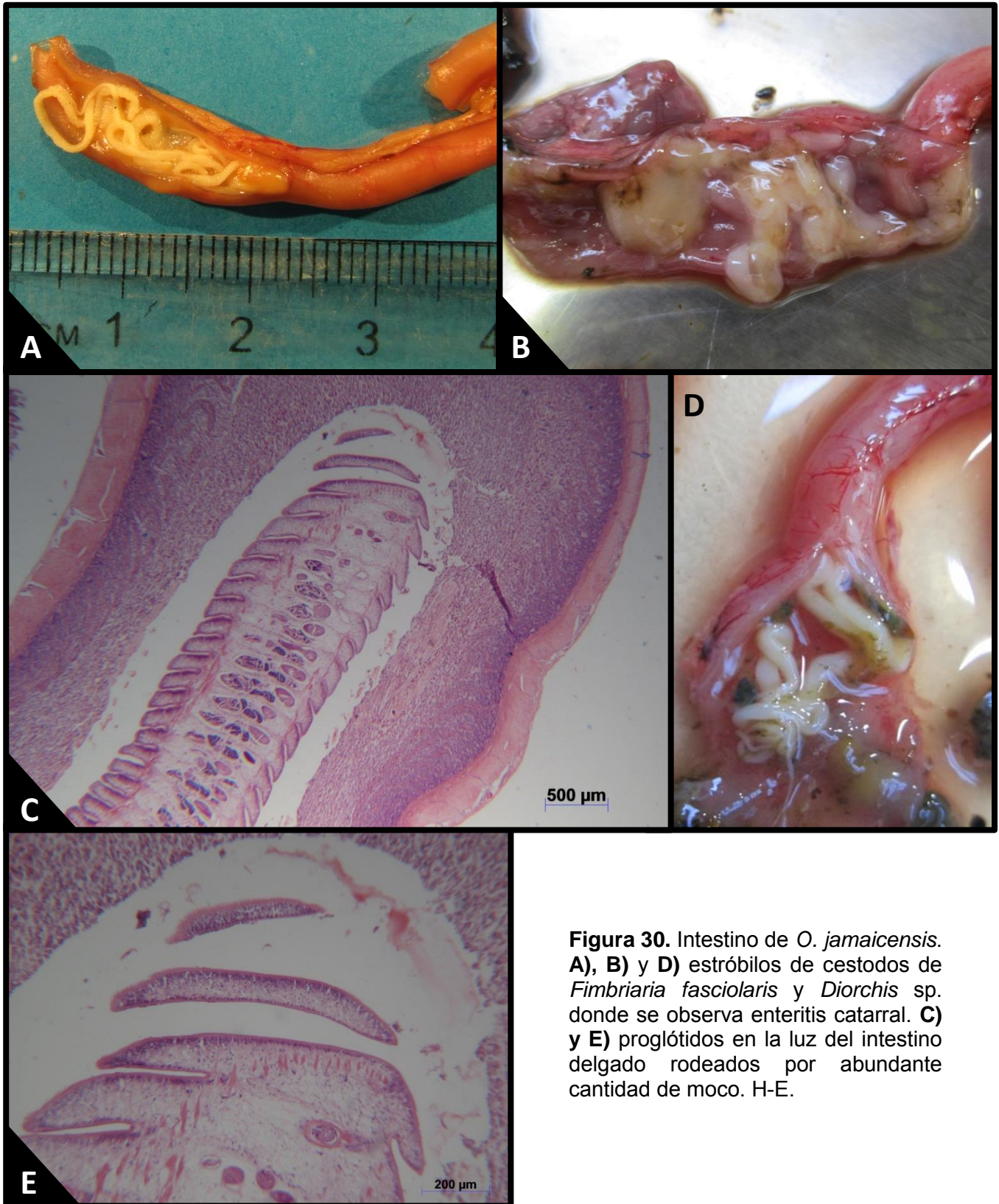


Figura 30. Intestino de *O. jamaicensis*. **A), B) y D)** estróbilos de cestodos de *Fimbriaria fasciolaris* y *Diorchis* sp. donde se observa enteritis catarral. **C) y E)** proglótidos en la luz del intestino delgado rodeados por abundante cantidad de moco. H-E.

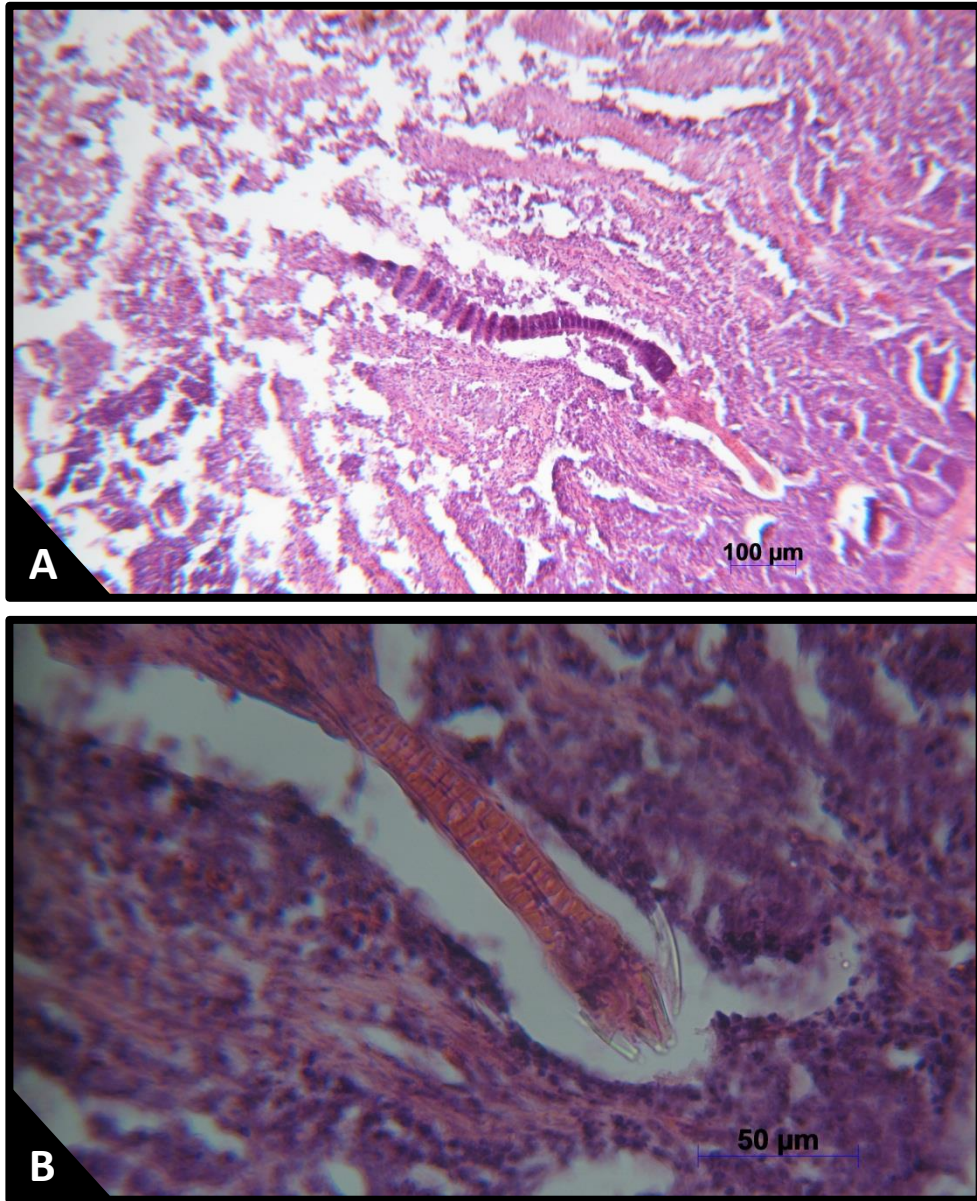


Figura 31. A) y B) escólex en la mucosa del intestino delgado.

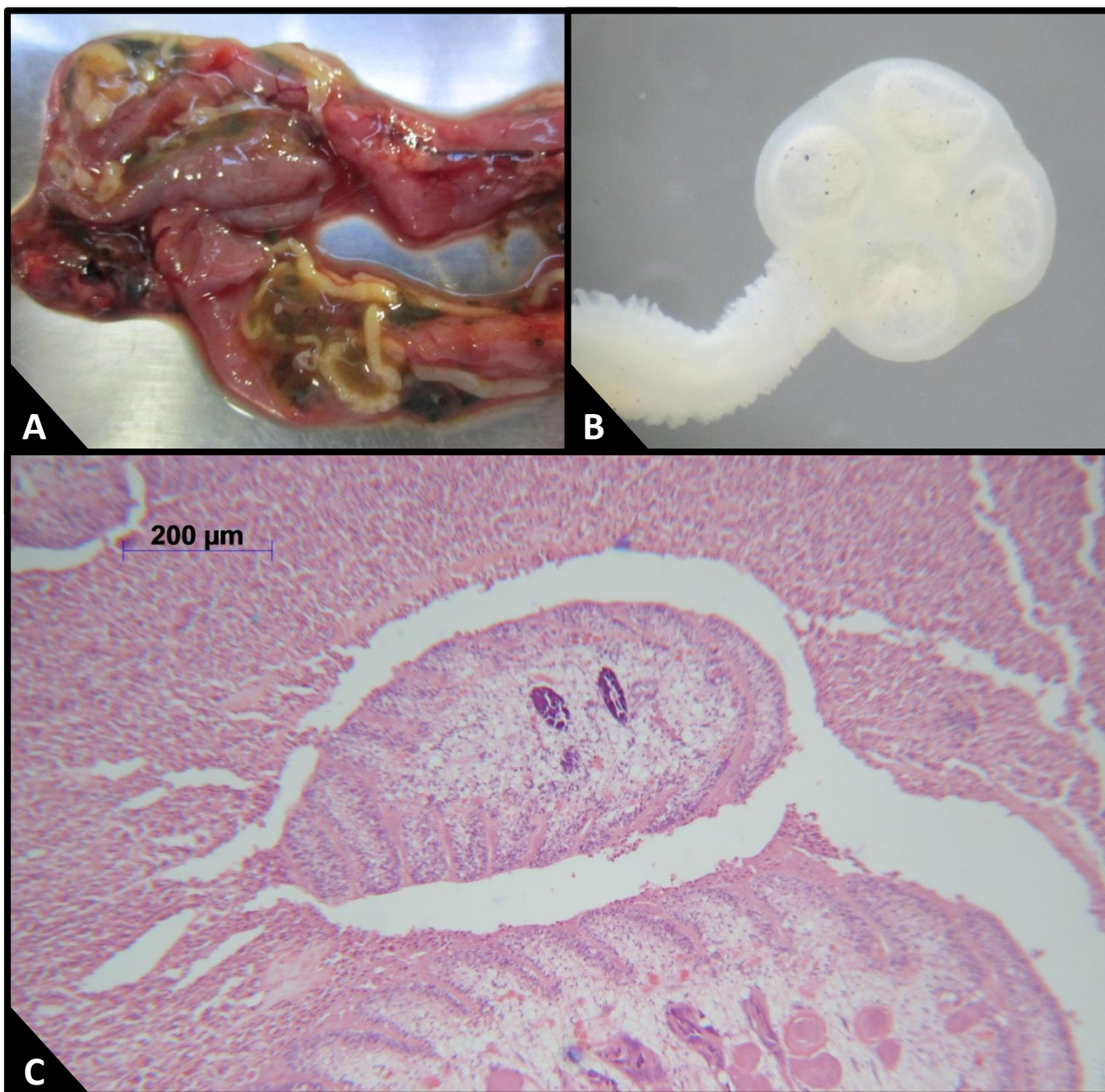


Figura 32. A) estróbilos de *C. megalops* donde se observa una enteritis catarral en el recto de *A. crecca*. **B)** escólex de *C. megalops*. **C)** proglótido rodeado por moco, hiperplasia linfoide moderada difusa e hiperplasia moderada de las células productoras de moco. H-E.

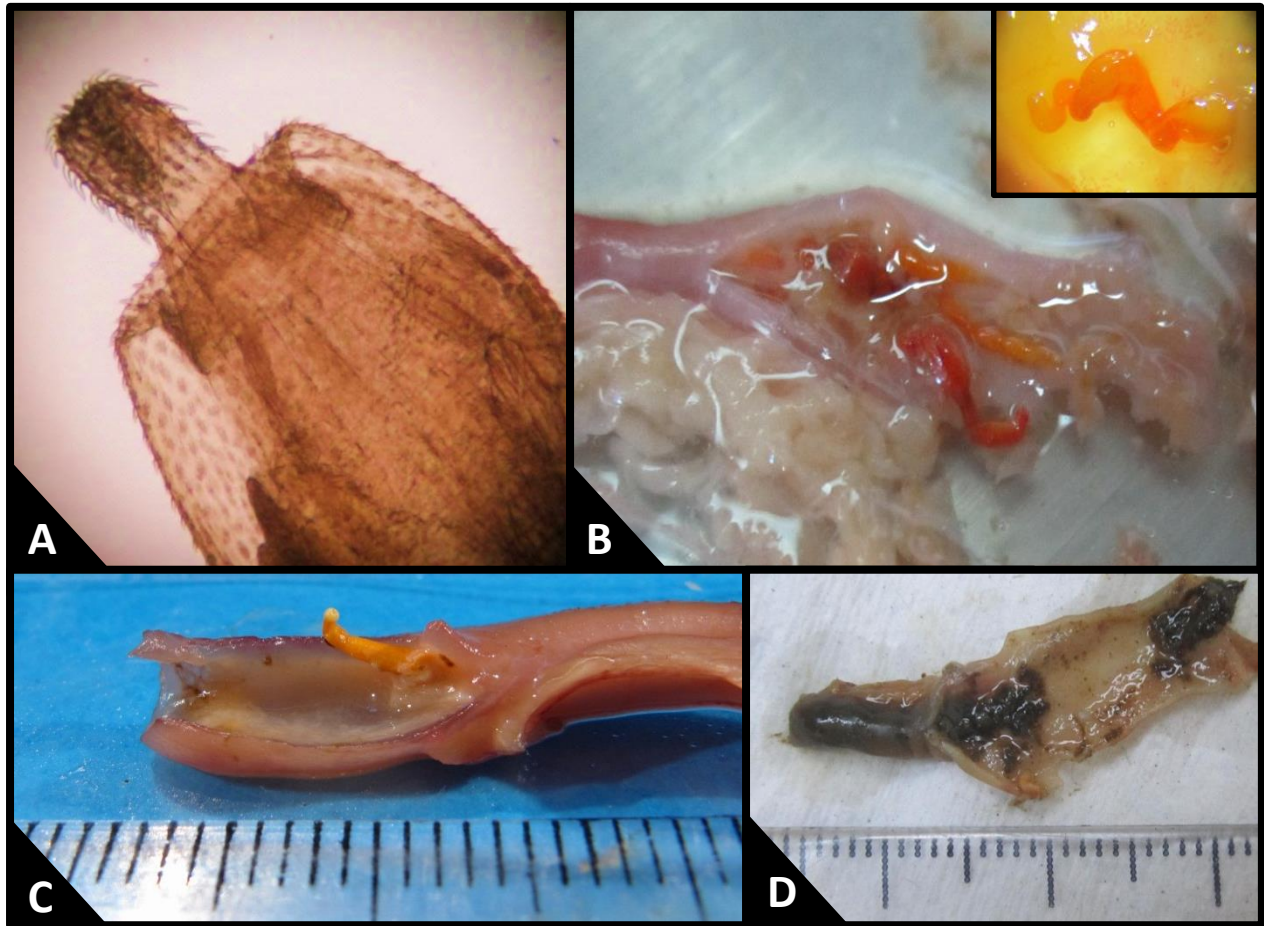


Figura 33. *Pseudocorynosoma constrictum*. A) proboscis. B), C) y D) *Pseudocorynosoma constrictum* penetrando la mucosa intestinal.

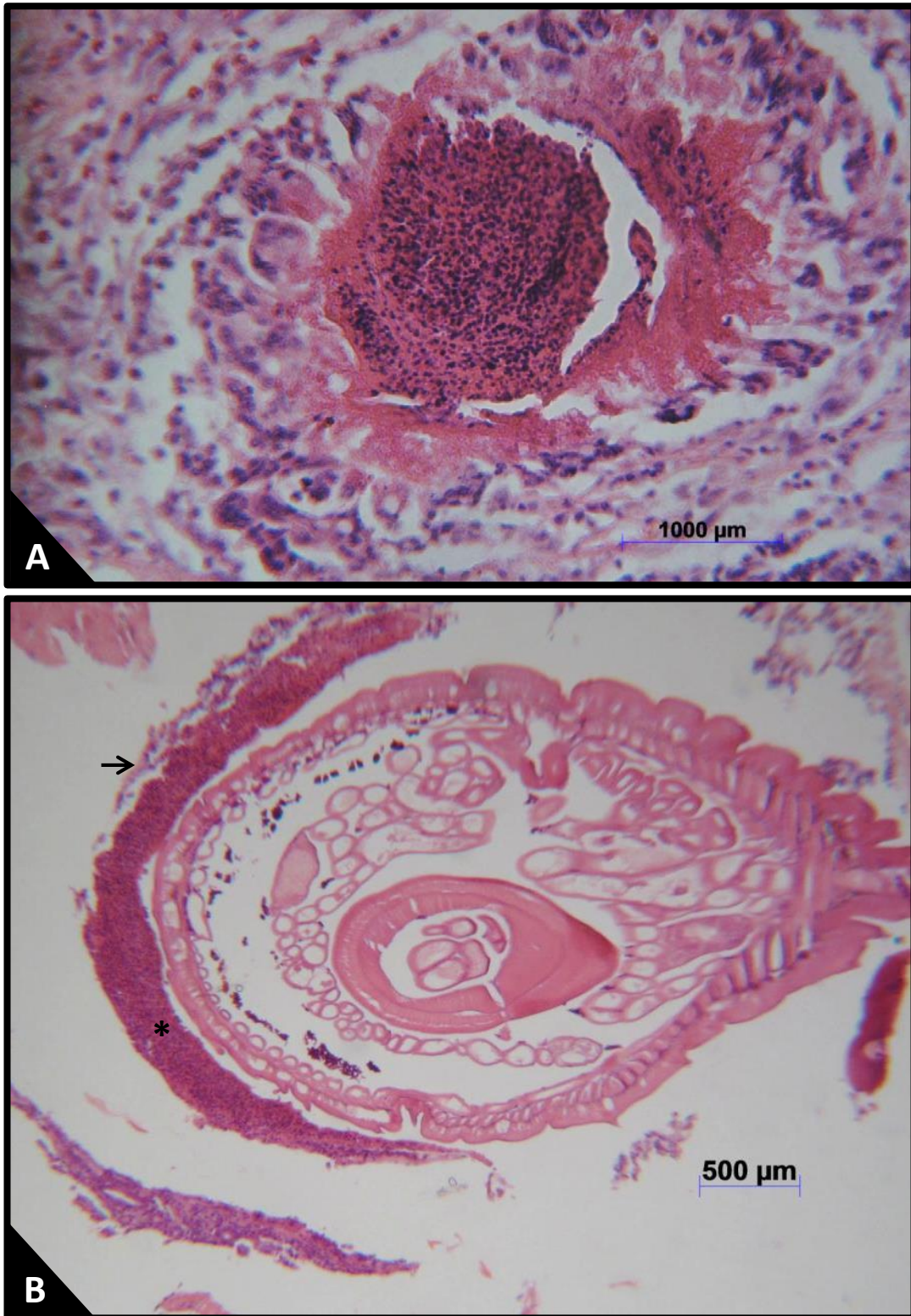


Figura 34. Intestino de *A. crecca*. **A)** se aprecia una reacción granulomatosa. **B)** presencia de un de *Pseudocorynosoma constrictum* rodeado por escaso moco (flecha) y células inflamatorias mixtas (asterisco).

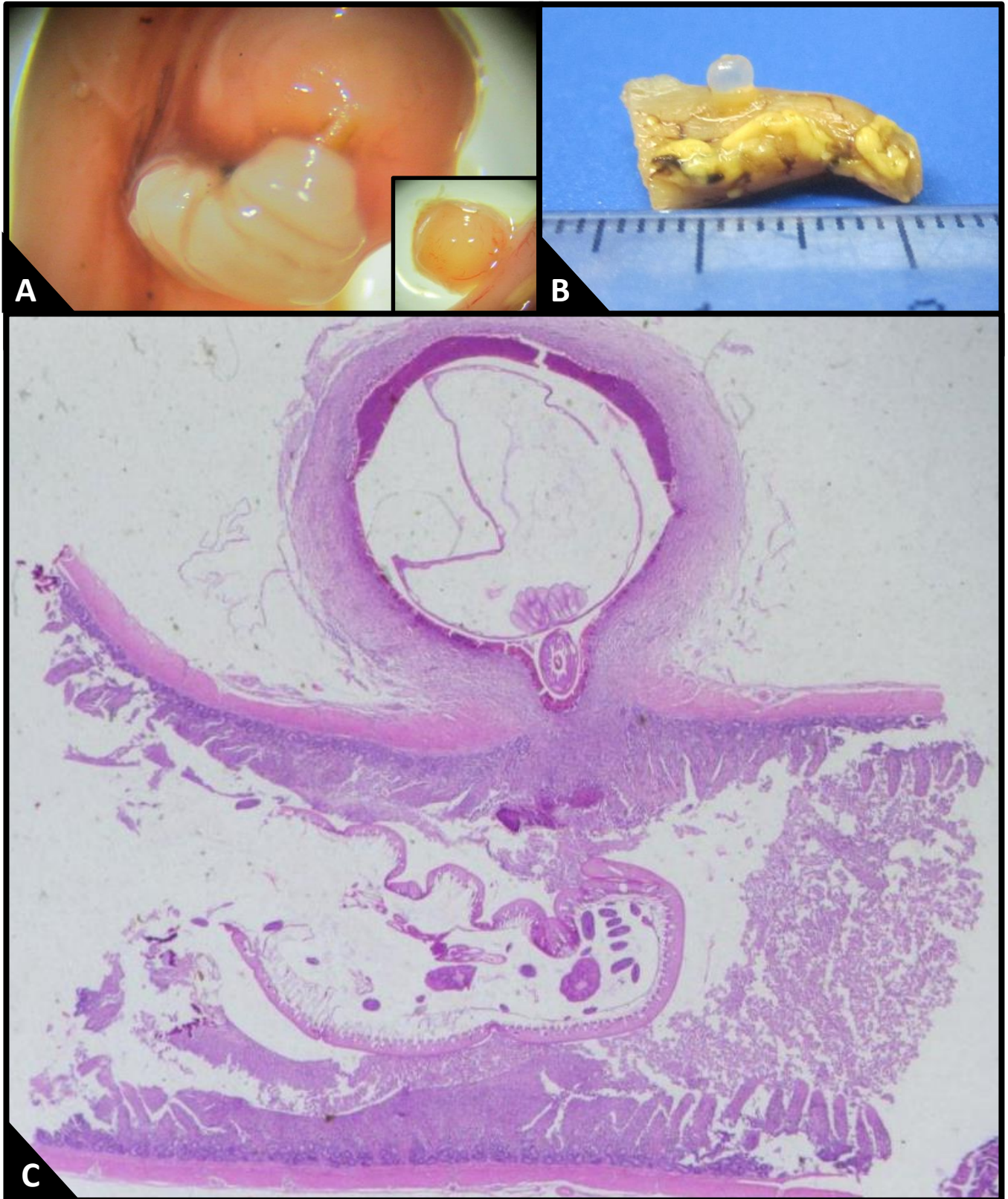


Figura 35. Intestino de *A. crecca*. **A)** en la izquierda se observa un acantocéfalo del género *Fillicolis* sp. adherido a la mucosa intestinal y a la derecha se observa a detalle un nódulo donde se encuentra la proboscis. **B)** zonas de penetración de la proboscis se observaron nodulaciones blanquecinas de aproximadamente 2 mm de diámetro que hacían prominencia sobre la serosa. **C)** granuloma heterofilico a nivel de la subserosa y en su interior se observa la proboscis y en la luz del intestino se observa el tronco de *Fillicolis* sp.

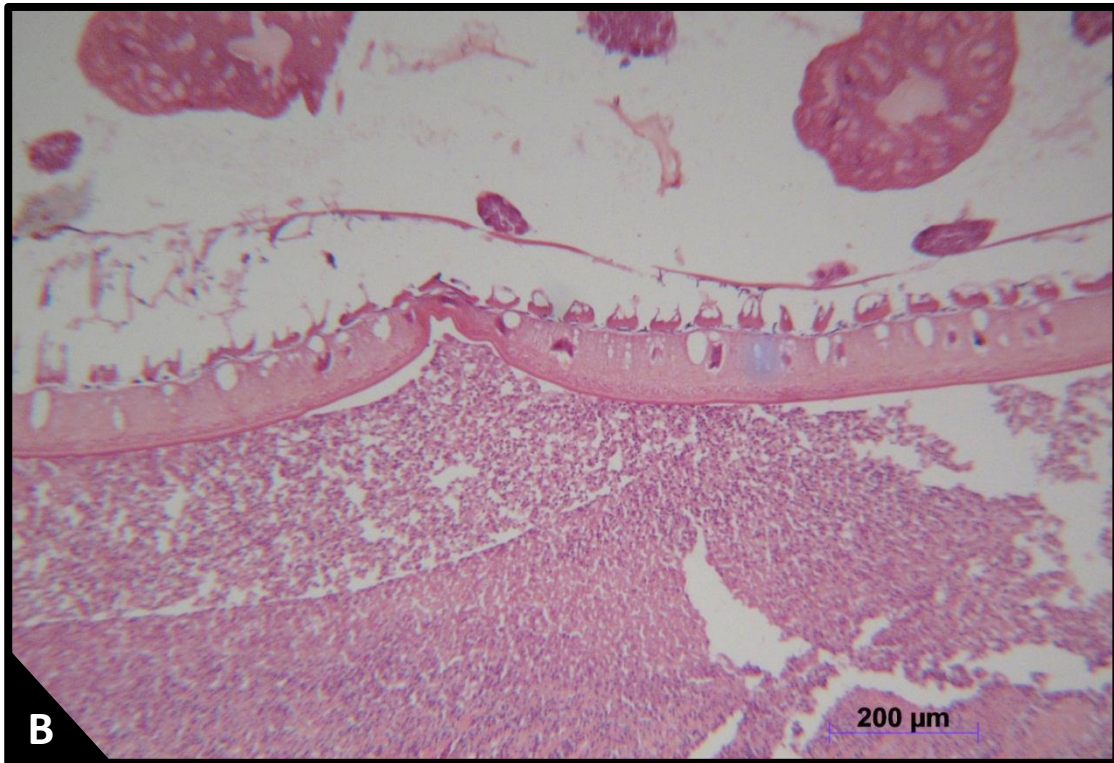


Figura 36. *Fillicolis* sp. **A)** granuloma heterofilico, células gigantes (flecha), células epitelioides y moco (asterisco) rodeando la proboscis. **B)** parte del tronco de *Fillicolis* sp. rodeado por moco y una reacción inflamatoria mixta.

Cuadro 6. Descripción taxonómica de los cestodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<i>Fimbriaria fasciolaris</i> (Pallas 1781)	Mide de 10 a 50 cm de largo por 3 a 9 mm de ancho. Presenta un pequeño escólex, provisto de 10 ganchos de 16 a 21 micrones de longitud, ventosas desarmadas. La forma anterior del cuerpo presenta una expansión replegada o pseudoescólex (Figura 40 y 29-A). Poros genitales unilaterales. Tres testículos. El útero se continúa a través de los estróbilos y se divide posteriormente en túbulos, cada uno de los cuales aloja varios huevos (Muniz-Pereira y Amato, 1998).	Indirecto, presenta como huésped intermediario a la pulga de agua <i>Diaptomus vulgari</i> Saif et al., 2008; Atkinson et al., 2008).
<i>Cloacotaenia megalops</i> (Nitzsch in Creplin, 1829)	La principal característica de este cestodo es su escólex muy grande, semiesférico (1 a 2 mm de ancho), provisto de cuatro ventosas de forma circulares, simples, no armadas. En el extremo apical se encuentra el róstelo, inerme y de forma redondeada; presenta un cuello muy corto (Figura 37-A, 37-B y 32-B). El gusano adulto mide de 3 a 6 mm de longitud. El estróbilo es craspedota (Figura 37-C), con una constricción bien marcada entre cada proglótido, que les confiere forma de trapecio. Aparato reproductor masculino formado por tres testículos ovoides y con bordes lisos; dos de ellos aporales y uno poral, separados por la glándula vitelógenas. El ovario es esférico, localizado casi en la porción media del proglótido. Del ovario sale un oviducto largo que llega hasta el ootipo; a este último llega también el conducto de la glándula vitelógena que es multilobulada y está situada entre el testículo poral y el útero. Los huevos no están contenidos en capsulas (Yamaguti, 1940; López, 1942; Larios, 1944; Spasskaya, 1954; León, 1990; Muniz y Amato, 1998; Friend y Franson, 1999; Orozco-Flores, 2000).	Indirecto; muy complejo, utiliza ostrácodos de la especie: <i>Cypris pubera</i> (Haukos y Neaville, 2003; Green et al., 2011).

Cuadro 6. Descripción taxonómica de los cestodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<i>Diorchis</i> sp.	Los ejemplares miden de 3.3 a 6.8 mm de largo por 0.2 a 0.34 mm de ancho. El escólex presenta un róstelo armado con 10 ganchos (Figura 38-B) que miden 0.137 mm de largo en promedio (Figura 38-A). Presentan cuatro ventosas que miden 0.11 a 0.137 mm, la cuales poseen pequeñas espinas en los bordes. Los proglótidos (Figura 38-C) son más anchos que largos. El poro genital es unilateral. Los testículos y ovario son lobulados (Schultz, 1940; Czaplinski, y Vaucher, 1994).	Indirecto, teniendo como huéspedes intermediarios a diferentes especies de copépodos (Atkinson et al., 2008).
<i>Gastrotaenia cygni</i> Wolffhugel, 1938	Son cestodos de 22.6 de diámetro. Su escólex (Figura 39-B, 28-B y 27-B) puede ser redondo u ovalado, las ventosas están poco desarrolladas y presentan pequeñas espinas, el róstelo es armado con una sola hilera de 10 ganchos (Figura 39-C Y 27-D). No presenta segmentación externa. El estróbilo es cilíndrico, siendo más grueso en la parte posterior, con una ranura longitudinal situada lateralmente que asemeja camino ondulante en la parte dorsoventral (Figura 39-A y 27-C). Los testículos, las vesículas seminales, la bolsa del cirro, la vagina, el receptáculo seminal y las glándulas vitelógenas están distribuidos por todo el estróbilo (Willers y Olsen, 1969).	Indirecto, el huésped intermedio es desconocido (Atkinson et al., 2008).

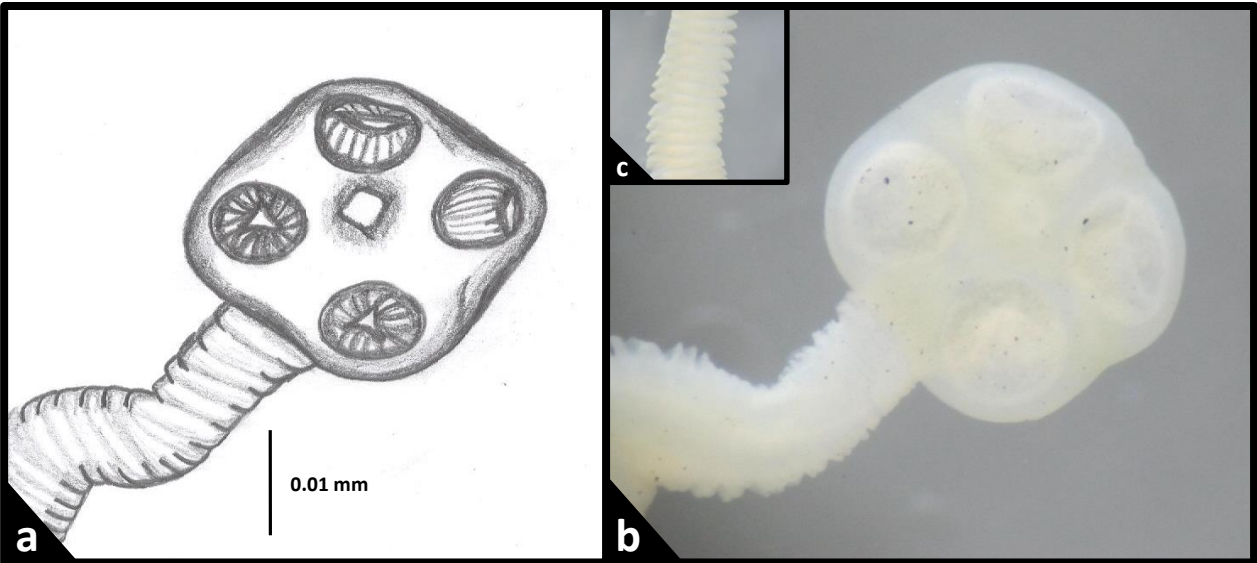


Figura 37. *Cloacotaenia megalops* (Nitzsch in Creplin, 1829). **a)** y **b)** escólex provisto de cuatro ventosas de forma redondeada, simples, no armada y en el extremo apical se encuentra el róstelo (4X), **c)** estróbilo (4X).

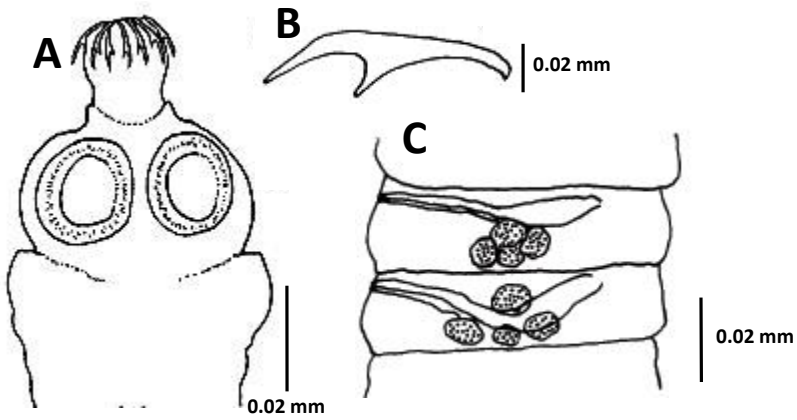


Figura 38. *Diorchis* sp. **A)** escólex, **B)** gancho, **C)** proglótidos maduros.

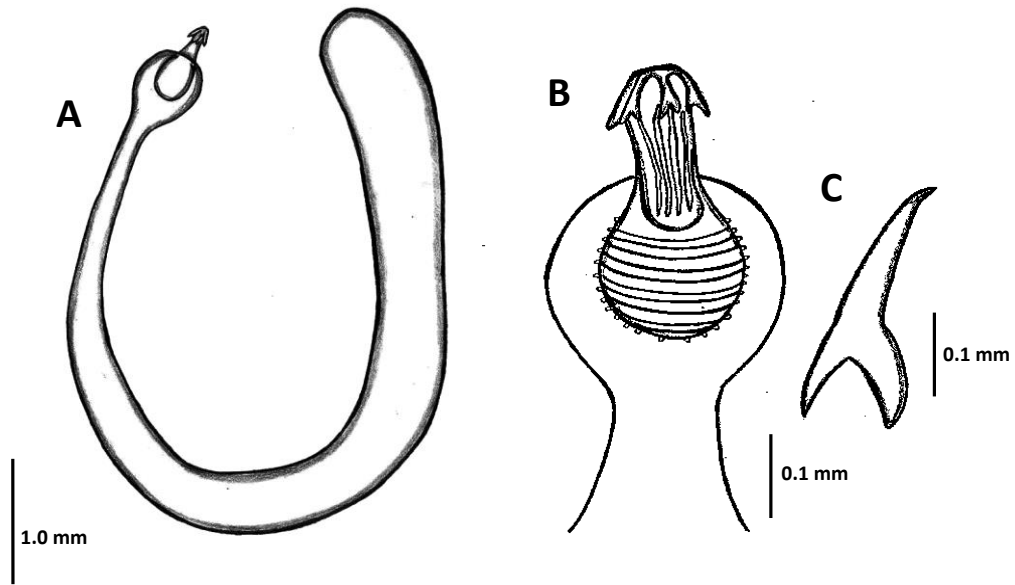


Figura 39. *Gastrotaenia cygni* Wolffhugel, 1938. **A)** estróbilo, **B)** escólex, **C)** gancho.



Figura 40. Escólex de *Fimbriaria fasciolaris* Pallas 1781 (4X).

Cuadro 7. Descripción taxonómica de los trematodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<i>Zygocotyle lunata</i> (Diesing, 1836)	Son trematodos de cuerpo ovalado alargado, mide 4.7 mm de largo por 1.8 mm de ancho y presenta un tegumento grueso sin espinas. La ventosa oral es terminal, mientras que el acetábulo es más grande la ventosa oral, se encuentra en la región posterior del cuerpo, es musculoso y se proyecta hacia la parte anterior, en su borde posterior presenta los pliegues laterales característicos del género. Presenta ciegos con bordes irregulares y corren lateralmente hacia el extremo posterior del cuerpo, alcanzando el nivel inicial del acetábulo. El aparato reproductor presenta dos testículos trasversales alargados, ambos lobulados, intersécales y situados uno abajo del otro en la parte media del cuerpo. Presentan un ovario tetralobulado y postesticular, de este emerge un oviducto sinuoso que llega al ootipo. Las glándulas vitelógenas se inician desde la porción previa de las evaginaciones orales en la región anterior del cuerpo y corren extracecalmente hasta el borde anterior del acetábulo (Figuras 41 y 22-B) (Orozco-Flores, 2000; Soto-Méndez, 2006; Fried et al., 2009; Ostrowski de Núñez et al., 2011; Andrade-Rosales, 2012).	Indirecto, teniendo como huéspedes intermediario a los caracoles del género <i>Helisoma</i> (Fried et al., 2009; Ostrowski de Núñez et al., 2011).
<i>Notocotylus seineti</i> Fuhrman, 1919	Son trematodos de cuerpo alargado de forma elíptica con el extremo anterior ligeramente más pequeño que el posterior. Se observan tres hileras longitudinalmente de glándulas epidérmicas protusibles (la media con 12 glándulas y las laterales con 14). los testículos son multilobulados siendo las hendiduras más profundas en sus márgenes, situados en el extremo posterior del cuerpo, lateralmente y al mismo nivel, debajo de la última glándula vitelógena. Los ovarios son multilobulados situados en la región posterior del cuerpo entre ambos testículos y los ciegos intestinales. Las glándulas vitelógenas son extracecales, inician desde la cuarta o séptima asa uterina y finalizan en el inicio de los testículos (Figura 42) (McDonald, 1981; Orozco-Flores, 2000; Soto-Méndez, 2006; Andrade-Rosales, 2012).	Indirecto, actúan como huéspedes intermediarios primarios y secundarios caracoles del género <i>Lymnaea</i> (Cordero del Campillo, 1999).

Cuadro 7. Descripción taxonómica de los trematodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<p><i>Notocotylus triserialis</i> Diesing, 1839</p>	<p>Son trematodos de cuerpo alargado de forma elíptica, ligeramente atenuados de su parte anterior. Presenta tres hileras de glándulas protusibles; la media con 3 y las laterales con 14 o 15 las once primeras glándulas de la línea media son preovaricas y las dos últimas se disponen sobre el ovario. Se observan dos testículos situados en la parte posterior del cuerpo, son extracecales, pueden presentar ocho a diez lóbulos y se inician debajo de las glándulas vitelógenas. El ovario es multilobulado intertesticular situado en el extremo anterior del cuerpo. Las glándulas vitelógenas son extracecales, inician al nivel de la quinta o novena asa uterina y finalizan en el borde superior de los testículos (Figuras 43 y 20-D) (McDonald, 1981; Soto-Méndez, 2006).</p>	<p>Indirecto, actúan como huéspedes intermediarios primarios y secundarios caracoles del género <i>Lymnaea</i> (Cordero del Campillo, 1999).</p>
<p><i>Psilochasmus oxyurus</i> (Creplin, 1825) Lühe, 1909.</p>	<p>Son trematodos de cuerpo alargado, ligeramente lanceolado, con ambos extremos atenuados. En los extremos posteriores presenta una cauda protusible que es semejante a un gancho. Los dos testículos están situados en la segunda mitad del cuerpo, son postovaricos y se posicionan uno debajo del otro. Ambos son de contorno muy irregular, presentando el anterior nueve lóbulos y el posterior ocho. El ovario es preecuatorial y se sitúa arriba de ambos testículos, es casi esférico, aunque su margen es un tanto irregular. Las glándulas vitelógenas son en su mayor parte extracecales, aunque en algunas porciones cubren en su totalidad a los ciegos intestinales. Se inician al nivel del margen inferior del acetábulo y corren lateralmente hasta la porción caudal del cuerpo. Los huevos son elípticos y miden de 0.090 a 0.098 de largo por 0.060 a 0.62 de ancho (Figura 44) (Premvati, 1969; McDonald, 1981; Orozco-Flores, 2000).</p>	<p>Indirecto, actúan como huésped intermediario caracoles del género <i>Hydrobia</i> (Rohde, 2005).</p>

Cuadro 7. Descripción taxonómica de los trematodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<p><i>Cotylurus magniacetabulus</i> Dubois and Angel, 1972.</p>	<p>Son trematodos de cuerpo bisegmentado, con una longitud de 0.85 mm a 1.48 mm. El segmento anterior es de forma subglobular y en él se presenta la ventosa oral, la faringe, el acetábulo y el órgano tribocítico (en forma de herradura y no presenta glándulas proteolíticas). En el segmento posterior se encuentran los testículos (postovaricos, trilobulados, las lobulaciones se encuentran dirigidas hacia el extremo posterior del cuerpo) y ovario (es esférico y pretesticular). Las glándulas vitelógenas se observan en el segmento anterior, sobre los lóbulos y en la base del órgano tribocítico, con respecto al segmento posterior se distribuyen ventrolaterales desde el límite intersegmentario hasta el nivel de la vesícula seminal (Figura 45) (McDonald, 1981; Soto-Méndez, 2006).</p>	<p>Indirecto, actúan como huéspedes intermediarios moluscos acuáticos: <i>Lymnaea</i>, <i>Planorbis</i>, <i>Anisus</i> sp. entre otros (Cordero del Campillo, 1999).</p>
<p><i>Australapatemon burti</i> Miller, 1923.</p>	<p>Cuerpo bisegmentado 0.83 a 1.14 mm de longitud total. En el segmento anterior presenta forma de copa, flexionado ventralmente hacia el segmento posterior; mide 0.207 a 0.348mm (0.291) de largo, en esta porción se encuentra la ventosa oral (muscular y subterminal), faringe, acetábulo (más grande que la ventosa oral) y el órgano tribocítico. En el segmento posterior del cuerpo que mide 0.207 a 0.348mm, se encuentran las glándulas vitelógenas (se distribuyen por la parte dorsal del cuerpo, desde la unión intersegmentaria hasta la parte media del cono genital), el ovario (ovalado y se encuentra ventral a las glándulas vitelógenas, los testículos (postováricos, bilobulados y en tándem) y el cono genital (Figura 46) (McDonald, 1981; Andrade-Rosales, 2012).</p>	<p>Indirecto, teniendo los mismos huéspedes intermediarios <i>Cotylurus magniacetabulus</i> (Cordero del Campillo, 1999).</p>

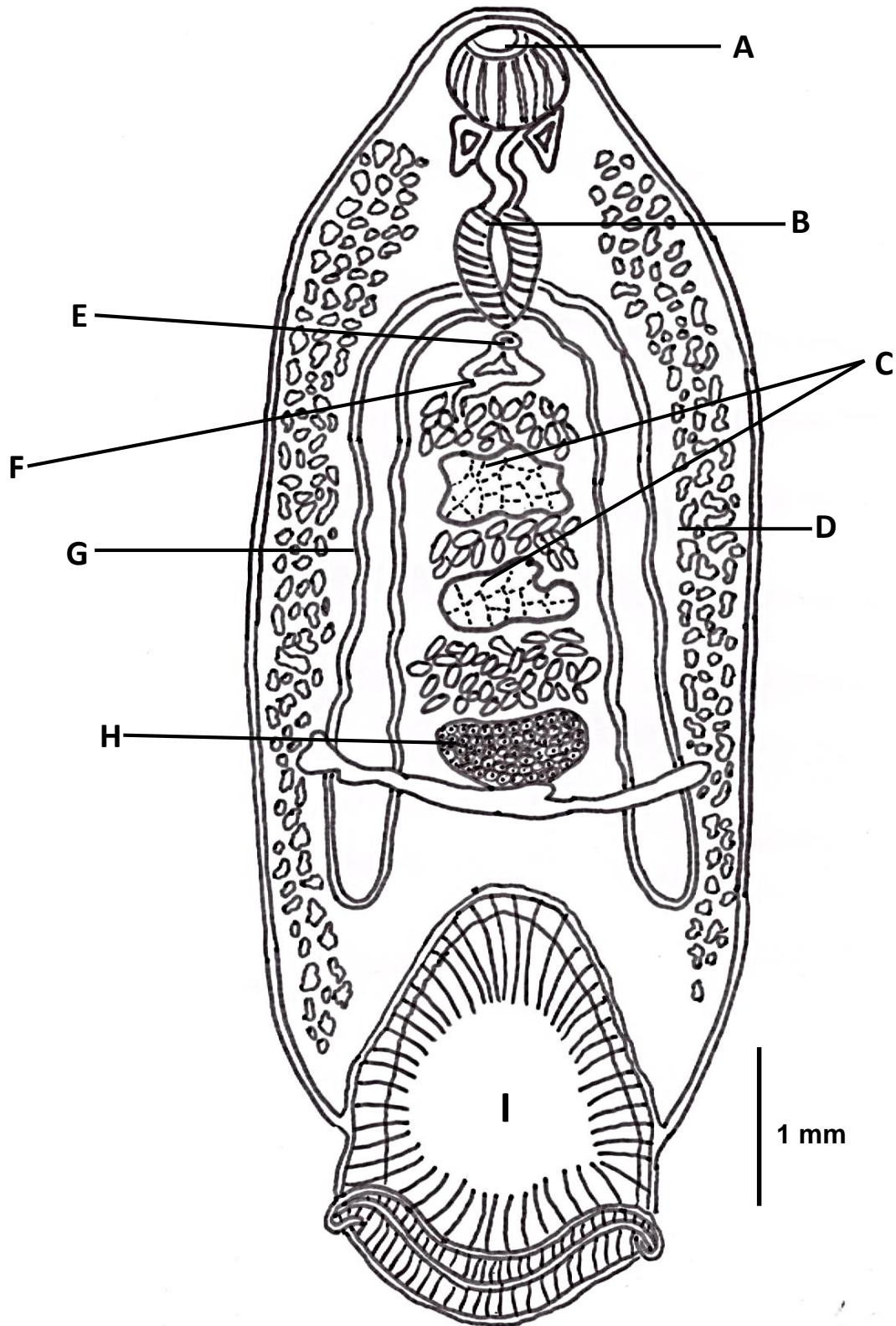


Figura 41. Morfología general de *Zygotocyle lunata* (Diesing, 1836) en vista ventral. **A)** ventosa oral, **B)** esófago, **C)** testículos, **D)** glándulas vitelógenas, **E)** poro genital, **F)** útero, **G)** saco ciego, **H)** ovario, **I)** acetábulo.

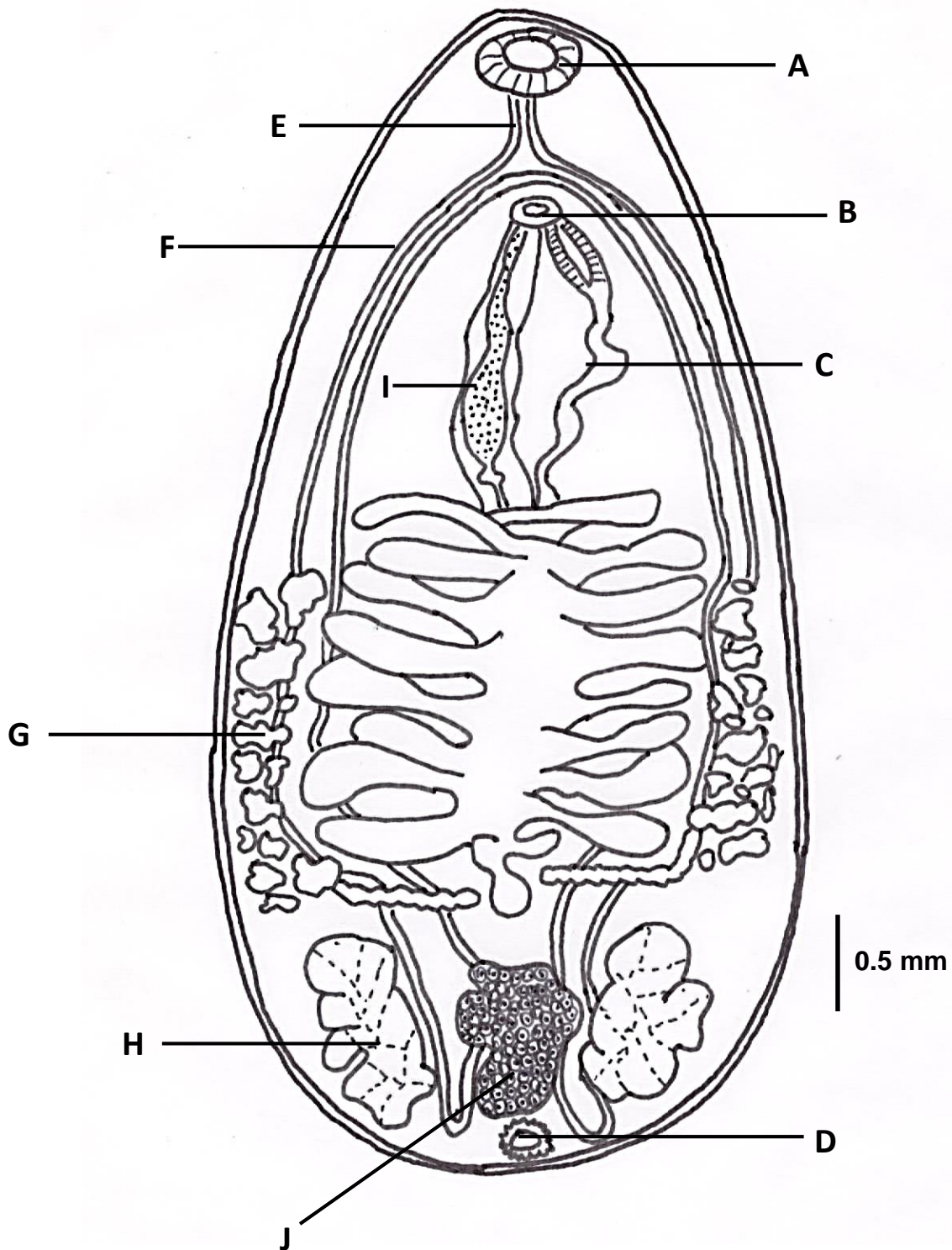


Figura 42. Morfología general de *Notocotylus seineti* Fuhrman, 1919 en vista ventral. **A)** ventosa oral, **B)** atrio genital, **C)** útero, **D)** poro excretor, **E)** esófago, **F)** ciego intestinal, **G)** glándulas vitelógenas, **H)** testículo, **I)** bolsa del cirro, **J)** ovario.

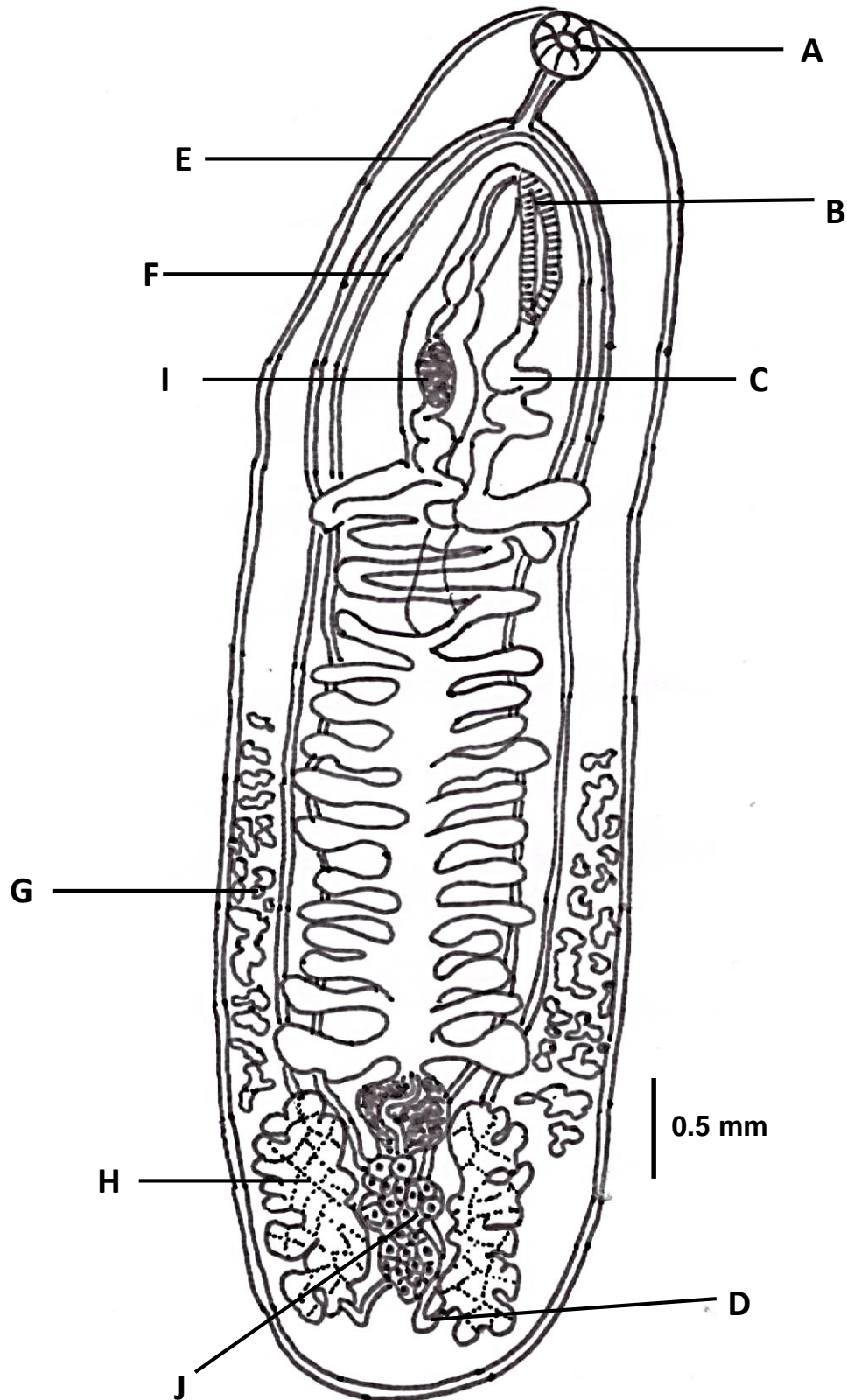


Figura 43. Morfología general de *Notocotylus triserialis* Diesing, 1839 en vista ventral. **A)** ventosa oral, **B)** atrio genital, **C)** útero, **D)** poro excretor, **E)** esófago, **F)** ciego intestinal, **G)** glándulas vitelógenas, **H)** testículo, **I)** bolsa del cirro, **J)** ovario.

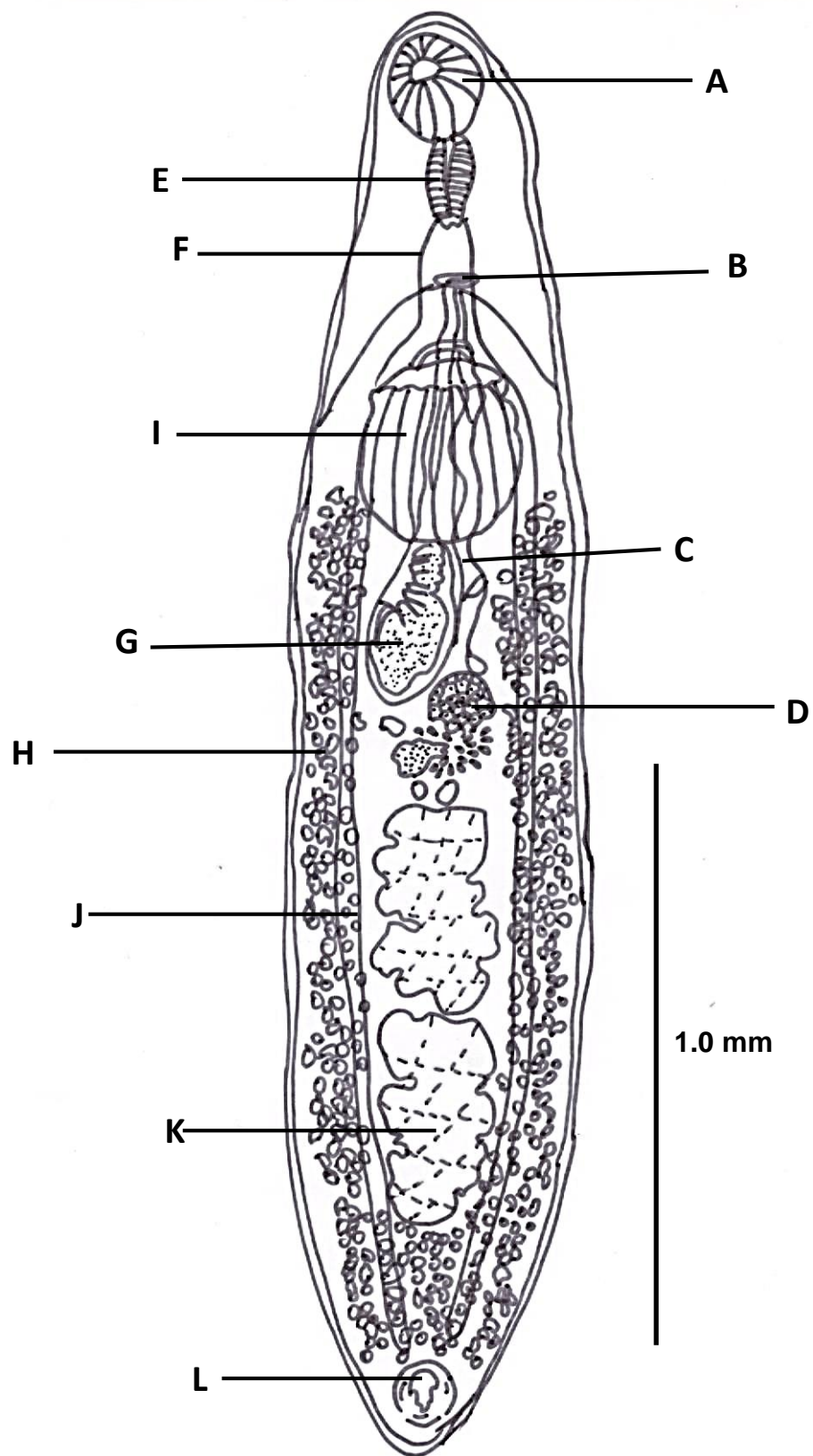


Figura 44. Morfología general de *Psilochasmus oxyurus* (Creplin, 1825) Lühe, 1909 en vista ventral. **A)** ventosa oral, **B)** poro genital, **C)** útero, **D)** poro genital, **E)** faringe, **F)** esófago, **G)** bolsa del cirro, **H)** glándulas vitelógenas, **I)** acetábulo, **J)** ciego intestinal, **K)** testículo, **L)** cauda.

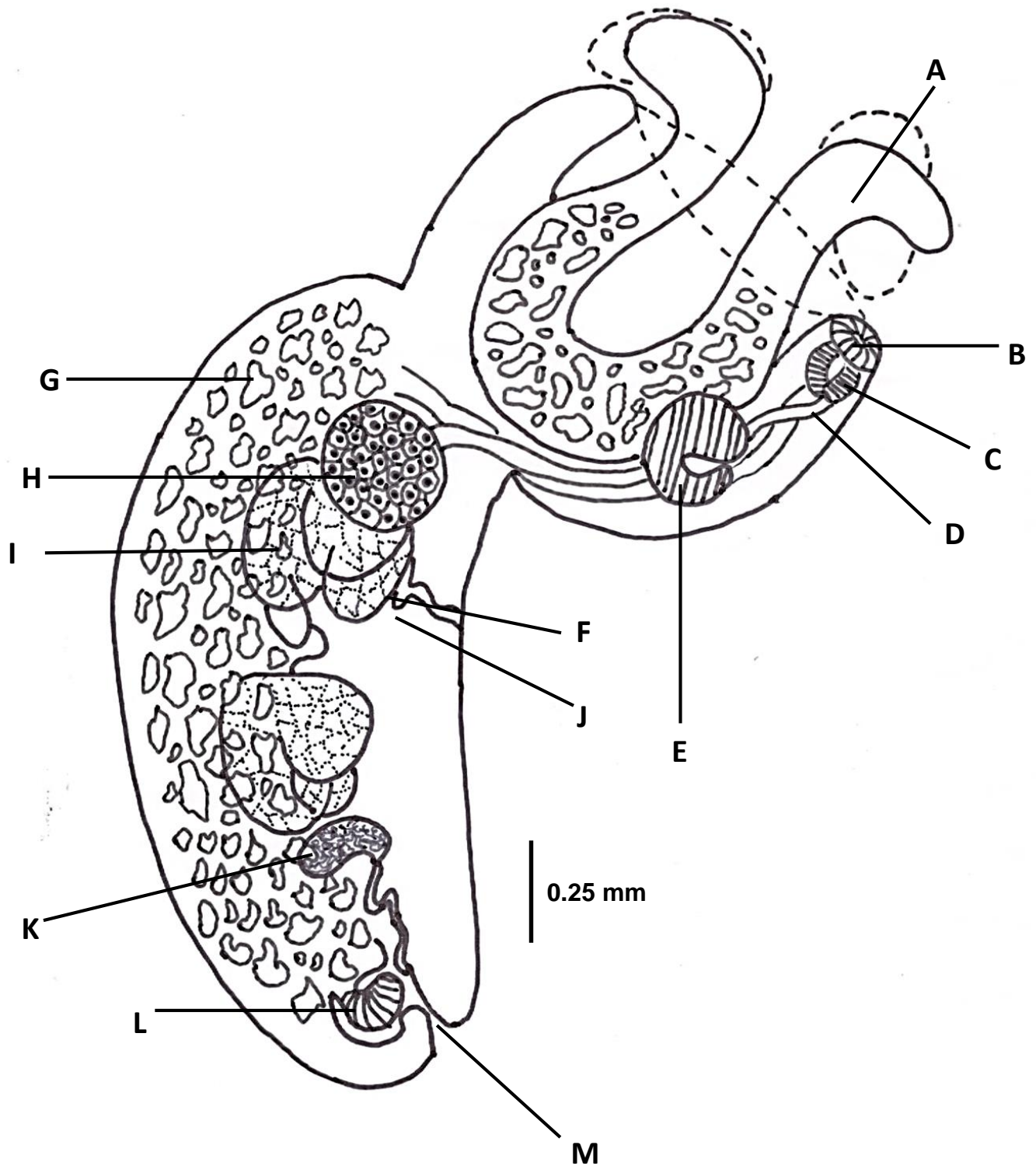


Figura 45. Morfología general de *Cotylurus magniacetabulus* Dubois and Angel, 1972. en vista lateral. **A)** Órgano tribocítico, **B)** ventosa oral, **C)** faringe, **D)** esófago, **E)** acetábulo, **F)** oviducto, **G)** glándulas vitelógenas, **H)** ovario, **I)** testículo, **J)** canal de Laurer, **K)** vesícula seminal, **L)** bulbo genital, **M)** bolsa del cirro.

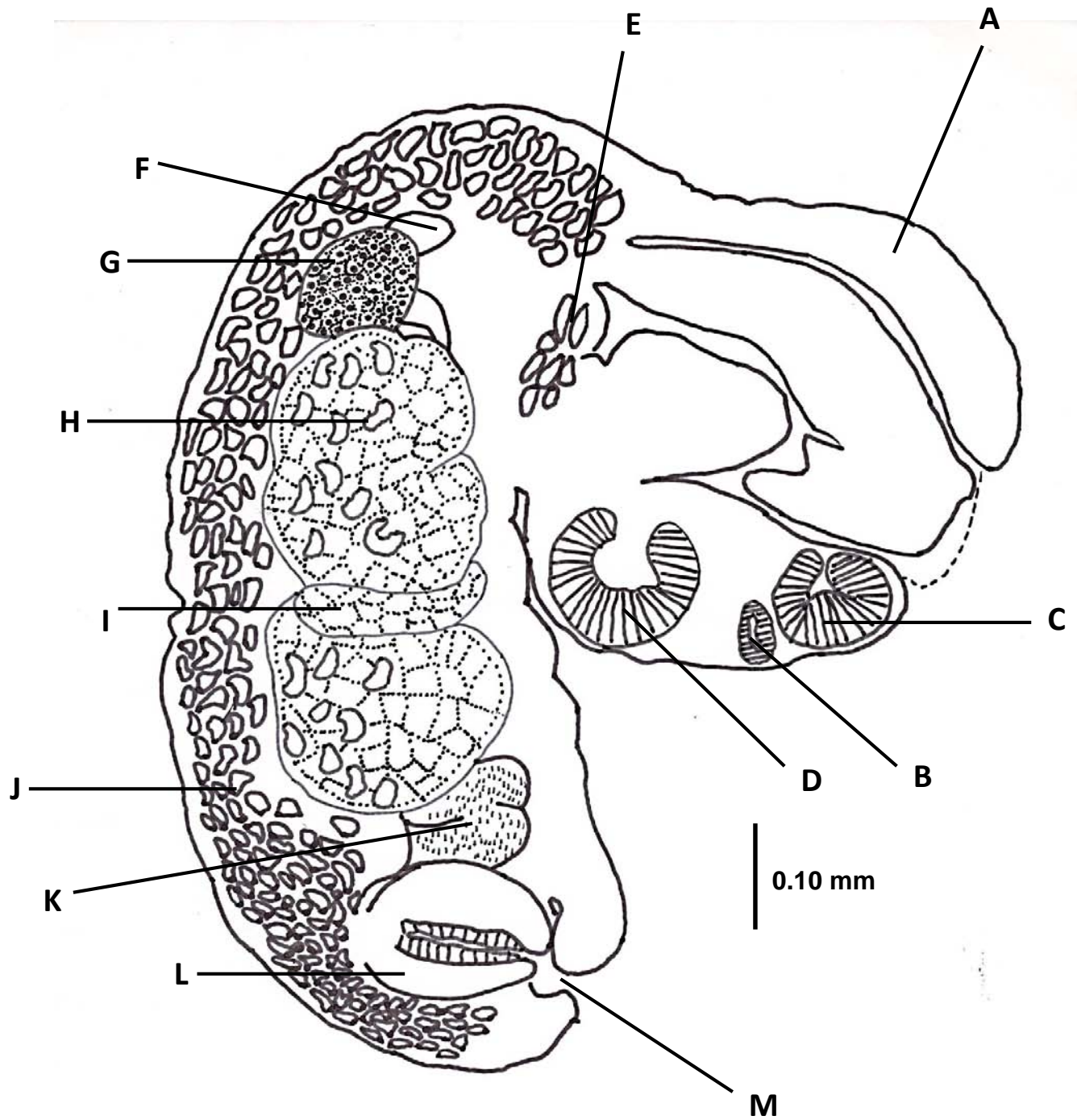


Figura 46. Morfología general *Australapatemon burti* Miller, 1923 en vista lateral. **A)** Órgano tribocítico, **B)** faringe, **C)** ventosa oral, **D)** acetábulo, **E)** glándulas vitelógenas, **F)** canal de Laurer, **G)** ovario, **H)** testículo, **I)** receptáculo vitelino, **J)** glándulas vitelógenas, **K)** vesícula seminal, **L)** cono genital, **M)** atrio genital.

Cuadro 8. Descripción taxonómica de los acantocéfalos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<p><i>Pseudocorynosoma constrictum</i> Van Cleave, 1918</p>	<p>Estos acantocéfalos se caracterizan por presentar una probóscide ovoide armada con 16 hileras de ganchos, en donde cada hilera contiene de 10 a 12 ganchos. Los ganchos basales y apicales de la proboscis son los más pequeños y los ganchos de la parte media de la proboscis son más grandes. Presenta una constricción en la región anterior del tronco cubierta de espinas de forma triangular que se extiende hasta la tercera parte del tronco (Figura 33-A). Los machos y las hembras presentan espinas en la región media genital, de forma curvada y son de diferentes tamaños; poseen lemniscos tubulares más largos que el receptáculo de la proboscis, el aparato reproductor masculino está conformado por 2 testículos arreglados en tandem y 4 glándulas de cemento tubulares. Las hembras miden aproximadamente 3.3 mm con un diámetro de 0.8 mm. Los machos presentan un cuerpo fusiforme que mide de 2.28 mm a 4.3 mm de longitud con un diámetro máximo de 0.5 mm. (Figura 48) (Van Cleave, 1945; Alcántar, 2008).</p>	<p>Indirecto, actúa como huéspedes intermediario los anfípodos de la especie <i>Hyallela azteca</i> (Keithly, 1968; Podesta y Holmes, 1970 Aznar et al., 2006; Atkinson et al., 2008).</p>
<p><i>Filicollis sp.</i></p>	<p>El macho mide de 6 a 8 mm de largo y es de color blanco y tiene la proboscis con 18 coronas longitudinales con 10 a 11 ganchos cada una; la porción anterior del cuerpo posee pequeños ganchos. La hembra mide de 10 a 25 mm y es de color amarillo. Tiene un largo y delgado cuello y la proboscis es de forma globular de 2 a 3 mm de diámetro. Las coronas de ganchos, en el mismo número que los machos, se originan en forma de estrella en el ápice de la proboscis. Los huevos son ovales y miden de 62 a 70 por 19 a 23 micras (Figuras 47 y 35-A) (McDonald, 1988).</p>	<p>Indirecto, actúa como huésped intermediario isópodos de la especie <i>Asellus aquaticus</i> (Cordero del Campillo, 1999).</p>

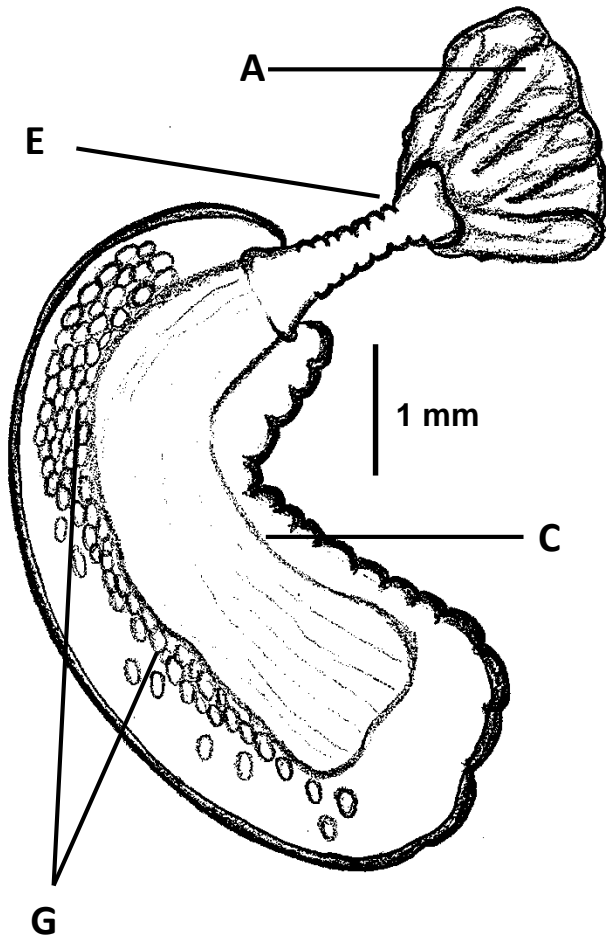


Figura 47. Morfología general de la hembra de *Filicollis* sp. A) proboscis, B) receptáculo de la proboscis, C) lemniscos, E) cuello, G) huevos.

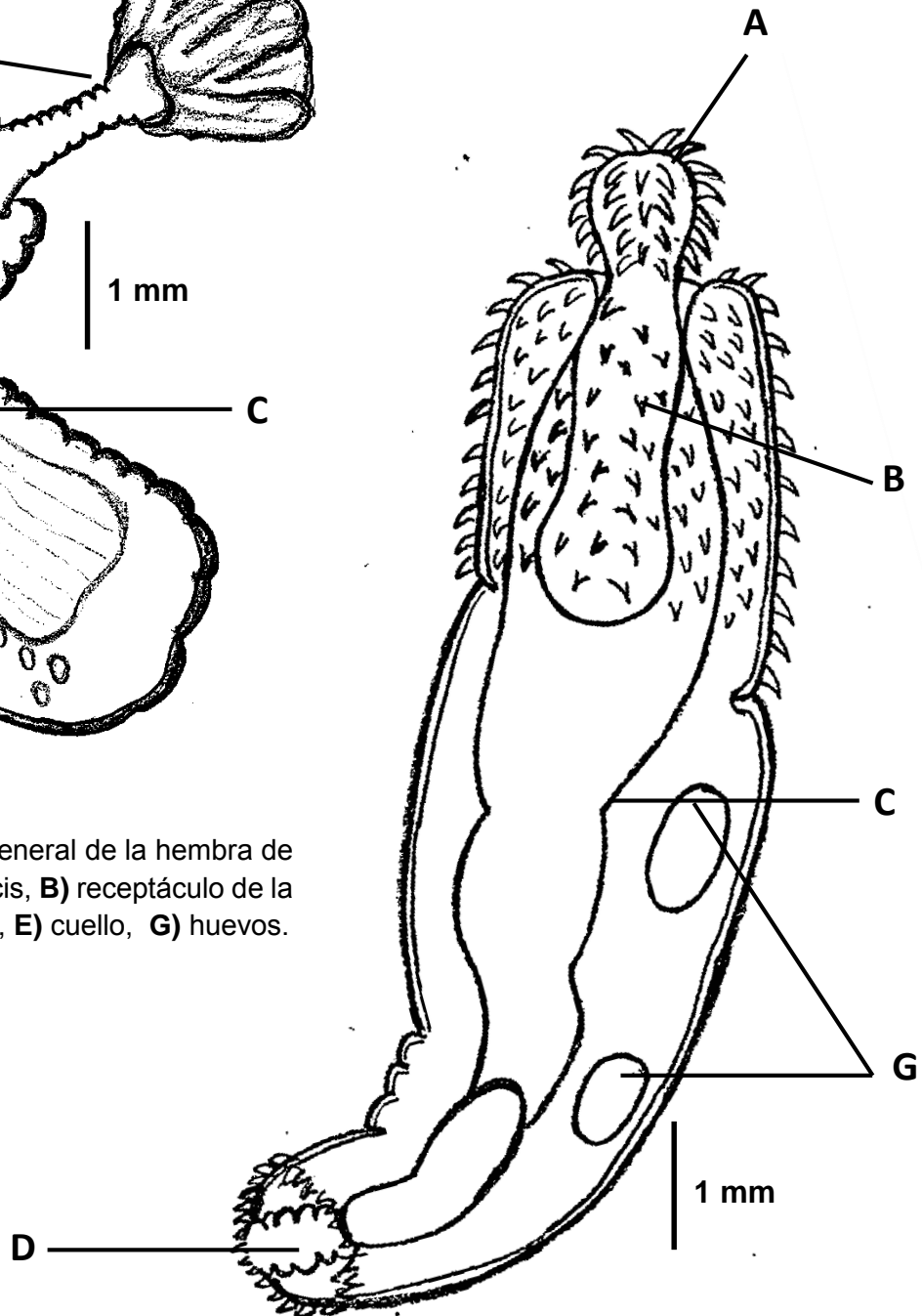


Figura 48. Morfología general de la hembra de *Pseudocorynosoma constrictum* Van Cleave 1918. A) proboscis, B) receptáculo de la proboscis, C) lemniscos, D) poro genital, G) huevos.

Cuadro 9. Descripción taxonómica de los nematodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<i>Tetrameres</i> sp.	Las nematodos identificados como <i>Tetrameres</i> sp. solo se encontraron hembras (Figura 49 y 16-A).. Los miembros de este género presentan un dimorfismo sexual muy marcado. Las hembras maduras son casi esféricas, rojas oscuras, presentan 4 surcos longitudinales que corresponden a las líneas medias y laterales (Anderson et al., 2009).	Indirecto, involucra crustáceos acuáticos (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).
<i>Tetrameres fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1914.	Los machos presentan un cuerpo filiforme de color blanco, mide 4,160 a 5,200 mm de largo por 0,125 a 0,178 mm de ancho. La cutícula presenta cuatro series longitudinales de espinas, situadas en los campos laterales (Figura 50-A y 18-B). La boca presenta dos labios poco salientes, presentan una armadura quitinosa que está situada en el extremo anterior. Presentan alas laterales que se extienden de la base de los labios hacia el extremo posterior, observándose en el inicio del ala, una espina bífida. Las espículas son desiguales, la mayor mide de 0,281 a 0,369 mm de largo por 0,008 a 0,012 mm de ancho y la menor mide de 0,094 a 0,129 mm de largo por 0,004 a 0,016 mm de ancho. La cola termina en una espina (Figura 50-B y 18-A). Las hembras miden de 6,760 a 7,410 mm de largo por 2,00 a 2,40 mm de ancho y son similares a las descritas en <i>Tetrameres</i> sp. (Figura 19-A). Los úteros con numerosas asas repletas de huevos en diferente estado de desarrollo (Kamini et al., 2008; Anderson et al., 2009; Kamil et al., 2011).	Indirecto, involucra crustáceos acuáticos de la especie <i>Daphnia pulex</i> y <i>Gammarus pulex</i> (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).
<i>Echinuria uncinata</i> (Rudolphi, 1819) Soloviev, 1912	Son nematodos que presentan en el extremo anterior (Figura 51-A y 15-D) cordones que no son recurrentes pero se anastomosan en pares (Figura 51-B). La cutícula posee cuatro líneas longitudinales de espinas (Figura 51-C). La espícula izquierda es más larga y delgada que la derecha (Figura 51-D). Hay cuatro pares de papilas precloacales y cuatro postcloacales (Figura 51-E). Las hembras miden de 12 a 18.5 mm de largo y la vulva está situada cerca del extremo posterior. Los huevos miden de 28 a 37 mm de largo por 17 a 23 micras (Silveira et al., 2006; Anderson et al., 2009).	Indirecto, actúan como huéspedes intermediarios las pulgas de agua del género <i>Daphnia</i> (Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).
<i>Hystrichis</i> sp.	Estos nematodos presentan la parte anterior expandida y con numerosas espinas distribuidas en forma irregular (Figura 21-D y 21-E). La parte posterior es redondeada. En este trabajo solo se encontraron 2 que tenían una longitud de 3 a 4 cm. Solo presentan una espícula (Figura 21-F: Anderson et al., 2009).	Indirecto, actúan como huéspedes intermediario oligoquetos acuáticos (Anderson, 2000).

Cuadro 9. Descripción taxonómica de los nematodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<i>Capillaria</i> sp.	Las especies de este género tienen un aspecto filiforme. La cutícula posee bandas bacilares en la cara dorsal, ventral o lateral. El esófago es largo ligeramente más grueso en el extremo posterior, puede o no tener membranas caudales o estructuras semejantes a una bolsa copulatriz, la espícula siempre está presente, la bolsa de la espícula puede o no tener espinas. El ano del macho es terminal o subterminal. La vulva se encuentra localizada a nivel distal del esófago. Las hembras son ovíparas y los huevos tienen una gruesa pared con dos opérculos en los extremos (Figura 55-A, 55-B y 55-C) (Anderson et al., 2009).	Directo (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).
<i>Capillaria contorta</i> (Creplin, 1839).	Presenta un cuerpo filiforme, atenuado en la parte posterior y anterior. El macho midió de 8-12 mm de longitud por 60-70 µm de ancho. Dos eminencias terminales latero dorsales en el extremo posterior. La espícula es muy fina y transparente, de 790 µm de longitud. La vaina de la espícula está cubierta de finas prolongaciones capilares. La hembra mide 1.5-6 cm de largo por 120-150 µm de ancho (Figura 55-D y 55-E). La vulva esta abultada circular y mide 140-180 µm, está situada detrás del intestino (Colglazier et al., 1967; Saif et al., 2008; Anderson et al., 2009).	Directo (Saif et al., 2008).
<i>Ascaridia</i> sp.	Nuestros ejemplares fueron hembras que midieron de 4 a 7 cm de largo y 0.9 a 1.5 mm de ancho. La cabeza tiene 3 labios grandes, alas laterales cuticulares, el esófago tiene forma de huso (Figura 52-A y 52-B). La vulva está cerca de la mitad del cuerpo. Los huevos son elípticos y miden unas 50 x 80 micras (Anderson et al., 2009).	Directo (Cordero del Campillo, 1999; Saif et al., 2008).
<i>Heterakis</i> sp.	Los nematodos de este género son pequeños, poseen tres labios, el esófago tiene un bulbo en la parte posterior. El macho presenta alas caudales bien desarrolladas, sostenidas por 10 a 15 pares de papilas de tipo costillar y una ventosa preanal con un anillo esclerotizado. Las espículas pueden ser iguales o desiguales (Figura 54). La vulva está a la mitad del cuerpo y los huevos tienen una envoltura lisa y gruesa (Anderson et al., 2009).	Directo (Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).

Cuadro 9. Descripción taxonómica de los nematodos identificados.

Helminto	Morfología	Ciclo biológico
<i>Amidostomum</i> sp.	Las especies de este género tienen en su parte anterior una capsula bucal relativamente desarrollada de forma subglobular, la cual esta provista con tres dientes dos simétricos y el medial de forma asimétrica sobresaliendo considerablemente ante los otros dos, dicho diente está situado justo en la parte medial (Figura 56-A y 56-B). El esófago es claviforme y posee papilas cervicales. La parte posterior, los machos presentan bolsa copulatriz la cual con la presencia de un radio dorsal que divide dos lóbulos con 6 radios laterodorsales, presenta además 2 pares de papilas, dos situadas en los laterales del cuerpo del nematodo antes de llegar al ano (preanales) y las otras dos situadas en la región postanal estas últimas presentan una terminación en forma de pico (Figura 56-D). Las espículas son simétricas y al centro de ellas se localiza el gobernáculo. Con respecto a las hembras la vulva está en el quinto posterior del cuerpo y la parte posterior la punta es digitiforme (Figura 56-C) (Czaplinski, 1962; Anderson et al., 2009).	Directo (Leiby y Olsen, 1965; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).
<i>Epomidiostomum uncinatum</i> (Lundahl 1841) Seurat 1918.	Estos nematodos son muy parecidos a los de genero <i>Amidostomum</i> la diferencia es que este parásito no presenta dientes y en la parte anterior presenta unas prominencias cuticulares parecidas a espinas (Figura 57-A). La parte posterior del macho (Figura 57-C) presenta una bolsa copulatriz con 3 lóbulos, el central esta pobremente desarrollado. Las espículas son simétricas y cada una de ellas está dividida en la parte terminal en tres secciones. Las hembras en su parte posterior terminan en una punta digitiforme (Figura 56-B) (Czaplinski, 1962; Saif et al., 2008; Anderson et al., 2009).	Directo (Leiby y Olsen, 1965; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).
<i>Streptocara</i> sp.	En este trabajo solo se encontraron hembras que presentan una cabeza con dos labios laterales, detrás de los labios esta un collarete con un margen anterior dentado. Papilas cervicales representadas por grandes estructuras de media luna con cinco o seis dentículos en el margen posterior cóncavo. Detrás de la cavidad bucal presenta un corto vestíbulo (Figura 53). Esófago largo en comparación con la longitud de su cuerpo. La extremidad posterior de la hembra es redondeada; el ano se encuentra en la extremidad posterior del cuerpo mientras que la vulva hacia la mitad del cuerpo. Ovíparos; huevos elípticos, de membrana delgada y embrionados (Anderson et al., 2009).	Indirecto, teniendo como huéspedes intermediarios anfípodos (Atkinson et al., 2008).

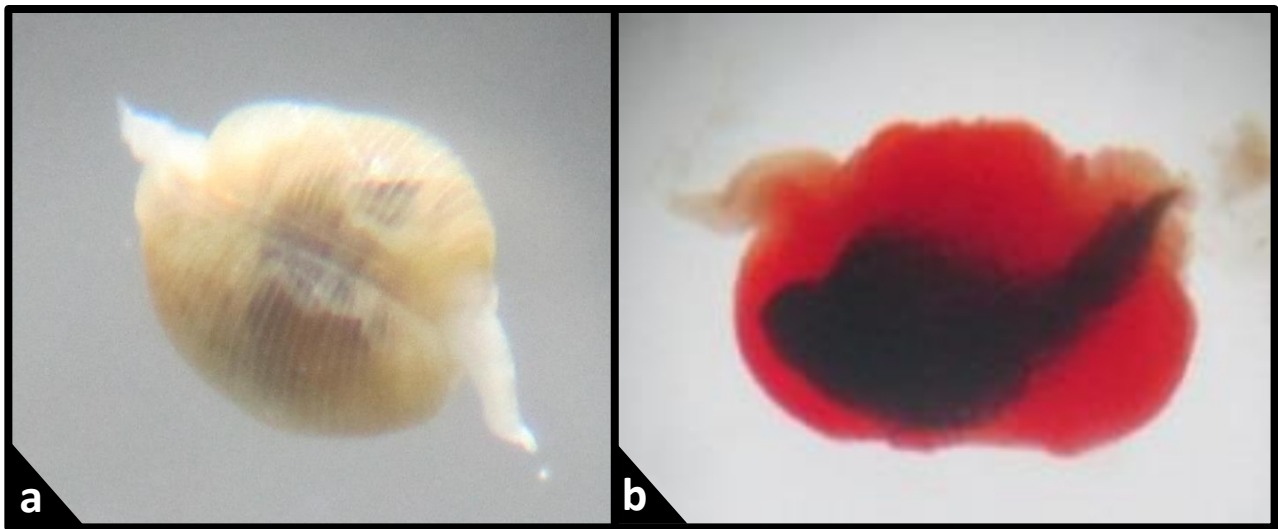


Figura 49. Hembras grávidas de *Tetrameres* sp. (4X).

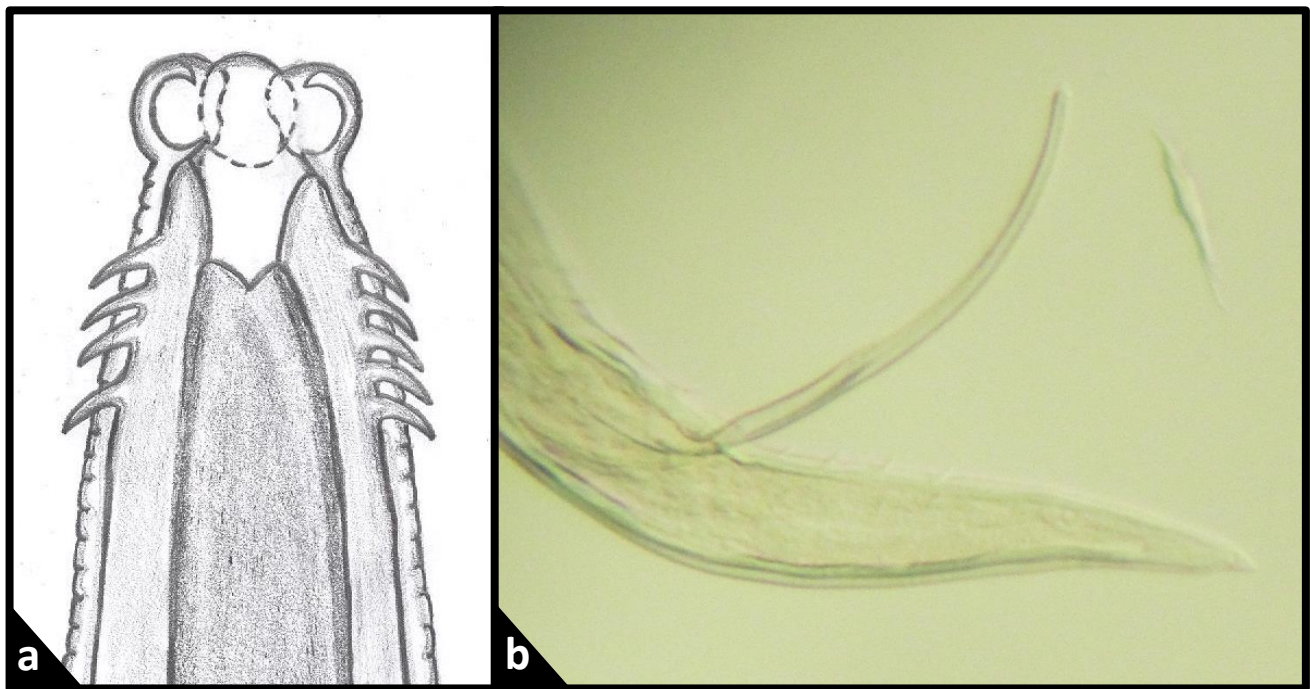


Figura 50. *Tetrameres fissispina* (Diesing, 1861) Travassos, 1914. a) parte anterior (4X), b) espícula (10X).

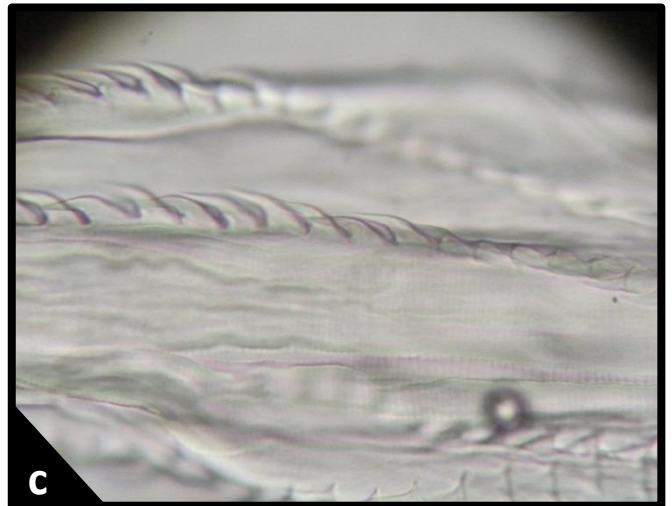
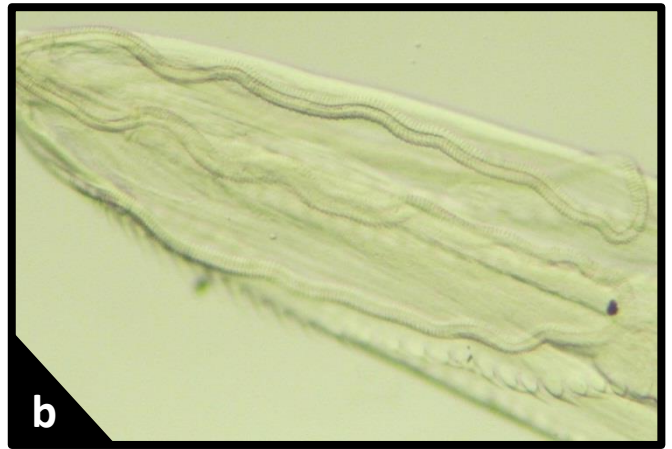
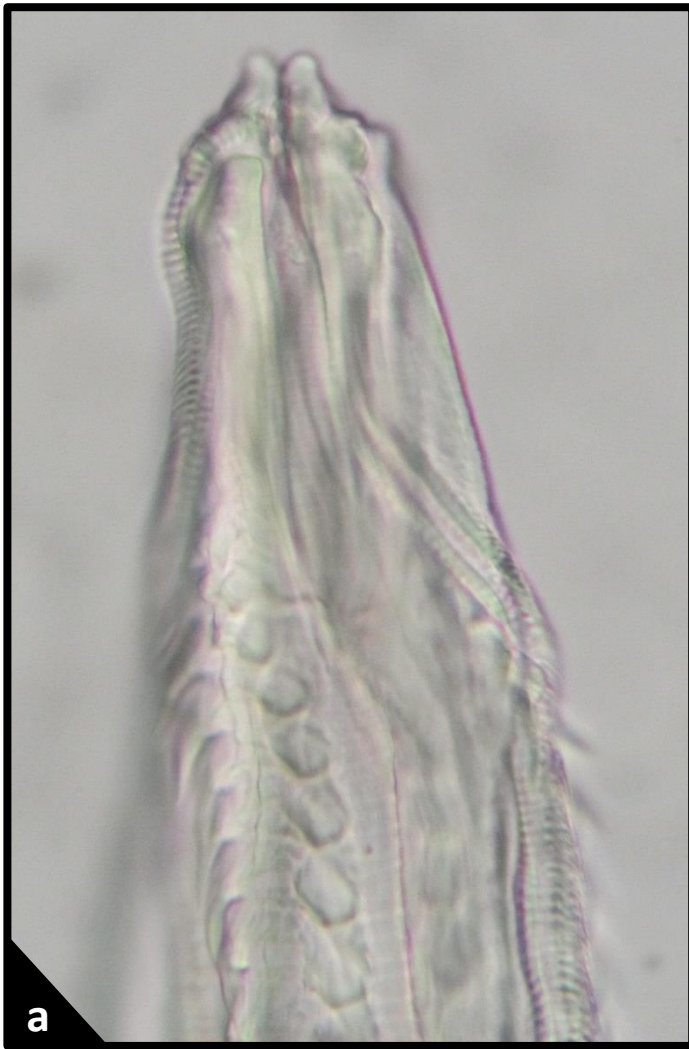


Figura 51. *Echinuria uncinata* (Rudolphi, 1819) Soloviev, 1912. **a)** parte anterior (4X), **b)** cordones (10X), **c)** espinas (40X), **d)** parte posterior del macho (4X), **e)** ventosas (40X).

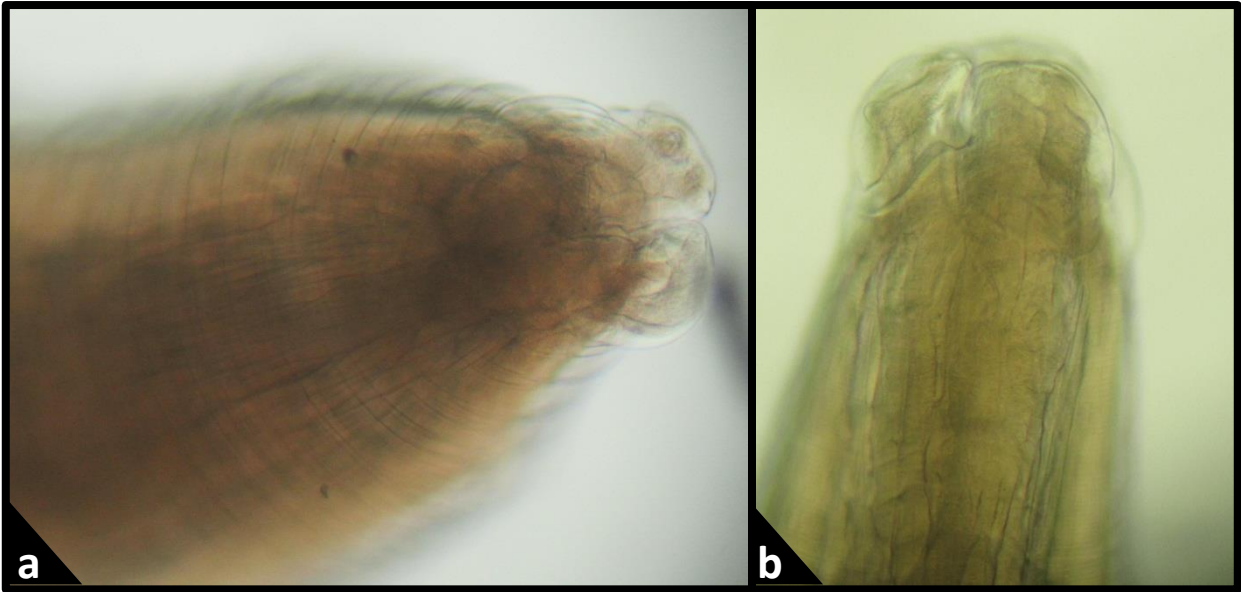


Figura 52. *Ascaridia* sp. **a)** y **b)** parte anterior (10X).



Figura 53. Parte anterior de *Streptocara* sp. (10X).



Figura 54. Parte posterior de macho de *Heterakis* sp. (4X).



Figura 55. *Capillaria* sp. a) huevos (4X), b) vulva (4X), c) huevos (10X), d) y e) *Capillaria contorta* (Creplin, 1839) parte posterior del macho (4X).

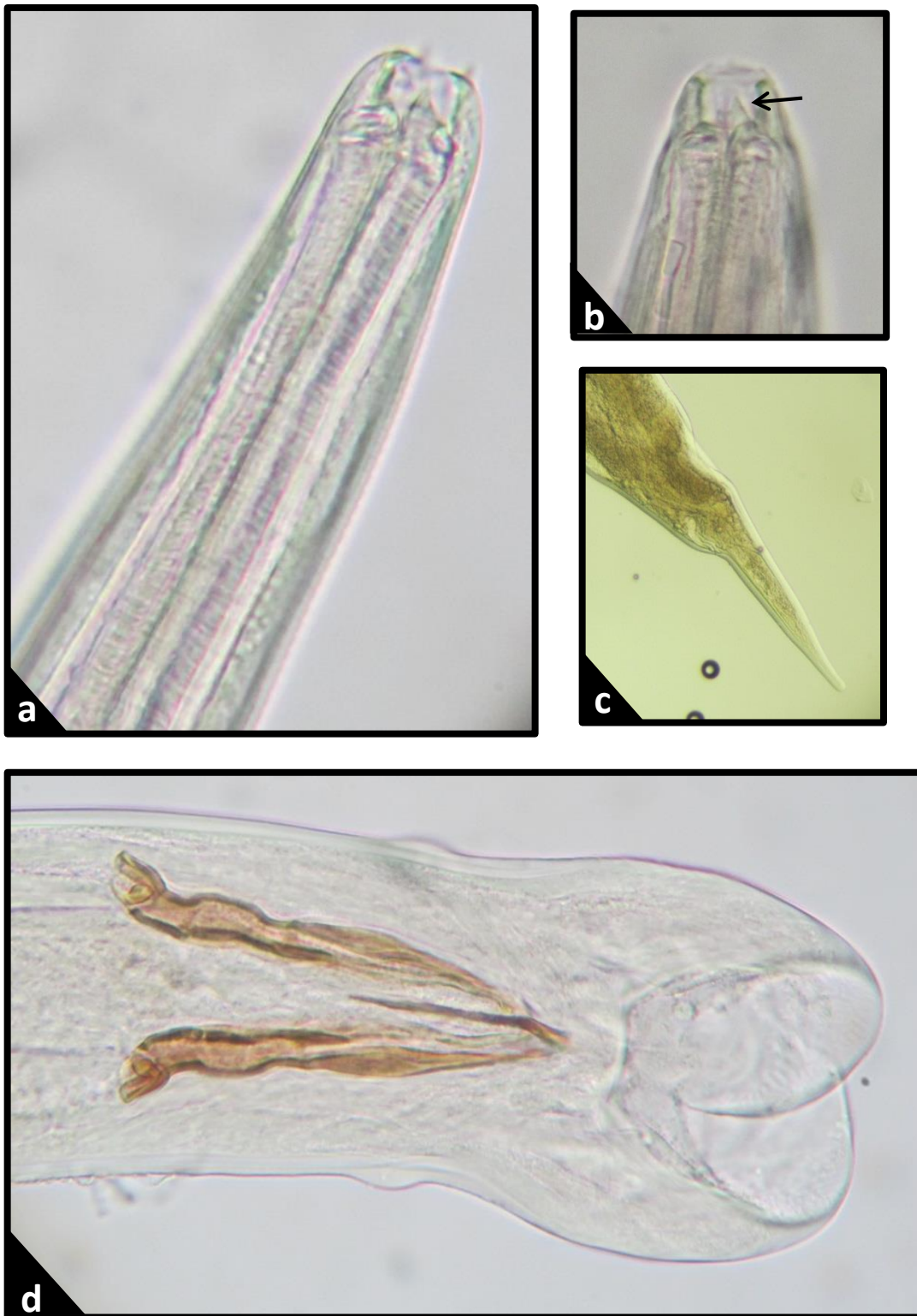


Figura 56. *Amidostomum* sp. **a)** parte anterior (4X), **b)** parte anterior mostrando en detalle el diente (flecha; 10X), **c)** parte posterior de la hembra (4X), **d)** parte posterior del macho (4X).



Figura 57. *Epomidiostomum uncinatum* (Lundahl 1841) Seurat 1918. **a)** parte anterior (4X), **b)** parte posterior de la hembra (4X), **c)** parte posterior del macho (4X).

VII. DISCUSIÓN

Cada año llegan aves acuáticas (principalmente de la Familia Anatidae), procedentes de E.U.A. y Canadá por la ruta migratoria del centro, para invernar en los humedales mexicanos (donde están incluidos los cuerpos de agua de las ciénagas de Lerma). Los anátidos más abundantes en este humedal son: *A. discors* y *A. crecca* (Ramos, 1994; Martínez-Haro et al. 2012). Por tal motivo, en las muestras examinadas en este estudio predominan los individuos de estas especies de huéspedes, 25 y 30, respectivamente.

El parasitismo es un fenómeno muy común en aves acuáticas. De los 120 tubos digestivos que se revisaron, el 90.8% fue positivo mínimo a un taxón de helminto. Un estudio realizado en E.U.A por Shaw y Kocan (1980) mostró que la población examinada (71 patos silvestres, entre ellos *Anas discors* y *Anas crecca*) presentó un porcentaje del 90%, similar al encontrado en este trabajo.

De los 23 taxa de helmintos registrados en esta investigación (14 especies nominales y 9 identificados a nivel genérico), 11 son nuevos registros para el Lago de Atarasquillo. Entre ellos destaca *Fillicolis* sp., ya que se registran por primera vez para México. Con respecto a *Heterkis* sp. y *Ascaridia* sp. se registran por primera vez para aves acuáticas de la subfamilia Anatinae en el país. Entre los huéspedes sobresale *O. jamaicensis* debido a que es nueva especie de huésped en México para 17 especies de helmintos, seguido por *A. discors* con 9 y *A. crecca* con 8.

La riqueza obtenida en este trabajo es similar a la reportada por Martínez-Haro et al. (2012), en un estudio realizado también en las ciénagas de Lerma pero en diferente cuerpo de agua, y al de Gladden y Canaris (2009), llevado a cabo en humedales de Chihuahua, con riquezas de 20 y 23, respectivamente. Lo anterior confirma lo señalado por Poulin (1995), quien establece a las aves como el grupo de vertebrados con mayor riqueza parasitaria entre los vertebrados.

El grupo de helmintos que presentó la mayor riqueza en este trabajo fue el de los nematodos (S=11), lo que difiere de los datos referidos por Farias y Canaris (1986) (S=6), Gladden y Canaris (2009) (S=6), Martínez-Haro et al. (2012) (S=2) y Mercado-Reyes et al. (2010) (S=2), quienes registraron menor número de especies de este grupo. Con respecto a los acantocéfalos, que son el grupo que presentó la menor riqueza (S=2), los datos obtenidos por los autores anteriores son muy similares.

De los huéspedes, el que presentó la mayor riqueza fue *O. jamaicensis* con 18 especies de helmintos. Lo anterior podría atribuirse a su conducta (pato buceador) y a su dieta, formada por pequeños moluscos y crustáceos, particularmente bivalvos, anfípodos y crustáceos (Johnsgard, 2010), los cuales son utilizados como huéspedes intermediarios por la mayoría de las especies de helmintos identificadas en este pato (Wobeser, 1981; Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).

De los trematodos identificados (*Z. lunata*, *N. triserialis*, *N. seineti*, *P. oxyurus*, *A. burti* y *C. magniacetabulus*) los del género *Notocotylus* fueron los que mayor dificultad presentaron para identificar a nivel específico, principalmente por su similitud considerable en las estructuras con importancia diagnóstica (testículos, ovarios, glándulas vitelógenas, metratermo, entre otros) y pocos caracteres efectivos para su identificación (Herber, 1942; Orozco-Flores, 2000; Martínez-Haro et al., 2012).

Entre los cestodos identificados, *C. megalops* y *F. fasciolaris* son muy comunes en aves acuáticas y por lo mismo, su identificación no resultó tan complicada (Broderson et al., 1977; Wilkinson et al., 1977; Shaw y Kocan, 1980; Canaris et al., 1981; Farias y Canari, 1986; Orozco-Flores, 2000; Gladden y Canaris, 2009; Martínez-Haro et al., 2012). Lo contrario ocurrió con *Diorchis* sp. y *G. cygni*, en general este grupo de helmintos son difíciles de identificar debido a que son muy frágiles y difíciles en su manejo, ya que durante su procesamiento puede haber una pérdida de sus ganchos al ser estructuras muy delicadas o se pueden fragmentar, lo que impide una adecuada determinación taxonómica (Czaplinski y Vaucher, 1994; Orozco-Flores, 2000).

De los nematodos identificados (*E. uncinata*, *Tetrameres* sp., *T. fissispina*, *Hystrichis* sp., *Streptocara* sp., *Amidostomum* sp., *E. uncinatum*, *Capillaria* sp., *C. contorta*, *Ascaridia* sp. y *Heterakis* sp.), en la mayoría solo se llegó hasta género; lo anterior se debe principalmente a que se encontraron únicamente hembras, lo que puede ser explicado porque los machos son más pequeños, por ejemplo en *T. fissispina* se localizan en el lumen del proventrículo, mientras que las hembras se encuentran embebidas en las glándulas, de ahí que éstas son fáciles de observar, mientras que los machos necesitan ser buscados en el moco (Martínez-Carrasco et al., 2009).

Las lesiones encontradas en los diferentes órganos estudiados fueron similares en todas las especies de anátidos colectados; entre los nematodos encontrados en el proventrículo: *Tetrameres* sp., *T. fissispina* y *E. uncinata* son los parásitos más comunes, cosmopolitas y patógenos de aves acuáticas silvestres y domésticas (Wobeser, 1981; Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).

Las hembras grávidas de *Tetrameres* sp. y *T. fissispina* se observaron dentro de las glándulas del proventrículo, rodeadas por células gigantes e inflamatorias, así como por una cápsula de tejido conectivo fibroso vascular que aislaba al parásito, similar a la descrita para otras especies de anátidos (Bergan et al. 1994; Kamil et al., 2011) y palomas (Ewing et al., 1967; Martínez-Carrasco et al., 2009) infectadas con diferentes especies de *Tetrameres*. Con respecto a *E. uncinata*, los nódulos que encontramos dentro de la pared del proventrículo, llenos de formas parasitarias, fueron referidos por autores en diferentes especies de anátidos (Hood y Welch, 1980; Work et al., 2004; y Silveira et al., 2006).

Las lesiones encontradas en la molleja fueron producidas por los nematodos *Amidostomum* sp. y *Epomidiostomum uncinatum*. En ellos detectamos que al presentarse una carga parasitaria moderada (20 a 30 parásitos) la capa cornea o epitelio queratinoide se desprendía con facilidad. Este tipo de lesiones han sido descritas para el ganso canadiense (con una carga de 150 nematodos) y para el ganso de las nieves (25 a 30 nematodos) (Herman y Wehr, 1954; Tuggle y Crites, 1984). Estos mismos autores observaron hemorragias de diferentes tamaños, similares a las que se encontraron en esta investigación, producidas por la perforación del órgano por parte del parásito.

A nivel microscópico se observaron múltiples nematodos incrustados en el epitelio queratinoide; algunos de ellos no produjeron respuesta inflamatoria y en otros casos había presencia moderada de células como macrófagos y linfocitos a nivel del epitelio basal, hiperplasia linfoide discreta difusa, y en muchos casos, los helmintos se encontraban rodeados por moco; este tipo de lesiones se han observado en patos y pollos jóvenes (Vetési et al. 1976) y en gansos de las nieves (Tuggle y Crites, 1984).

Gastrotaenia cygni produjo lesiones en los 2 órganos donde se localizó; a nivel de la molleja la lesión se presentó como una área de 2 x 1 cm de diámetro, con una severa necrosis, un aspecto granular y sin capa córnea. En el proventrículo se observaron úlceras y a nivel de la mucosa múltiples focos inflamatorios constituidos por linfocitos y escasos eosinófilos. A nivel de la luz de las glándulas proventriculares se pueden ver las formas parasitarias. Este tipo de lesiones se han observado en aves acuáticas de la Familia Rallidae y Anatidae, en el estado de Colorado, E. U. A. (Willers y Olsen, 1969).

Los estróbilos de los cestodos identificados tanto en intestino delgado (*F. fasciolaris* y *Diorchis* sp.), como en el intestino grueso y cloaca (*C. megalops*) estaban recubiertos por abundante moco; también se encontraron cargas parasitarias altas, lo que puede ocluir en intestino. Con respecto al escólex, se observó adherido a la mucosa del intestino delgado rodeado por escasos heterofilos y abundantes linfocitos. La literatura señala que existen pocos estudios sobre cestodos de aves donde se describan aspectos de la relación huésped-parásito, y las investigaciones que se han realizado solo tratan de aspectos taxonómicos (Wobeser, 1981; Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).

Un trematodo identificado en ciego fue *Z. lunata*; cuando solo se encontró un individuo de esta especie, no se produjo algún cambio patológico; en infecciones con más gusanos, se observó una ligera congestión, hallazgos macroscópicos similares los realizó Caballero (1941) y Fried y Nelson (1978). A nivel microscópico se observó una hiperplasia linfoide y los trematodos se encontraron rodeados por detritus celular; lesiones más severas fueron reportadas en ratones y hámsteres infectados artificialmente donde se registraron los cambios provocados por este helminto conforme va creciendo (Joyner y McDaniel, 1970; Huffman et al., 1991).

Los otros helmintos identificados en el ciego son del género *Notocotylus* (*N. triserialis* y *N. seineti*); al igual que el otro trematodo solo produjeron una ligera congestión cuando las cargas parasitarias eran altas (20 a 45 parásitos). A nivel microscópico se observó hiperplasia linfoide y una discreta cantidad de células inflamatorias a nivel de la mucosa (linfocitos y macrófagos); los trematodos estaban rodeados por moco y en algunos casos estaban delimitados por células gigantes; lesiones similares fueron encontradas en anátidos de Bangladesh (Yousuf et al., 2009).

Los acantocéfalos encontrados en esta investigación (*Pseudocorynosoma constrictum* y *Fillicolis* sp.) ocasionaron nodulaciones blanquecinas a nivel de la serosa, similares a las lesiones encontradas por La Sala y Martorelli (2007) y Gonzales-Viera et al., (2009) en gaviotas cangrejeras de Bahía Blanca, Argentina y gaviotas grises de costas peruanas, respectivamente, pero con diferentes especie de acantocéfalos. A nivel histológico, se observó la presencia de un granuloma en la subserosa y en su interior se encontró la probóscide, junto con células gigantes, células epiteloides y células inflamatorias mixtas (eosinofilos, heterofilos, entre otras); el tronco estaba rodeado por moco en la luz del intestino.

En algunos casos se observaron áreas de necrosis en la mucosa intestinal; lesiones similares a las reportadas por Amin y Heckman (1991) en una garza bruja (*Nycticorax nycticorax*) parasitada por *Polymorphus spindlatus*, Gonzales-Viera et al. (2009) en gaviotas grises con *Profilicollis altmani*, Taraschewski y Hofmann (1991) en patos domésticos y Yousuf (2009) en patos silvestres, ambos infectados con *Filicollis anatis*. Estos parásitos generalmente provocan daño al huésped cuando presentan una carga parasitaria alta, pero en algunos casos los puntos de fijación del parásito llegan hasta la superficie peritoneal provocando la muerte de las aves (Atkinson, 2008).

El parasitismo es una interacción común en las aves, por tanto estos organismos han coevolucionado con algunas especies parásitos por lo que casi no les generan daños; sin embargo, factores como la contaminación y la reducción del hábitat entre otros, pueden ocasionar que este tipo de enfermedades rompan un equilibrio y generen muertes masivas de aves acuáticas, de ahí la importancia de continuar con estos trabajos a largo plazo para poder elaborar programas de manejo para la conservación de estos organismos (Wobeser, 1981; Cordero del Campillo, 1999; Atkinson et al., 2008; Saif et al., 2008).

CONCLUSIONES

- ❖ Se registran por primera vez en México el acantocéfalo *Fillicolis* sp., y los nematodos *Ascaridia* sp. y *Heterkis* sp. en aves acuáticas.
- ❖ El lago de Atarasquillo, Lerma, México, representa una nueva localidad para once especies de helmintos: *Fillicolis* sp., *E. uncinata*, *Tetrameres* sp., *T. fissispina*, *Streptocara* sp., *Hystrichis* sp., *C. contorta*, *Ascaridia* sp., *Heterkis* sp., *P. oxyurus* y *Gastrotaenia cygni*.
- ❖ El huésped que presentó la mayor riqueza fue *O. jamaicensis* con 18 especies de helmintos.
- ❖ *Anas acuta* se registra por primera vez en México como huésped de *Pseudocorynosoma constrictum*, *Tetrameres* sp. y *Epomidiostomum uncinatum*.
- ❖ *A. crecca* es nueva especie de huésped en México para *Fillicolis* sp., *Tetrameres* sp., *Streptocara* sp., *Amidostomum* sp., *Epomidiostomum uncinatum*, *Zygocotyle lunata*, *Notocotylus triserialis* y *Fimbriaria fasciolaris*.
- ❖ *A. discors* es nueva especie de huésped en México para *Echinuria uncinata*, *Tetrameres* sp., *Streptocara* sp., *Amidostomum* sp., *Notocotylus triserialis*, *Psilochasmus oxyurus*, *Hystrichis* sp. y *Gastrotaenia cygni*.
- ❖ *O. jamaicensis* es nueva especie de huésped en México para *Tetrameres* sp., *Tetrameres fissispina*, *Hystrichis* sp., *Capillarias* sp., *Capillaria contorta*, *Amidostomum* sp., *Epomidiostomum uncinatum*, *Ascaridia* sp., *Notocotylus seneti*, *Zygocotyle lunata*, *Notocotylus triserialis*, *Psilochasmus oxyurus*, *Cotylurus magniacetabulus*, *Fimbriaria fasciolaris*, *Gastrotaenia cygni*, *Hymenolepis megalops* y *Diorchis* sp.

- ❖ *A. americana* es nueva especie de huésped en México para *Tetrameres* sp., *Tetrameres fissispina*, *Epomidiostomum uncinatum*, *Capillaria contorta*, *Heterkis* sp., *Notocotylus seneti*, *Cotylurus magniacetabulus*, *Fimbriaria fasciolaris*, *Hymenolepis megalops* y *Gastrotaenia cygni*.
- ❖ *A. clypeata* es nueva especie de huésped en México para *Tetrameres* sp., *Streptocara* sp., *Amidostomum* sp., *Epomidiostomum uncinatum*, *Notocotylus triserialis*, *Fimbriaria fasciolaris* y *Gastrotaenia cygni*.
- ❖ Las lesiones macroscópicas producidas por helmintos en general, solo se observaron cuando las cargas parasitarias eran altas (con excepción de *Hystrichis* sp.), lo contrario ocurre con los hallazgos microscópicos.
- ❖ Las lesiones causadas por lo acantocéfalos resultando ser las más graves.
- ❖ *Gastrotaenia cygni* fue el único helminto encontrado en dos tejidos: del proventrículo y molleja, en el primero se observaron múltiples focos inflamatorios constituidos por linfocitos y escasos eosinófilos. A nivel de la molleja no se observa reacción inflamatoria.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alcántar, E. F. J. (2008). Variabilidad genética de algunas poblaciones de *Pseudocorynosoma constrictum* Van Cleave, 1918 (ACANTHOCEPHALA) usando secuencias de genes mitocondriales (Citocromo Oxidasa Subunidad I). Tesis de Licenciatura. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.
- Amin, O y Heckman, R. (1991). Description and host relationships of *Polymorphus spindlatus* n. sp. (Acanthocephala: Polymorphidae) from the heron *Nycticorax nycticorax* in Peru. *Journal of Parasitology*, 77, 201-205.
- Anderson R. C., Chabaud, A. G. y Willmott, S. (2009). *Keys to the nematode parasites of vertebrates*. Oxfordshire, UK: CAB International.
- Anderson, R. C. (2000). *Nematode parasites of vertebrates: Their development and transmission*. Wallingford, Oxon, UK: CABI Publishing.
- Andradre-Rosales, A. T. (2012). Estudio morfológico de trematodos de aves acuáticas (Anatidae, Podicipedidae y Rallidae) de la Laguna de Tecocomulco, Hidalgo, México. Tesis de Licenciatura. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.
- Arizmendi, M. C. y Márquez-Valdemar, L. (2000). Áreas de importancia para la conservación de las aves de México. México: Sección Mexicana del Consejo Internacional para la Preservación de las aves (CIPAMEX).
- Astrálaga, M. (2000). *La Convención de Ramsar*. Memorias Curso de entrenamiento en manejo de humedales. Colombia.

- Atkinson, C. T., Thomas, J. N. y Bruce, D. H. (2008). *Parasitic diseases of wild birds*. U.S.A.: Wiley-Blackwell.
- Aughey, F. y Frye, F. (2001). *Comparative Veterinary Histology with clinical correlates*. London, UK: Manson Publishing.
- Aznar, F. J., Pérez-Ponce De León, G. y Raga, J. A. (2006). Status of *Corynosoma* (Acanthocephala: polymorphidae) based on anatomical, ecological and phylogenetic evidence, with the erection of *Pseudocorynosoma*. *Journal of Parasitology*, 92 (3), 548-564.
- Bacha, J. W. y Bacha, M. L. (2001). *Color atlas of veterinary histology*. London, UK: Wiley-Blackwell.
- Baldassarre, A, and G. Bolen. 1994. *Waterfowl ecology and management*. New York: John Wiley and Sons Inc.
- Barrera-Guzmán, A. y Guillen-Hernández, S. (2008). Helminths intestinales en aves Ciconiformes de la ciénega de Chuburná, Yucatán, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 79, 525-527.
- Behnke, J. M. (1990). *Parasites: immunity and pathology*. London, UK: Taylor & Francis.
- Bergan, J. F., Radomski, A. A., Pence, D. B. y Rhodes, Jr. O. E. (1994). *Tetrameres (Petrovimeres) striata* in ducks. *Journal of Wildlife Diseases*, 30, 351–358.
- Bowman, D. D. (2014). *Georgis' Parasitology for veterinarians*. EUA: Elsevier Saunders.
- Broderson, D., Canaris, A. y Bristol, J. (1977). Parasites of waterfowl from southwest Texas: II. The shoveler, *Anas clypeata*. *Journal Wildlife Diseases*, 13, 435-439.

- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. L. y Shostak, A. W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *Journal of Parasitology*, Washington, D.C., 83: 575-583.
- Caballero y C. E. (1941). Parasitismo en *Gallus gallus* originado por *Zygodontylenus lunatum* en la región de Lerma III. Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. 12 (2), 123-125.
- Canaris, A., Mena, A. y Bristol, J. (1981). Parasites of waterfowl from southwest Texas: III. The green-winged teal, *Anas crecca*. *Journal Wildlife Diseases*, 17, 57-64.
- Colglazier, M. L., E. E. Wehr, R. H. Burtner, y L. M. Wiest, Jr. (1967). Haloxon as an anthelmintic against the cropworm *Capillaria contorta* in quail. *Avian Diseases*, 11, 257-260.
- CONABIO. Ciénagas del Lerma. Obtenida el 30 de mayo del 2014 de <http://avesmx.conabio.gob.mx>
- CONANP. Humedales. Obtenida el 24 de agosto del 2014 de <http://www.conanp.gob.mx>
- Cordero del Campillo, M. (1999). *Parasitología veterinaria*. Madrid. España: McGraw-Hill Iberoamericana.
- Czaplinski, B. (1962). Nematodes and acanthocephalans of domestic and wild Anseriformes in Poland. I. Revision of the genus *Amidostomum* Railliet et Henry, 1909. *Acta Parasitologica Polonica*, 10, 125-164.
- Czaplinski, B. y Vaucher, C. (1994). *Family Hymenolepididae Ariola, 1899*. In: Khalil, L. F. A. Janes y R. A. Bra. (Eds.) *Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates*. New York, USA.: Oxford University Press.

- Dobson, A. P. y McCallum, H. (1997). *The role of parasites in bird conservation*. Clayton, D.H. y J Moore (Eds). Host-Parasite Evolution. New York, U.S.A.: Oxford University Press.
- DUMAC. (2005). *Conozca los patos y Gansos. Una guía para la identificación de Anátidos en México*. Monterrey, Nuevo León, México: Ducks Unlimited de México.
- DUMAC. Aves acuáticas. Obtenido el 25 de julio del 2014, de <http://www.dumac.org>
- Dyce K. M., Sack, W. O. y Wensing, C. J. G. (1999). *Anatomía Veterinaria*. Madrid, España: McGraw- Hill Interamericana.
- Ewing, S. A., West, J. L. y MalleSource, A. L. (1967). Tetrameres sp. (Nematoda: Spiruridae) Found in Pigeons (*Columba livia*) in Kansas and Oklahoma. *Avian Diseases*, 11 (3), 407-412.
- Farias, J. D. y Canaris, A. G. (1986). Gastrointestinal helminths of the mexican duck *Anas platyrhynchos diazi* ridgway, from north central Mexico and southwestern United States. *Journal of Wildlife Diseases*, 22, 51-54.
- Farner, D., King, J. y Parkes, K. (1975). *Avian biology*. Vol. IV. New York: Academic Press.
- Figuroa, M., Bianque De Oliveira, J., Dowell, M., Soares, A., Santiago, V., Alves, R. y Evencio, A. (2002). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el Estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitología Latinoamericana*, 57: 50-54.
- Fried, B. y Nelson, P. D. (1978). Host-parasite relationships of *Zygocotyle lunata* (Trematoda) in the domestic chick. *Parasitology*, 77, 49-55.
- Fried, B., Huffman, J. E., Keeler, S. y Peoples, R. C. (2009). The biology of the caecal trematode *Zygocotyle lunata*. *Advances in parasitology*, 69, 1-40.

- Gladden, B. W. y Canaris, A. G. (2009). Helminth parasites of the Bufflehead duck, *Bucephala albeola*, wintering in the Chihuahua desert with a checklist of helminth parasites reported from this host. *Journal Parasitology*, 95, 129-136.
- Gonzales-Viera, O., Luján-Vega, C., y Chavera-Castillo, A. (2009). Lesiones patológicas causadas por *Profilicollis Altmani* (Perry, 1942) Van Cleave, 1947 (Acanthocephala) en una gaviota gris (*Leucophaeus Modestus*)(tschudi, 1843) de la costa peruana. *Neotropical. Helminthology*, 3(2), 115-120.
- González, S. J. y Marín, G. P. (Eds) (2004). *Atlas de anatomía de animales exóticos*. Madrid, España: Elsevier España.
- Green, A. J., Georgiev, B. B., Brochet, A., Gauthier-Clerc, M., Fritz, H. y Guillemain, M. (2011). Determinants of the prevalence of the cloacal cestode *Cloacotaenia megalops* in teal wintering in the French Camargue. *European Journal of Wildlife Research*. 57 (2), 275-281.
- Guzman-Cornejo, M. del C., García-Prieto, L., Rivas-Lechuga, G., Osorio-Sarabia, D. y Montiel-Parra, G. (2012). *Manual de prácticas de metazoarios parásitos de vertebrados*. México, D.F: Las prensas de Ciencias.
- Harrison, C. y Greensmith, A. (2000). *Birds of the world*. New York, USA: Dorling Kindersley.
- Haukos, D. and Neaville, J. (2003). Spatial and temporal changes in prevalence of a cloacal cestode in wintering waterfowl along the gulf coast of Texas. *Journal Wildlife Diseases*, 39, 152-160.
- Herber, E. C. (1942). Life history studies on two trematodes of the subfamily *Notocotylinae*. *The Journal of Parasitology*, 28, 179-196.

- Herman, C. M. y Wehr, E. E. (1954). The occurrence of gizzard worms in Canada geese. *Journal of Wildlife Management*, 18, 509–513.
- Hood, D. E., y Welch, H. E. (1980). A seasonal study of the parasites of the red-winged blackbird (*Agelaius phoeniceus* L.) in Manitoba and Arkansas. *Canadian Journal of Zoology*, 58, 528–537.
- Huffman, J. E., Sabol, C. y Fried, B. (1991). Infectivity, growth, survival, and pathogenicity of *Zygodontia albicoma* (Trematoda) in experimental rodent hosts. *Journal of Parasitology*. 77, 280–284.
- Illanes, J., Fertilio, B., Chamblas, M., Leyton, V. y Verdugo, F. (2006). Descripción histológica de los diferentes segmentos del aparato digestivo de avestruz (*Struthio camelus var. domesticus*). *International Journal of Morphology*, 24(2):205-214.
- Jiménez-Ramírez, N. (2011). Atlas histológico de órganos de mayor uso en el diagnóstico en *Gallus gallus*. Tesis de licenciatura. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.
- Johnsgard, P. A. (2010). Ducks, geese and swans of the world: Tribe Oxyrini (Stiff-tailed Ducks). Papers in the Biological Sciences. University of Nebraska-Lincoln.
- Joyner, S. y McDaniel, J. S. (1970). Histological observations on mice infected with *Zygodontia albicoma*. *J. Elisha Mitchell Soc.* 86, 184.
- Kamil, S. A., Darzi, M. M., Mir, M. S., Shah, S. A., Shah, S. N. y Khan, F. A. (2011). *Tetrameres Fissispina* Infection in Ducks from Bandipora Area of Kashmir Valley. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 66 (2), 43-47.

- Kamini, J., Meseko, T. J., Tanko, C. A., Tafarki, A. E., Lazarus, D. D. Y Oladokun, T. (2008). *Tetrameres fissispina* infection in lozan chickens in Taraba State, Nigeria, case report. *International Journal of Poultry Science*, 7 (12), 1216-1218.
- Kaufman, K. (2005). *Guía de campo a las aves de Norteamérica*. New Cork, U.S.A.: Hillstar Editions L. C.
- Keithly, J. S. (1968). Life history of *Corynosoma constrictum* Van Cleave (Acanthocephala; Polymorphidae) Tesis de Doctorado. Iowa State University, Ames, Iowa. U.S.A.
- La Sala, L. y Martorelli, S. (2007). Intestinal acanthocephaladiosis in Olrog's gulls (*Larus atlanticus*): *Profilicolis chasmagnathi* as possible cause of death. *Journal Wildlife Diseases*. 43, 269-273.
- Lamothe, A. R. (1997). *Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres*. México, D.F.: A.G.T. Editores.
- Larios, I. (1944). Descripción de un cestodo del género *Hymenolepis* encontrado en los patos silvestres del lago de Texcoco, México. *Anales del Instituto de Biología. UNAM*, 4 (1), 73-78.
- Leiby, P. D. and O. W. Olsen. 1965. Life history studies on Nematodes of the genera *Amidostomum* (Strongloidea) and *Epomidiostomum* (Trichostrongyloidea) occurring in the gizzards of waterfowl. *Proc Helminthol Soc Wash* 32:32-49.
- León, R. V. (1990). *Contribución al estudio de helmintofauna de vertebrados acuáticos de San Pedro Tlaltizapan, Estado de México*. Tesis de Licenciatura. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.
- Leopold, S. (1990). *Fauna Silvestre de México: Aves y mamíferos de caza*. México, D.F.: Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables.

- López, N. C. (1942). División del género *Hymenolepis* Weinland en otros más naturales. *Revista Ibérica de Parasitología*, 2, 46-85 y 113-256.
- Martínez, C. M., Ruiz de Ybáñez, M., Espigares, D., Tizzani, P. y Alonso, F. D. (2009). Tetrameriosis in feral pigeons from Murcia, Southeastern Spain. *Preventive Veterinary Medicine*, 90, 284–286.
- Martínez-Haro, M., Sánchez-Nava, P., Salgado-Maldonado, G. Y Rodríguez-Romero, F. J. (2012). Helmintos gastrointestinales en aves acuáticas de la subcuenca alta del río Lerma, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83: 36-41.
- McDonald, M. E. (1981). *Key to trematodes reported in waterfowl*. Washington, D. C. USA: U. S. Department of the interior Fish and Wildlife Service/ Resource Publication 142.
- McDonald, M. E. (1988). *Key to acanthocephala reported in waterfowl*. Washington, D. C. USA: U. S. Department of the interior Fish and Wildlife Service/ Resource Publication 173.
- Mercado-Reyes, M., Angulo-Castillo, S., Clemente-Sánchez, F., Hernández-Llamas, A., Gonzáles-Rojas, J. I., López-Torres, E. y Tavizón-García, P. (2010). Presencia de helmintos en el pato triguero (*Anas platyrhynchos diazi*) del altiplano zacatecano, México. *Agrociencia*, 44, 931-939.
- Ministry of Agriculture, Fisheries and Food. (1977). *Manual of veterinary parasitological laboratory techniques*. London, United Kingdom: HMSO.
- Muniz, L. y Amato, S. (1998). *Fimbriaria fasciolaris* and *Cloacotenia megalops* (Eucestoda, Hymenolepididae), cestodes from brazilian waterfowl. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 93, 767-772.

- Orozco-Flores, A. (2000). Algunos trematodos y cestodos de tres especies de cercetas en dos localidades del Estado de México. Tesis de Licenciatura. Estado de México. Universidad Autónoma del Estado de México.
- Ostrowski de Núñez, M., Davies, D. y Spatz, L. (2011). El ciclo de vida de *Zygocotyle lunata* (Trematoda, Paramphistomoidea) en la región subtropical de América del Sur. *Revista mexicana de biodiversidad*, 82(2), 581-588.
- Owen, M. y Black, J. M. (1990). *Waterfowl ecology*. London: Blackie.
- Padilla-Aguilar, P. (2010). Identificación de la helmitofauna del tracto digestivo de aves acuáticas del Altiplano Central Mexicano. Tesis de Licenciatura. Hidalgo. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.
- Pérez Ponce de León, G. y García-Prieto, L. (2001). Diversidad de helmintos parásitos de vertebrados silvestres de México. CONABIO. *Biodiversitas*, 37, 7-11.
- Peterson, R. y Edward, L. C. (2008). *Aves de México*. Guía de Campo. México, D.F.: Diana.
- Podesta, R. B. y Holmes, J. C. (1970). The life cycles of three polymorphid (Acanthocephala) occurs as juveniles in *Hyaella azteca* (Amphipoda) at cooking lake Alberta. *Journal of Parasitology*, 56, 1118-1123.
- Podulka, S., Rhorbauga, R. y Booney, R. (2004). *Handbook of bird biology*. New York: Cornell Lab of Ornithology.
- Poulin, R. (1995). Phylogeny, ecology, and the richness of parasite communities in vertebrates. *Ecological Monographs*, 65 (3), 283-302.
- Premvati, G. (1969). Redescription of *Psilochasmus oxyurus* (Creplin, 825) Lühe, 1909. with proposal to synonymize three other species. *Parasitology*, 59, 493-496.

Prophet EB, Millis B, Arrington JB, Sobin LH. (1995). *Métodos Histotecnológicos*. Washington, DC.: Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP).

Ramos, S. R. P. (1994). Composición de la comunidad de helmintos del tubo digestivo de tres especies de garzas (Coconniformes: Ardeidae) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán. México. Tesis de Maestría. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.

Ramsar list. (2006). The list of wetlands of international importance. Convention on Wetlands of International Importance (Ramsar, Iran, 1971). Ramsar Convention, Gland.

Ramsar. Humedales. Obtenida el 24 de agosto del 2014 de <http://www.ramsar.org>

Rohde, K. (2005). *Marine Parasitology*. Wallingford, Oxon, UK: CABI Publishing.

Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L. R., Nolan, L. K. y Swayne, D. E. (2008). *Diseases of Poultry*. Iowa, USA: Blackwell Publishing.

Schultz, R. L. (1940). The Genus *Diorchis* Clerc 1903. *American Midland Naturalist*, 23 (2), 382-389.

SEMARNAT. (2001). Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2001, Protección ambiental a especies nativas de México de flora y fauna silvestres o en categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio. Lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación, Marzo de 2002.

- SEMARNAT. (2006). Proyecto para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de las Aves Acuáticas y su Hábitat en México. México, D. F.
- SEMARNAT. (2008). Estrategia para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de las Aves Acuáticas y su Hábitat en México. México, D. F.
- SEMARNAT. (2009). Plan de manejo y tipo de manejo, conservación y aprovechamiento sustentable de aves acuáticas y playeras. México, D. F.
- Shaw, M. y Kocan, A. (1980). Helminth fauna of waterfowl in central Oklahoma. *Journal Wildlife Diseases*, 16 (1), 59-64.
- Silveira, E. F., Amato, J. F. R y Amato, S. B. (2006). *Echinuria uncinata* (Rudolphi) (Mematoda, Acuriidae) *Netta peposaca* (Vieillot) (Aves, Anatidae) in South America. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23 (2), 520-528.
- Soto-Méndez, A. (2006). Estudio taxonómico de trematodos de tres especies de Ánatidos en la laguna de Chiconahupan, San Mateo Texcalyacac, Estado de México. Tesis de Licenciatura. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.
- Spasskaya, L. P. (1954). *Cestodes de Aves (Hymenolepididae)*. Academy Nauk. SSSR: Institut Zoologii.
- Taraschewski, H. (2000). Host–parasite interactions in Acanthocephala: A morphological approach. *Advances in Parasitology*, 46, 1–179.
- Taraschewski, H. y Hofmann, U. (1991). Host–parasite interface of *Filicollis anatis* (Palaeacanthocephala) in domestic ducks. *Diseases of Aquatic Organisms*, 11, 155–162.

- Tompkins, J. y Clayton, D. (1999). Host resources govern the specificity of swift let lice: Size matters. *Journal of Animal Ecology*, 68, 489-500.
- Tuggle, B. N. y Crites, J. L. (1984). The prevalence and pathogenicity of gizzard nematodes of the genera *Amidostomum* and *Epomidiostomum* (Trichostrongylidae) in the lesser snow goose (*Chen caerulescens caerulescens*). *Canadian Journal of Zoology*, 62, 1849–1852.
- Van Cleave, J. H. (1945). The acanthocephala genus *Corynosoma*. The species foun in waters birds of north America. *Journal of Parasitology*, 31 (5), 332-340.
- Vetési, F., Phuc, D. V. y Varga, I. (1976). Histopathological changes in the gizzard of goslings, ducklings and chickens experimentally infected with *Amidostomum anseris*. *Acta Veterinaria Academiae Scientiarum Hungaricae*, 26, 113–128.
- Wilkinson, J., Canaris, A. y Broderson, D. (1977). Parasites of waterfowl from southwest Texas: I. The northern cinnamon teal, *Anas cyanoptera septentrionalium*. *Journal Wildlife Diseases*, 13, 62-63.
- Willers, W. B. y Olsen, O. W. (1969). Incidence of infection by *Gastrotaenia cygni* (Cestoda: Aporidea) of waterfowl in eastern Colorado. *Avian Diseases*, 13, 415–416.
- Wobeser, G. A. (1981). *Diseases of Wild Waterfowl*. New York, United States of America: Plenum Press.
- Work, T. M., Meteyer, C. U. y Cole, R. A. (2004). Mortality in Laysan ducks (*Anas laysanensis*) by emaciation complicated by *Echinuria uncinata* on Laysan Island, Hawaii, 1993. *Journal of Wildlife Diseases*, 40, 110–114.

Yamaguti, S. (1940). Studies of the helminth fauna of Japan. Part 3. Cestodes of birds II. Japanese Journal of Medical Sciences VI. *Bacteriology and Parasitology*, 1, 175-211.

Yousuf, M. A., Das, P. M., Anisuzzaman, M., y Banowary, B. (2009). Gastro-intestinal helminths of ducks: Some Epidemiologic and pathologic aspects. *Journal of the Bangladesh Agricultural University*, 7(1), 91-97.

ANEXO I

Hemaoxilina de Delafieldd

- ❖ Lavar con alcohol del 70%.
- ❖ Hidratar en alcoholes graduales de 50% a 25%, hasta agua destilada durante 10 minutos en cada uno.
- ❖ Teñir con Hematoxilina durante 10 minutos.
- ❖ Lavar con agua destilada durante 10 minutos para eliminar el exceso de colorante.
- ❖ Diferenciar en agua acidulada al 2% (HCl) hasta que los ejemplares adquieran un color rosa pálido.
- ❖ Lavar con agua destilada durante 10 minutos, para impedir que siga actuando el ácido.
- ❖ Virar en agua de la llave agregando 10 gotas de carbonato de litio (solución acuosa concentrada) para acelerar la reacción. Hasta que los ejemplares adquieran un color azul intenso.
- ❖ Lavar con agua destilada durante 10 minutos.
- ❖ Deshidratar en alcoholes graduales de 25%, 50%, 70%, 96% (durante 10 minutos) y 100% (durante 20 minutos).
- ❖ Aclarar con salicilato de metilo durante 30 minutos.
- ❖ Montar en bálsamo de Canadá, etiquetar y poner a secar.

ANEXO II

Paracarmin de Meyer

- ❖ Lavar en alcohol al 70% por diez minutos dos veces consecutivas hasta quedar perfectamente blancos.
- ❖ Lavar en alcohol al 96%, dos cambios de diez minutos cada uno.
- ❖ Teñir con Paracarmin de Meyer durante 8-10 minutos.
- ❖ Lavar en alcohol al 96% para quitar el exceso de colorante durante 3 minutos o más, dependiendo del grosor.
- ❖ Diferenciar en alcohol acidulado al 2% con HCl hasta que los bordes del ejemplar queden casi blancos y los órganos internos visiblemente teñidos.
- ❖ Lavar en alcohol al 96% por uno o dos minutos para evitar que el alcohol acidulado siga actuando.
- ❖ Alcohol al 100% durante 25 minutos.
- ❖ Aclarar en aceite de clavos, Terpineol, xilol o salicilato de metilo, no más de 15 min.
- ❖ Montar en bálsamo de Canadá.
- ❖ Etiquetar y secar.

ANEXO III

Hematoxilina-Eosina

- ❖ Desparafinar:
 - Xilol --- 3 minutos.
 - Xilol --- 3 minutos.

- ❖ Hidratar:
 - Alcohol al 100% --- 3 minutos.
 - Alcohol al 100% --- 3 minutos.
 - Alcohol al 96% --- 3 minutos.
 - Alcohol al 96% --- 3 minutos.
 - Alcohol al 70% --- 3 minutos.
 - Agua corriente --- 5 minutos.
 - Agua destilada --- 1 minuto.
 - Agua destilada --- 1 minuto.

- ❖ Colorear:
 - Hematoxilina alumínica de Harris --- 3 a 5 minutos.
 - Lavado en agua destilada --- 1 minuto.
 - Lavado en agua destilada --- 1 minuto.

- ❖ Diferenciar: Lavar en agua corriente --- 2 minutos.

- ❖ Virar: agua amoniacal.
 - Agua corriente --- 5 minutos.
 - Lavar en agua destilada --- 1 minuto.
 - Lavar en agua destilada --- 1 minuto.

- ❖ Colorear: eosina --- 3 a 5 minutos.

- ❖ Deshidratar:
 - alcohol de 70% --- 1 minuto.
 - Alcohol al 96 --- 1 minuto.
 - Alcohol al 96 --- 1 minuto.
 - Alcohol al 100% --- 1 minuto.
 - Alcohol al 100% --- 2 minutos.

- ❖ Aclarar:
 - Xilol --- 1 minuto.
 - Xilol --- 2 minutos.

- ❖ Montaje: se realizó con Entellan.

ANEXO IV

Tricrómica de Masson

- ❖ Desparafinar en Xileno durante 10 minutos, realizando dos cambios .
- ❖ Hidratar en alcoholes graduales de 100% y 96% durante 5 minutos en cada uno, realizando dos cambios.
- ❖ Lavar con agua corriente durante 5 minutos.
- ❖ Colocar en solución de Bowin a 56-60° durante 60 minutos en una estufa.
- ❖ Lavar en agua corriente hasta que desaparezca el color amarillo.
- ❖ Lavar en agua destilada.
- ❖ Teñir con Hematoxilina de Irum durante 10 minutos.
- ❖ Lavar en agua corriente durante 10 minutos.
- ❖ Lavar con agua destilada.
- ❖ Teñir con solución de Briebrich-Scarlet Fucsina Ácida durante 5 minutos.
- ❖ Lavar con agua destilada.
- ❖ Colocar en solución de Ácido Fosfotungstico Acuoso 5% durante 15 minutos.
- ❖ Teñir con solución verde luz durante 20 minutos.
- ❖ Lavar con agua destilada.
- ❖ Solución de agua acética al 1% durante 4 minutos.
- ❖ Pasar por agua corriente.
- ❖ Deshidratas en alcoholes graduales de 96% y 100% durante 5 minutos, realizando dos cambios en cada uno.