



**BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA**

---

---

**ESCUELA DE BIOLOGÍA**

**Helmintofauna de dos especies de Ranas leopardo  
(Amphibia: Ranidae) del estado de Chiapas, México.**

**T E S I S**

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE**

**B I O L O G A**

**P R E S E N T A:**

**VELAZQUEZ URRIETA MARIA YANET**

**DIRECTOR DE TESIS: DRA. VIRGINIA LEÓN RÈGAGNON**



**DICIEMBRE 2014**

## AGRADECIMIENTOS

A mi tutora de tesis, Doctora Virginia León Regàgnon, por su inmenso apoyo, paciencia, dedicación, observaciones y tiempo; fundamentales para el desarrollo y culminación de esta tesis, así mismo por adentrarme al conocimiento de los helmintos.

Al M. en C. Luis García Prieto por su amabilidad en el préstamo de ejemplares y material de la colección nacional de helmintos UNAM.

A la M. en C. María Guadalupe Velarde Aguilar por su tiempo y paciencia, en la enseñanza de los procesos y técnicas moleculares para procesamiento de los parásitos.

A la M. en C. Berenit Mendoza por proporcionar las fotos de microscopía electrónica de barrido del *Rhabdias*.

A la M. en C. Ángeles Romero Mayen por sus observaciones y comentarios.

Al Instituto de Biología de la UNAM.

Al proyecto PAPITT UNAM IN-209414-3 a cargo de la Dra. Virginia León Regàgnon por la beca otorgada para la realización de esta tesis.

A la bióloga Sonia Martínez y la bioquímica Angélica Najjar por toda su ayuda.

Al Doctor Jesús Lara Chaves por el espacio proporcionado.

A Señor Martín Flores por su amable hospitalidad.

## DEDICATORIA

*A dios por su infinita bondad y darme la oportunidad de llegar hasta aquí.*

*A la mujer más Admirable, mi madre Cecilia Urrieta Juárez por darme la vida y enseñarme a luchar por mis sueños.*

*A Gabriela Bravo Trejo por su apoyo incondicional, cariño y amistad todos estos años.*

*A mi hermano Héctor por su alegría y ser una persona especial.*

*A Junior por ser un amigo inseparable y estar en momentos difíciles.*

*A mi abuela Altagracia Juárez Molina por todo su cariño y consejos*

*A mis sobrinos Eduardo y Sandra*

*A mis hermanos por sus enseñanzas y grandes aventuras*

*A mi padre*

**Helmintofauna de dos especies de Ranas  
leopardo (Amphibia: Ranidae) del estado  
de Chiapas, México**

# ÍNDICE

RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
ANTECEDENTES.....	7
OBJETIVOS.....	12
ÁREA DE ESTUDIO.....	12
LOCALIDADES DE COLECTA.....	15
MATERIAL Y MÉTODOS.....	17
RESULTADOS.....	22
CARACTERIZACIONES MORFOLÓGICAS.....	25
<i>Gorgoderina parvicava</i> .....	25
<i>Haematoloechus floedae</i> .....	37
Metacercaria tipo Tetracotyle.....	44
<i>Megalodiscus</i> sp. ....	49
Proteocephalidae gen. sp. ....	55
<i>Oncicola</i> sp. ....	59
<i>Rhabdias</i> sp. ....	65
<i>Rhabdias</i> cf. <i>savagei</i> .....	73
<i>Eustrongylides</i> sp. ....	74
<i>Oswaldocruzia subauricularis</i> .....	78
<i>Oswaldocruzia</i> sp.....	84
<i>Oxyascaris</i> sp.....	88
<i>Spiroxys</i> sp. ....	93
<i>Aplectana itzocanensis</i> .....	98
<i>Cosmocerca parva</i> .....	104

<i>Cosmocerca</i> sp. ....	111
<i>Falcaustra</i> sp. ....	117
<i>Foleyellides striatus</i> .....	123
<i>Pharyngodon</i> sp. ....	129
CARACTERIZACIÓN DE LAS INFECCIONES.....	134
DISCUSIÓN.....	138
CONCLUSIONES.....	144
BIBLIOGRAFÍA.....	146
ANEXOS.....	157

## Resumen

Uno de los grupos de anfibios más conspicuos en México son las ranas leopardo, que pertenecen al grupo "*Rana pipiens*". En nuestro país se han descrito trece especies de ranas leopardo; de ellas, las que son transcendentales para este estudio son *Rana brownorum* y *Rana* cf. *forreri*. Los parásitos son parte fundamental para el manejo de la biodiversidad, ya que proporcionan información sobre la historia natural del hospedero y la relación trófica del ecosistema. Se realizó un estudio de la helmintofauna de 15 *Rana brownorum* y 27 *Rana* cf. *forreri* del estado de Chiapas. De éstas se obtuvo un registro de 13 taxa para *R.* cf. *forreri*, de los cuales 5 son tremátodos y 8 nemátodos. Para *R. brownorum* se obtuvo un total de 11 taxa, de los cuales 3 son tremátodos, 1 acantocéfalo y 7 nemátodos. Ambos hospederos compartieron 3 taxa: *Haematoloechus coloradensis*, *Oxyascaris* sp. y *Foleyellides striatus*. En ambos casos los tremátodos presentaron un valor alto de prevalencia, abundancia e intensidad. El presente trabajo es de gran importancia ya que aporta 6 nuevos registros para *R.* cf. *forreri*, 3 para *R. Brownorum*, 21 para la localidad y un nuevo registro para México.

## Introducción

México es uno de los países más ricos en diversidad en cuanto a flora y fauna debido a su accidentada topografía y su gran variedad de climas, lo que ha creado las condiciones favorables para la diversificación de la vida. En particular la herpetofauna tiene una alta riqueza en México ya que representa el 10% del total mundial (Flores-Villela, 1993). A este fantástico grupo pertenecen los anfibios, de los cuales se han descrito un total de 6,347 especies a nivel mundial, presentes en todos los ámbitos terrestres y de agua dulce, solo ausentes en zonas secas y frías del planeta (Grump, 2010; Frost *et al.*, 2006).

México cuenta con un total de 361 especies distribuidas en 14 familias y 45 géneros, de los cuales los anuros son el grupo más numeroso representado por 9 familias, 26 géneros y 231 especies, seguido por Caudata que presenta 4 familias, 18 géneros, 128 especies y el de menor número es Gymnophiona con 1 familia, 1 género y 2 especies. El 61% de las especies de anfibios presentes en México son endémicas, lo cual los hace muy interesantes e importantes, sin embargo aun faltan muchas especies por describirse (Flores-Villela y Canseco-Márquez, 2004). Las regiones con mayor riqueza en anfibios son: la costa del Pacífico que incluye la cuenca del Balsas y la depresión central de Chiapas, el eje volcánico transversal, sierra madre del sur, la planicie costera del Golfo que incluye a la península de Yucatán, mientras que las más pobres son: la tierra semiárida de Tamaulipas y la sierra madre Oriental (Flores-Villela, 1993). A pesar de la alta riqueza de anfibios en México, la gran mayoría de estas especies se encuentran amenazadas, lo que está provocando una disminución en las poblaciones.

Unos de los anfibios más conspicuos en México son las rana leopardo del género *Rana*, que pertenecen al grupo "*Rana pipiens*" que es un grupo monofilético que comprende más de veinte especies distribuidas desde Canadá hasta Panamá (Hillis *et al.*, 1983). La filogenia de estas ranas ha sido controversial por mucho tiempo; de acuerdo con Hillis *et al.*, (1983) la clasificación basada en estudios de aloenzimas divide al complejo en dos grupos, designados como grupos alfa y beta, las ranas leopardo de la división beta, se dividen en dos grupos: las de Norte

América como *Rana pipiens* con sus subespecies y las de América central como *Rana berlandieri* con sus subespecies. Cada uno de los grupos se distribuye simpátricamente con poca o ninguna hibridación y por lo tanto, son consideradas como especies distintas, sin embargo los miembros dentro de cada una de las dos divisiones principales se distribuyen esencialmente parápatricamente (Hillis *et al.*, 1983). El grupo de especies *Rana berlandieri* es el clado más diverso de las ranas leopardo, los miembros de este grupo se extienden desde el sur de Estados Unidos hacia el centro de Panamá, está dividido en tres clados, el primero está integrado por seis especies distribuidas a lo largo del Atlántico, costa del Pacífico de México y a lo largo de la costa de América Central hacia el sureste de Costa Rica, el segundo se encuentra en la meseta mexicana y el tercero se produce en las estribaciones de la Sierra Madre Occidental (Hillis *et al.*, 1983). Aunque el reconocimiento y descripción de las especies del complejo ranas leopardo continúan hasta la fecha, gran parte de la atención se ha dirigido a los intentos para entender las relaciones evolutivas y la historia biogeográfica del grupo (Hillis y Wilcox, 2005).

En México se han descrito formalmente 13 especies: *R. berlandieri* Baird, 1854, *R. brownorum* Sanders, 1973, *R. chiricahuensis* Platz y Mecham, 1979, *R. dunni* Zweifel, 1957, *R. forreri* Boulenger, 1883, *R. magnaocularis* Frost y Bagnara, 1976, *R. megapoda* Taylor, 1942, *R. montezumae* Baird, 1854 *R. neovolcanica* Hillis y Frost, 1985, *R. olmiltelmana* Gunther, 1900, *R. spectabilis* Hillis y Frost, 1985, *R. tlaloci* Hillis y Frost, 1985, *R. yavapaiensis* Platz y Frost, 1984. Adicionalmente, existen otras especies detectadas con secuencia de proteínas y ADN, pero no descritas formalmente (Hillis, 1983; Hillis, 1988; Hillis y Frost, 1985; Hillis y Wilcox, 2005; Flores-Villela, 1993).

Zaldívar-Riverón *et al.* (2004) investigaron los límites entre especies y la distribución de las ranas leopardo de las costas mexicanas, pertenecientes al grupo *Rana berlandieri*, mediante secuencias del gen mitocondrial 12S rDNA. El estudio dio como resultado dos árboles similares con tres clados, en el primero, *R. neovolcanica* es especie hermana de *R. berlandieri*. El segundo es un grupo

monofilético que muestra a *R. spectabilis* como especies hermana del grupo que contiene a los ejemplares de *Rana brownorum* (los cuales se agrupan en dos clados, uno con los ejemplares provenientes de la Cordillera de la Sierra Madre de Chiapas y la Depresión Central de Chiapas, otros que comprende a los haplotipos de la llanura Costera del Golfo, las provincias Plataforma de Yucatán y de la Sierra Madre de Chiapas). El tercer clado contiene a los ejemplares de *R. magnaocularis*, *R. sp. Papagayo* y del complejo de especies *R. forreri* de la región del Pacífico, el cual contiene al menos 3 especies no descritas formalmente (Zaldívar-Riverón *et al.*, 2004).

Las especies de ranas leopardo que son trascendentales para este estudio por haberse registrado en el estado de Chiapas son *R. brownorum* y *R. cf. forreri*, la primera llegan a alcanzar de 6.5 a 8 cm de LHC, es delgada y de aspecto aerodinámico, con cabeza angosta y puntiaguda. Posee extremidades posteriores largas y robustas, un par de pliegues dorsolaterales de coloración clara y entre ellos hay series paralelas de bordes glandulares, el patrón de coloración dorsal es muy variable, algunos individuos son muy oscuros, la mayoría sin embargo son verdosos, café o bronceado con notables manchas oscuras. Las extremidades están generalmente marcadas con manchas y barras café oscuro, la superficie posterior de los muslos está bien marcada con reticulaciones oscuras sobre un fondo claro. En México, aparentemente se distribuye desde Veracruz hacia el sur hasta la base de la Península de Yucatán, en los estados de Campeche, Tabasco y Chiapas por lo que sus registros históricos corresponderían a ejemplares localizados cerca de esos sitios (Sanders, 1973; Flores-Villela y Geréz, 1994). Es de suma importancia mencionar que esta especie está sujeta a protección especial de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2010. La segunda, *R. cf. forreri*, en su estado adulto alcanza 12 cm, tiene la piel suave, un hocico puntiagudo, pliegues dorsolaterales bien desarrollados que se extienden desde el ojo hasta la base de la extremidad posterior, manchas dorsales de color marrón oscuro, el color puede ser verde oscuro a marrón y en las extremidades posteriores están definidas bandas oscuras (Grismer, 2002). Su distribución ha sido objeto de gran confusión, considerando a las especies no descritas detectadas por Hillis *et al.*,

(1983) y Zaldívar-Riverón *et al.*, (2004). Originalmente, se pensaba que *R. forreri* se distribuía a lo largo de la costa del pacífico; pero de acuerdo con Zaldívar-Riverón *et al.*, (2004) el nombre de *R. forreri* sólo debe aplicarse a las poblaciones de ranas leopardo costeras que se distribuyen desde el sur de Sonora al sur de Nayarit. Las especies no descritas y numeradas por clados por estos autores parecen habitar desde el Norte de Jalisco hasta el sur de Guerrero, (*Rana* cf. *forreri* 2, y previamente llamada forma Colima por Hillis *et al.*, 1983), en la depresión del río Balsas (*Rana* sp. 3 y *Rana* cf. *forreri* 5), en Oaxaca y Chiapas (*Rana* cf. *forreri* 4), aunque se necesita más trabajo para conocer la distribución detallada de las especies (Hillis *et al.*, 1983; Zaldívar-Riverón *et al.*, 2004).

En ambas especies los renacuajos son principalmente herbívoros, comiendo algas, diatomeas, y materia animal pequeña filtrada del agua o raspado de las superficies; una vez que se transforman en una ranas comen invertebrados terrestres, incluyendo arañas, insectos y sus larvas, babosas, caracoles y lombrices de tierra (Harding, 1997). Son ectotérmicas y se auxilian en la respiración mediante el intercambio de gases por la piel; tienden a localizarse cerca de cuerpos de agua perennes o temporales, habitan principalmente la periferia de los mismos, entre la vegetación circundante. Son de climas cálidos, húmedos y subhúmedos, se encuentran activas todo el día aunque por las noches son más activas (Vogt *et al.*, 1997; Muñoz, 1992). Son especies ovíparas de desarrollo indirecto, pasando por una fase metamórfica. Durante la época lluviosa los ejemplares llegan a moverse grandes distancias hacia los sitios de apareamiento, el amplexus es axilar y después del apareamiento la hembra deposita los huevos en el agua (Vogt *et al.*, 1997; Vitt y Caldwell, 2011).

El conocimiento sobre los helmintos parásitos de anfibios en México en especial de las ranas leopardo está lejos de ser completo, puesto que los trabajos de helmintos parásitos de estos anfibios han sido escasos. Solo cuarenta y una especies de anfibios han sido analizadas, diez de ellos (24,4%) se enfoca en el género *Rana* y registran 80 especies de helmintos (de las 119 especies de helmintos registrados en anfibios mexicanos). Además, de las especies de

helmintos registrados en *Rana*, 31 se encontraron en *Rana montezumae* de unas cuantas localidades en dos estados de la República Mexicana (Pérez-Ponce de León y García-Prieto, 2001). Como es evidente, aún falta mucho trabajo por hacer, puesto que los parásitos deben formar parte integral de cualquier esfuerzo para manejar la biodiversidad de manera sustentable, ya que son fuente importante de información sobre los ecosistemas y proveen información valiosa sobre la historia natural de los hospederos y las relaciones tróficas del ecosistema en el que se encuentran (Brooks *et al.*, 2001). Cada especie alberga interna o externamente al menos una especie de parásito; el número de especies de parásitos en un hospedero depende de varios factores interrelacionados, algunos atribuibles al hospedero, otros al ambiente en el que éste vive y algunos inherentes a la biología del parásito mismo; por lo que la fauna parasitaria puede aportar una nueva dimensión al entendimiento de las interacciones ecológicas, al de los patrones de distribución de los hospederos y al de la compleja historia de muchas regiones y biotas (Esch y Fernández 1993). Los helmintos han sido utilizados como organismos que permiten monitorear el estado de los ecosistemas, puesto que su presencia o ausencia hace posible inferir la riqueza de vertebrados e invertebrados en un hábitat particular, mediante el conocimiento de sus ciclos biológicos; de igual manera la ausencia de ciertos helmintos o la presencia de otros puede ser indicativa del estrés de un hospedero individual, lo que a menudo refleja las alteraciones ambientales (Pérez-Ponce y García-Prieto, 2001). Así mismo, los parásitos nos pueden brindar información importante sobre el hospedero como: a) ¿Qué come el hospedero?, b) ¿Cuánto tiempo pasa el hospedero en diferentes tipos de microhabitat?, c) si el hospedero está capturando parásitos a través de eventos de colonización (y si así fue, con ¿Cuáles otros hospederos podría estar compitiendo?), d) si alguno de los hospederos alberga especies de parásitos que causen enfermedades, e) si la dieta del hospedero cambia a lo largo de su vida y f) ¿Cuáles hospederos son colonizadores y cuales residentes de la comunidad? (Brooks *et al.*, 2001).

Así mismo los parásitos son elementos reguladores de las poblaciones de hospederos contribuyendo con ello al equilibrio e integridad de los ecosistemas. La

introducción de parásitos en un ecosistema puede tener un efecto impredecible y deletéreo sobre las poblaciones de hospederos endémicos, por ello es importante poder distinguir rápidamente entre las especies de parásitos nativas o introducidas (Brooks *et al.*, 2001). Los parásitos también pueden ser utilizados como indicadores de estructuras tróficas dentro de los ecosistemas principalmente aquellos con ciclo de vida complejo que incluye más de un hospedador obligatorio obedeciendo a que todos los componentes bióticos deben coincidir temporal, espacial y regularmente para que el ciclo de vida del parásito se complete y mantenga (Brooks *et al.*, 2001).

Por otra parte, los parámetros de prevalencia, abundancia, intensidad e intervalos de intensidad son de suma importancia, ya que reflejan la presencia o ausencia del parásito, el tamaño de su población y la magnitud de la infección; lo que puede influir tanto negativamente (elemento deletéreo en poblaciones endémicas) o positivamente (elemento regulador) en la población del hospedero (Bush *et al.*, 1997; Brooks *et al.*, 2001).

Resulta innegable que los parásitos forman un componente de gran importancia; no obstante, en muchas ocasiones su aspecto y forma de vida han propiciado su exclusión de las iniciativas sobre biodiversidad y conservación de recursos naturales. Lo anterior es un hecho desafortunado, pues en primera instancia, por la simple riqueza específica que exhiben, deberían ser considerados junto con grupos “carismáticos” como los mamíferos, las aves y las mariposas (entre otros), como una parte importante de la diversidad que nos rodea (Pérez-Ponce de León y García-Prieto, 2001).

## **Antecedentes**

Los estudios helmintológicos de *R. brownorum* y del complejo *R. forreri* en particular, son limitados: *Rana cf. forreri 2* se estudió en Acapulco, Guerrero, México, en donde se registraron 19 taxones de helmintos (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007), en Colima fueron registradas 10 especies de parásitos (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2010) y en *R. forreri* de Sonora, se registraron 6 especies (Goldberg y Bursey, 2002). Por otra parte *Rana brownorum* se investigó en 3 localidades del estado de

Yucatán, de las cuales se obtuvo un registro de 12 taxa de helmintos (Yáñez-Arenas y Guillén-Hernández, 2010).

Cuadro 1. Registros helmintológicos previos de *R. brownorum* y el complejo *R. forreri*. T= Trematoda, C= Cestoda, A=Acantocephala, N=Nematoda,

<b>Especie hospedero</b>	<b>Especie helminto</b>	<b>Localidad</b>	<b>Autor</b>
<i>R. cf forreri</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-<i>Catadiscus rodriguezii</i> (T)</li> <li>-<i>Haematoloechus coloradensis</i> (T)</li> <li>-<i>Diplostomidae</i> gen. sp. (T)</li> <li>-<i>Mesostephanus</i> sp.(T)</li> <li>-<i>Apharyngostrigea</i> sp. (T)</li> <li>-<i>Cylindrotaenia americana</i> (C)</li> <li>-<i>Diphyllobothriidae</i> gen. sp. (C)</li> <li>-<i>Oncicola</i> sp. (A)</li> <li><i>Neoechinorhynchus golvani</i> (A)</li> <li>-<i>Aplectana incerta</i> (N)</li> <li>-<i>Cosmocerca podicipinus</i> (N)</li> </ul>	Acapulco, Guerrero	Cabrera-Guzmán <i>et al.</i> , 2007

	<p>-<i>Physaloptera</i> sp. (N)</p> <p>-<i>Globocephalus</i> sp.(N)</p> <p>-<i>Oswaldocruzia</i> <i>subauricularis</i> (N)</p> <p>-<i>Gnathostoma</i> sp. (N)</p> <p>-<i>Contracecum</i> sp. (N)</p> <p>-<i>Foleyellides</i> <i>striatus</i> (N)</p> <p>-<i>Serpinema</i> <i>trispinosum</i> (N)</p> <p>-<i>Rhabdias</i> sp.(N)</p>		
<p><i>R. cf. forreri</i> (forma Colima)</p>	<p>-<i>Clinostomum</i> sp. (T)</p> <p>-<i>Glythelmins</i> <i>quieta</i> (T)</p> <p>-<i>Haematoloechus</i> sp. (T)</p> <p>-<i>Langeronia</i> <i>macrocirra</i> (T)</p> <p>-<i>Cyclophyllidea</i> (C)</p> <p>-<i>Aplectana</i> <i>itzocanensis.</i> (N)</p> <p>-<i>Cosmocerca</i> <i>podicipinus</i> (N)</p> <p>-<i>Foleyellides</i> <i>striatus</i> (N)</p>	Colima, Colima	Cabrera-Guzmán <i>et al.</i> , 2010

	- <i>Oswaldoruzia subauricularis</i> (N) - <i>Rhabdias</i> sp. (N)		
<i>R. forreri</i>	- <i>Cephalogonimus americanus</i> (T) - <i>Clinostomum attenuatum</i> (T) - <i>Megalodiscus temperatus</i> (T) - <i>Cosmocerca podicipinus</i> (N) - <i>Foleyellides striatus</i> (N) - <i>Physaloptera</i> sp.(N)	Sonora	Goldberg y Bursey, 2002
<i>R. forreri</i>	<i>Hematoloechus</i> sp.(T)	Estero Chamela, Chamela, Jalisco	Pérez-Ponce de León <i>et al.</i> , 2000
<i>Rana brownorum</i>	- <i>Glypthelmins brownorumae</i> (T) - <i>Haematoloechus floedae</i> (T) - <i>Langeronia macrocirra</i> (T) - <i>Megalodiscus temperatus</i> (T) - <i>Oncicola</i> sp. (A) - <i>Aplectana incerta</i> (N)	Celestún, Lagunas de Yalahau, Ría Lagartos, Yucatán	Yáñez-Arenas y Guillén-Hernández, 2010

	<p>-<i>Contracaecum</i> sp. (N)</p> <p>-<i>Foleyellides striatus</i> (N)</p> <p>-<i>Oswaldocruzia subauricularis</i> (N)</p> <p>-<i>Physalopteridae</i> gen. sp. (N)</p> <p>-<i>Rhabdias fülleborni</i> (N)</p> <p>-<i>Subulascaris falcaustriformis</i> (N)</p>		
<i>Rana brownorum</i>	<i>Haematoloechus floedae</i>	Yucatán	León-Régagnon <i>et al.</i> , 2005 <sup>a</sup>

## **Objetivos**

### **Objetivo general**

Documentar la helmintofauna de dos especies de rana leopardo del estado de Chiapas, México.

### **Objetivos particulares.**

- Identificar las especies de helmintos presentes en cada especie de ranas leopardo del estado de Chiapas.
- Obtener la prevalencia, abundancia, intensidad e intervalos de intensidad de la fauna helmintológica en cada una de las especies de rana leopardo del estado de Chiapas.

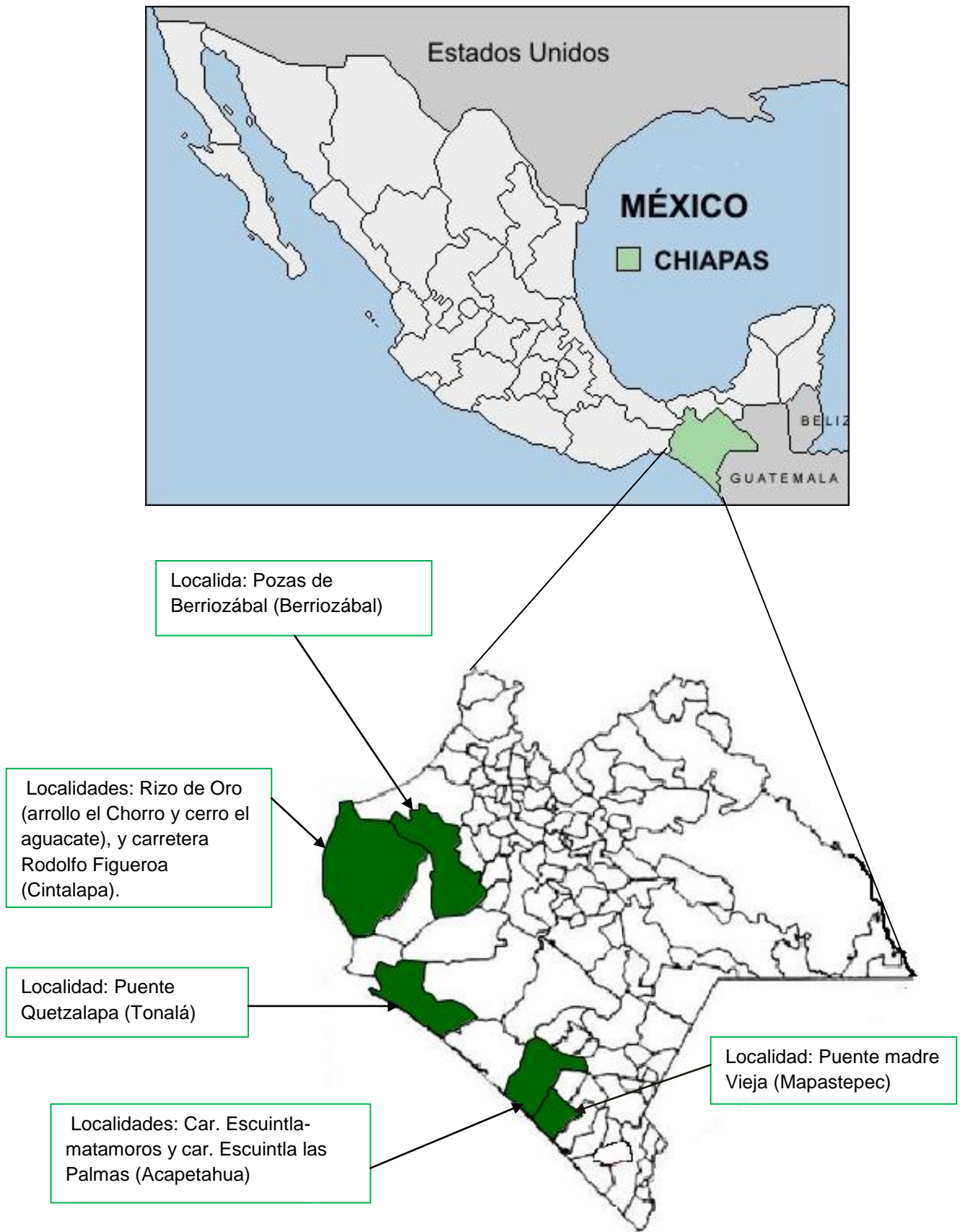
### **Área de estudio**

El estado de Chiapas (figura 1) se localiza en la porción meridional de la República Mexicana y cuenta con una extensión superficial de 73,289 km<sup>2</sup> que representa el 3.7% de la superficie total del territorio nacional, ocupa el 10° lugar a nivel nacional; se encuentra a 522 msnm con coordenadas geográficas 16° 45' 11" N y 93° 06' 56" O. Chiapas colinda al norte con Tabasco; al este con la República de Guatemala; al sur con el Océano Pacífico; al oeste con Oaxaca y Veracruz (INEGI, 2010).

Queda comprendido dentro de la zona tropical con clima que varía de templado subhúmedo a cálido húmedo con lluvias en todo el año y temperaturas entre 18° C y 27°C., aunque sus características varían con el gradiente latitudinal. La mayor parte del territorio se encuentra cubierto por extensas zonas de selva (34.5% de la superficie) principalmente hacia el oriente y norte, aunque existen algunas área de selva en la franja que se extiende desde Arriaga-Tonalá hasta la frontera con Guatemala. Fisiográficamente forma parte de las provincias: Llanura Costera del Golfo Sur, Sierra de Chiapas y Guatemala, y la Cordillera Centroamericana. El

territorio chiapaneco se compone básicamente de tres unidades morfológicas fundamentales: las zonas Montañosas (Altos de Chiapas, Montañas del Norte, Montañas de Oriente, Sierra Madre de Chiapas), la Depresión Central, y llanuras costeras del Golfo y del Pacífico.

La entidad se divide en 112 municipios que conforman nueve regiones económicas denominadas: Centro, Altos, Frontera, Frailesca, Norte, Selva, Sierra, Soconusco e IstmoCosta (INEGI, 2010).



**Figura 1.** Mapa de localidades de muestreo. CEIEG gobierno del estado de Chiapas. INEGI, 2010.

## Localidades de colecta

El municipio de Cintalapa se encuentra en el extremo oeste del Estado de Chiapas, su altitud es de 540 metros sobre el nivel del mar, limita al norte con el municipio de Tecpatán, al oeste con Belisario Domínguez y el estado Oaxaca, al este con Jiquipilas y Ocozocoautla de Espinosa, y al sur con Arriaga. El 70% de la superficie del municipio es plana y el resto está formado por zonas semiplanas. Los principales ríos que hay en el municipio son: Cintalapa, Negro y La Venta; otras corrientes son los arroyos: San Miguel, Tenochtitlán, La Providencia, Macuilapa, Jardín y Cuajilote.

El clima predominante es semicálido subhúmedo con temperatura media anual de 24.5°C, con una precipitación pluvial de 800 milímetros anuales. Los ecosistemas que presenta son bosque y selva, en los que podemos encontrar gran variedad de plantas como: hormiguillo, madre cacao y bálsamo cascarillo, por mencionar algunos. En cuanto a la fauna silvestre encontramos: venados, mapaches, tejones, zorrillos, iguanas y coyotes; existen también gran variedad de especies de serpientes y aves (INEGI, 2010).

Las tres primeras localidades pertenecen a éste municipio: la primera es arroyo el chorro con coordenadas geográficas 16° 34' 57.42" N, 94° 08' 20.00" W a 1,109 msnm., la segunda es el cerro el aguacate con coordenadas geográficas de 16° 33' 42.12" N y 94° 11' 00.36" W. a 132 msnm., y la tercera se encuentra sobre la carretera Rodolfo Figueroa con coordenadas geográficas 16° 31' 18.42" N y 94° 08' 16.00" W. a 1,348 msnm.

El municipio Berriozábal se localiza en la parte occidental del estado de Chiapas, se ubica a 900 metros sobre el nivel del mar, colinda al norte con los municipios de Tecpatán y Copainalá, al sureste con Tuxtla Gutiérrez; al este con San Fernando y al oeste con Ocozocoautla. El clima es templado subhúmedo, con lluvias escasas en el invierno, la temperatura media es de 20° C con una máxima de 35°C y los vientos predominantes llevan dirección norte-sur (INEGI, 2010).

La cuarta localidad pertenece a éste municipio, llamadas Pozas de Berriozábal sus coordenadas geográficas son 16° 46' 19" N, 93° 13 '57" W. a 795 msnm., localizadas en una encañada a 7 kilómetros de Tuxtla Gutiérrez, estas pozas naturales son formadas por la corriente del río Sabinal.

El Municipio de Tonalá Chiapas se ubica en la región 'IX Istmo Costa', limita al norte con Arriaga y Villaflores, al este con Villa corzo, al sur con Pijijiapan y el Océano Pacífico; y al oeste nuevamente con el Océano Pacífico. Se ubica a una altitud de 58 metros sobre el nivel del mar. El clima que presenta es cálido subhúmedo con lluvias en verano, la vegetación es bosque mesófilo de montaña y bosque de coníferas (INEGI, 2010).

La quinta localidad pertenece a éste municipio, llamado puente de Quetzalapa con coordenadas geográficas 16° 02' 26.2" N y 93° 42' 20.3" W. a 44 msnm.

El municipio de Mapastepec se encuentra al sur de Chiapas, limita al oeste y con el municipio de Pijijiapan, al noroeste con la Concordia, al norte con Ángel Albino Corzo, noroeste con Siltepec, al sureste con Acacoyagua y Acapetahua, y al sur con el Océano Pacífico. Se extiende desde el borde del Océano Pacífico con sus lagos y pantanos de los picos de la Sierra Madre, que abarca gran parte de la reserva ecológica conocida como El Triunfo, presenta en su gran mayoría bosque de niebla.

Presenta un clima tropical y la vegetación es bosque siempre verde de altura, con especies como el hormiguillo, chicozapote, Guanacaste, canela, guayaba entre otros. En la alta montaña se pueden encontrar: el pavo real, Mono araña y puerco espín por mencionar algunos (INEGI, 2010).

La sexta localidad se encuentra en el municipio antes mencionado, llamado puente madre vieja con coordenadas geográficas 15° 22' 33.3" N. 92° 45' 35.1" W. a 52 msnm.

El municipio de Acapetahua se localiza al sur del estado de Chiapas a una altura de 30 metros sobre el nivel del mar, colinda al noroeste con los municipios de

Acacoyagua y Escuintla, al este con el municipio de Villa Comaltitlán, al sur con Océano Pacífico; y al oeste con Mapastepec. Su superficie está conformada por zonas planas en su mayoría, sin embargo también posee algunas cumbres como la montaña del zorrillo. Sus recursos hidrológicos los constituyen los ríos: Doña María, Cintalapa, Cacaluta, Ulapa, Chalaca y Juilapa; además posee riachuelos de menor afluencia y algunos manantiales.

El clima es cálido húmedo, las lluvias se registran todo el año. Su vegetación se compone principalmente de selva, bosques de encinos y pinos, aunque existen algunas especies como: bejuco, cola de tigre, chilca, cedro, roble y coyol. Su fauna es vasta y diversa, destacan: garza, gato montés, cigüeña, jabalí, chachalaca, tortuga, lagarto, iguana, boa y cocodrilo (INEGI, 2010).

Las dos últimas localidades pertenecen al municipio de Acapetahua: la séptima se localiza sobre la carretera Escuintla-las Palmas con coordenadas geográficas  $15^{\circ} 16' 35.75''$  N. y  $92^{\circ} 42' 57.02''$  W. a 27 msnm. y la octava se localiza sobre la carretera Escuintla-Matamoros con coordenadas geográficas  $15^{\circ} 15' 24''$  N,  $92^{\circ} 44' 11''$  W. a 23 msnm.

## **Material y métodos**

### **Campo**

Para el presente estudio, se recolectaron 27 ejemplares adultos de *R. forreri*, (11 fueron sobre la carretera Rodolfo Figueroa, 9 del cerro el aguacate, 1 de la carretera Escuintla-Matamoros, 1 de la carretera Escuintla-las Palmas, 3 de Puente Quetzalapa y 2 de puente Madre Vieja) y 15 de *R. brownorum* (10 fueron del arrollo el Chorro y 5 de las posas de Berriozabal), en los meses de febrero, abril, julio y diciembre de 2003-2010. Las recolectas fueron nocturnas entre 9:30-1:00 hrs, los ejemplares fueron capturados manualmente o con red de cuchara de manera aleatoria. En los arroyos se realizaron recorridos de un 1 km sobre el cauce; también se recolectó en charcos someros, bajo rocas y zonas húmedas.

Las ranas fueron transportados vivos a laboratorio donde fueron sacrificados mediante una sobredosis de pentobarbital sódico. Posteriormente se examinaron en busca de helmintos usando un microscopio estereoscópico, se revisó la cavidad bucal, cloaca y superficie del cuerpo, cada individuo se disectó realizando un corte longitudinal en la parte ventral. Antes de ser removidos los órganos internos se examinó su superficie y la cavidad bajo el microscopio estereoscópico. En seguida se prosiguió con la extracción de los órganos y su separación, en cajas de petri con solución salina al 0.65% para ser observados bajo el estereoscopio. Se examinaron los pulmones, riñones, estómago, intestino, vesícula biliar, hígado y la vejiga urinaria. Los helmintos se recolectaron con la ayuda de pinceles finos y pipeta Pasteur para su inmediata colocación en cajas petri, con solución salina al 0.65% para observarlos en vivo y contarlos. Los hospederos recolectados se fijaron en formol al 10% y se conservaron en etanol al 70% y fueron debidamente etiquetados.

### **Fijación y conservación de los helmintos**

Los platelmintos se fijaron en formol caliente al 4%. Los nemátodos se fijaron en alcohol 70% caliente casi en ebullición. Los acantocéfalos se colocaron en agua destilada a 4°C por cuatro a cinco horas antes de ser fijados en formol caliente; en el caso de las metacercarias se desenquistaron antes de agregar el fijador (Lamothe-Argumedo, 1997). Todos los helmintos fueron conservados en alcohol al 70% frio y limpio en frascos de vidrio de 4ml, los cuales fueron etiquetados con la clave de recolecta.

### **Preparación de los helmintos**

Una vez fijados los helmintos se prosiguió con la tinción para lo cual se empleó el paracarmín de Mayer, utilizando la metodología propuesta por Lamothe-Argumedo (1997). Para el estudio de microscopía óptica y determinación taxonómica, los platelmintos y acantocéfalos se montaron en preparaciones permanentes con bálsamo de Canadá, los nemátodos se aclararon con lactophenol y se montaron en preparaciones temporales (Lamothe-Argumedo, 1997). Algunos de los

ejemplares de nemátodos conservados en alcohol al 70 % fueron deshidratados con alcoholes graduales hasta llegar a alcohol absoluto. Posteriormente fueron llevados a punto crítico con CO<sub>2</sub>, se montaron, se cubrieron con oro y finalmente se observaron en el microscopio electrónico de barrido marca Hitachi del Instituto de Biología, UNAM.

### **Determinación de especies**

Se analizaron los caracteres morfológicos de los helmintos con la ayuda de un microscopio óptico y en algunos casos se utilizó el microscopio electrónico de barrido para la observación detallada de algunas estructuras de particular importancia, los helmintos se identificaron con la ayuda de claves taxonómicas (Yamaguti 1971, Anderson, 2000; Gibson *et al.*, 2001, Jones *et al.*, 2001, Bray *et al.*, 2001) y descripciones originales. Las ilustraciones de cada especie se realizaron utilizando una cámara clara adaptada al microscopio óptico.

### **Análisis molecular**

En el caso de *Rhabdias* sp. y *Rhabdia* cf. *savagei*, y debido a que la diferenciación morfológica entre las especies del género es complicada y que existen pocos caracteres morfológicos que son diagnósticos para cada especie, se realizaron estudios moleculares. La extracción de ADN se realizó mediante el método del kit Wizard SV Genomic DNA Purification System (Promega). Posteriormente, para determinar la calidad del ADN se corrió un gel de agarosa al 1 % teñido con bromuro de etidio (10mg/ml).

### **Amplificación mediante PCR**

La amplificación de la región parcial del gen citocromo C oxidasa 1(COI) se llevó a cabo mediante el método de reacción en cadena de la polimerasa (PCR). La mezcla de reacción con un volumen total de 25 µl consistió en: 2.5 µl de Buffer (10X), 0.5 µl de dNTPs (10 mM), 1.6 µl MgCl<sub>2</sub> (30 mM), 1 µl de cada oligonucleótido (10 µ M), 0.125 µl de Taq polimerasa (5U/ µl) (Biogenica), 2.5 µl de templado de ADN y 15.77 de agua destilada para completar el volumen final.

EL programa y las condiciones de PCR fueron las siguientes (ABI 50) 96° c por 3 minutos. 96° c por 10 segundos, 50° c por 5 segundos y 60° c por 4 minutos todo esto por 25 ciclos, finalmente 60° c por 4 minutos. Los oligonucleótidos utilizados fueron: JB3 (5'-TTTTTTGGGCATCCTGAGGTTTAT-3') y JB4.5 (5' T AAAGAAAGAACATAATGAAAATG-3' ) (Bowles *et al.*, 1993)

Los productos amplificados de cada reacción se analizaron mediante electroforesis en geles de agarosa al 1% con tinción de bromuro de etidio (10mg/mL) y/o GelRed (10,000X), incluyendo un marcador de tamaño molecular (42.2ng/u L), un control negativo (sin ADN), efectuado en una cámara de electroforesis con TAE 1% como amortiguador a 85 V por 25 minuto.

### **Purificación y secuenciación**

Los productos de PCR se purificaron mediante el kit Montage PCR Centrifugal Filter Devices (MILLIPORE), posteriormente se purificaron los productos de reacción de secuenciación con sephadex (IBIO). Finalmente las muestras se enviaron al laboratorio de biología molecular de instituto de biología de la UNAM, para llevar a cabo la lectura de la reacción de secuenciación.

### **Análisis de distancias genéticas**

El análisis de distancias genéticas se realizó por el método de Neighbor Joining (NJ) implementado BioEdit 7.2.5, cada secuencia obtenida fue comparada con los datos de Martínez-Salazar, (2008).

### **Análisis ecológico**

Las infecciones se caracterizaron calculando la prevalencia, abundancia promedio intensidad promedio e intervalos de intensidad (Bush *et al.*, 1997).

**Prevalencia:** número de hospederos infectados por uno o más individuos de una especie de parásito en particular, dividida entre el número de hospederos examinados para esa especie de parásito. Se expresa como un porcentaje.

**Abundancia promedio:** es el número total de individuos de una especie específica de parásito en una muestra de una especie de hospedero en particular, dividida entre el número total de hospederos de la especie que se está estudiando (incluyendo hospederos infectados y no infectados).

**Intensidad promedio:** número total de parásitos de una especie en particular, dividido entre el número de hospedadores infectados.

**Intervalos de intensidad:** Número mínimo y máximo de individuos de una especie particular de parásitos encontrados en la muestra.

## Resultados

### *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883

Del total de ranas colectadas 11 se encontraron libres de parásitos y 16 infectadas; de estas últimas se obtuvieron un total de 169 parásitos distribuidos en dos phyla: 126 (74.55 %) platelmintos y 43 (25.44 %) nemátodos.

El phylum de los platelmintos fue el más abundante con el 74.55 %, con representantes de dos clases, tremátoda y céstoda. Del primero se encontraron cuatro taxa, uno de ellos en estado larvario, del segundo se encontró un solo taxón en estado larvario. Los hábitats en donde fueron hallados son: vejiga urinaria, pulmón y mesenterio; el céstodo se localizó enquistado en el intestino.

El grupo de los nemátodos presentó mayor número de especies, al estar integrado por 8 taxa, dos de ellas en tercer estadio larvario. Los hábitats donde se encontraron fueron: mesenterio, pulmones e intestino.

Tabla 2. Registro Helmintológico de *Rana cf. forreri*

Phylum: Platyhelminthes						
Especie	Hábitat	Estadio	N. individuos	Machos	Hembras	Hospedero infectado
<i>Gorgoderina parvicava</i>	Vejiga urinaria	Adulto	39			1
<i>Haematoloechus floedae</i>	Pulmón	Adulto	15			3
<i>Haematoloechus coloradensis</i>	Pulmón	Adulto	3			1
Metacercaria tipo Tetracotyle	Mesenterio	Larva	19			1
Proteocephalidae gen. sp.	Intestino	Larval	50			1
Phylum: Nematoda						
<i>Oswaldocruzia subauricularis</i>	Intestino	Adulto	8	4	4	3
<i>Oxyascaris</i> sp.	Intestino	Adulto	10	0	10	4

<i>Cosmocerca parva</i>	Intestino	Adulto	14	2	12	6
<i>Aplectana itzocanensis</i>	Intestino	Adulto	2	1	1	1
<i>Foleyellides striatus</i>	Intestino	Adulto	3	2	1	2
<i>Rhabdias cf. savagei</i>	Pulmón	Adulto	3	0	3	2
<i>Eustrongylides sp.</i>	Mesenterio	Larva	1	0	0	1
<i>Spiroxys sp.</i>	Mesenterio	Larva	2	0	0	1

***Rana brownorum* Sanders, 1973.**

Todas las ranas recolectadas estuvieron infectadas con al menos una especie de helminto; a partir de éstas se obtuvo un total de 77 parásitos, distribuidos en tres phyla: 49 (63.6%) platelmintos, 27 (35.06%) Nemátodos y 1 (1.29%) Acantocéfalo

El phylum que acumuló el mayor número de individuos fue el de Platelminetos con el 63.6%, con representantes de una sola clase: Trematoda; 40 de éstos se encontraron como metacercarias, los hábitat donde se encontrados fueron: pulmón y cloaca.

El phylum que incluyó al mayor número de especies fue el de los nemátodos, ya que está representado por 7 especies, pertenecientes al orden Secernentea, con un total de 27 individuos. Los hábitats donde fueron encontrados son: pulmón, intestino, mesenterio y cloaca.

El phylum con el menor número de individuos fue el de Acantocéfalo, con un solo individuo en estado inmaduro, que representa el 2.702%; el hábitat donde fue encontrado es el mesenterio.

Tabla 3. Registro de Helmintológico de *Rana brownorum*

<b>Phylum: Platyhelminthes</b>						
<b>Especie</b>	<b>Hábitat</b>	<b>Estadio</b>	<b>N. Individuos</b>	<b>Machos</b>	<b>Hembras</b>	<b>Hospederos infectados</b>
<i>Haematoloechus coloradensis</i>	Pulmón	Adulto	7			2
<i>Megalodiscus</i> sp.	Cloaca	Adulto	2			1
Metacercaria	No específico	Larva	40			1
<b>Phylum: Acanthocephala</b>						
<i>Oncicola</i> sp.	Mesenterio	Larval	1		1	1
<b>Phylum: Nematoda</b>						
<i>Rhabdias</i> sp.	Pulmón	Adulto	10	0	10	2
<i>Oxyascaris</i> sp.	Intestino	Adulto	7	0	7	2
<i>Oxyascaris</i> sp.	Intestino	larva	2	0	0	1
<i>Foleyellides striatus</i>	Mesenterio	Adulto	3	1	2	1
<i>Oswaldocruzia</i> sp.	Intestino	Larva	2	0	2	1
<i>Cosmocerca</i> sp.	Cloaca	Adulto	1	1	0	1
<i>Falcaustra</i> sp.	Cloaca	Adulto	1	1	0	1
<i>Pharyngodon</i> sp.	Intestino	Adulto	1	0	1	1

A continuación se presenta la morfometría y caracterización de los taxa encontrados (las medidas se dan en milímetros), así mismo un comentario taxonómico donde se argumenta la designación del género y la especie de los ejemplares, de igual manera se describen aspectos generales de su ciclo de vida y registros previos en anfibios de México.

## **Phylum: Platyhelminthes** Gegenbaur, 1859

Clase: Trematoda Rudolphi ,1808

Orden: Plagiorchiida La Rue 1957

Familia: Gorgoderidae Looss, 1899

Género: *Gorgoderina* Looss, 1902

***Gorgoderina parvicava*** Travassos, 1922

Descripción basada en 39 ejemplares adultos: cuerpo alargado, cilíndrico con la región anterior ligeramente más ancha que la posterior, tegumento liso y delgado, longitud total 2.400-3.825 (3.184) por 0.200-0.600 (0.406) de anchura máxima. Ventosa oral terminal, mide 0.240-0.400 (0.337) de diámetro anteroposterior por 0.210-0.370 (0.303) de diámetro transversal; esófago corto y globoso, mide 0.040-0.200 (0.107) de largo por 0.010-0.100 (0.050) de ancho; ciegos intestinales 0.780-3.333 (2.414) de largo por 0.040-0.200 (0.088) de ancho. Poro genital inmediatamente posterior a la bifurcación cecal. Acetábulo anterior a la mitad del cuerpo, tiene 0.200-0.830 (0.293) de diámetro anteroposterior por 0.160-0.870 (0.306) de diámetro transversal. Proporción ventosa oral:acetábulo es de 1:0.72-0.90 (0.80) de diámetro anteroposterior, por 1:0.66-0.95 (0.80) de diámetro transversal; distancia entre ventosa oral y acetábulo 0.400-0.700 (0.549); región preacetabular 0.190-0.400 (0.321) de ancho. Testículos ovalados o esféricos, localizados en el segundo tercio del cuerpo; testículo anterior mide 0.200-0.350 (0.274) de largo por 0.150-0.400 (0.245) de ancho, posterior mide 0.200-0.370 (0.273) de largo por 0.1500-0.310 (0.238) de ancho. Ovario esférico u ovoide, en la región media del cuerpo, postacetabular; mide 0.150-0.270 (0.206) de largo por 0.140-0.270 (0.193) de ancho. Glándulas vitelógenas constituidas en dos masas compactas de forma ovoide, localizadas entre el ovario y el acetábulo; la derecha mide 0.120-0.210 (0.159) de largo por 0.100-0.160 (0.117) de ancho, la izquierda mide 0.120-0-200 (0.145) de largo por 0.080-0.170 (0.121) de ancho. Útero

ocupando la mayor parte del extremo posterior del cuerpo con numerosos huevos; miden 0.017-0.030 (0.047) de largo por 0.015-0.017 (0.017) de ancho.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** vejiga urinaria.

**Localidad:** cerro el aguacate.

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares estudiados se incluyeron en el género de *Gorgoderina* debido a que tienen cuerpo largo, ventosa oral subterminal, acetábulo mayor o menor a la ventosa oral, situado anterior al segundo tercio del cuerpo, faringe ausente, esófago corto y ciegos simples. Presentan dos testículos intercecales y postováricos, carece de bolsa del cirro. El poro genital es inmediatamente posterior a la bifurcación cecal, el útero es complejo y las glándulas vitelinas son compactas en masas (Bray *et al.*, 2001).

Los ejemplares se determinaron como *Gorgoderina parvicava* Travassos, 1922 debido a que presentan un acetábulo de menor tamaño que la ventosa oral, con una proporción de 1:0.80 y sin ser protuberante. Carece de bolsa del cirro, así mismo presentan dos testículos intercecales y postováricos.

Nuestro ejemplar es morfológicamente similar a *Gorgoderina attenuata* Stafford, 1905 registrada también en México, pero esta especie presenta el acetábulo prominente y de mayor proporción que la ventosa oral, con una relación ventosa oral:acetábulo de 1:1.735, además de sobrepasar los márgenes del cuerpo.

*Gorgoderina parvicava* fue descrita por Travassos en 1922 en *Leptodactylus ocellatus* en Brasil, es parásito de anfibios, se localiza principalmente en la vejiga urinaria. En su ciclo de vida, que se conoce de manera general, las especies del género *Gorgoderina* involucran a moluscos bivalvos como primeros hospederos intermediarios, larvas de insectos o renacuajos como segundos hospederos intermediarios y completa su desarrollo en anuros o caudados, que se infectan al

consumir la muda de los renacuajos o comer invertebrados infectados (Coil, 1954; Yamaguti, 1975)

Registros previos de *Gorgoderina parvicava* en anfibios en México.

- *Rana berlandieri*: Estación de Biología Los Tuxtlas, Veracruz (Guillén-Hernández *et al.*, 2000).
- *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004).

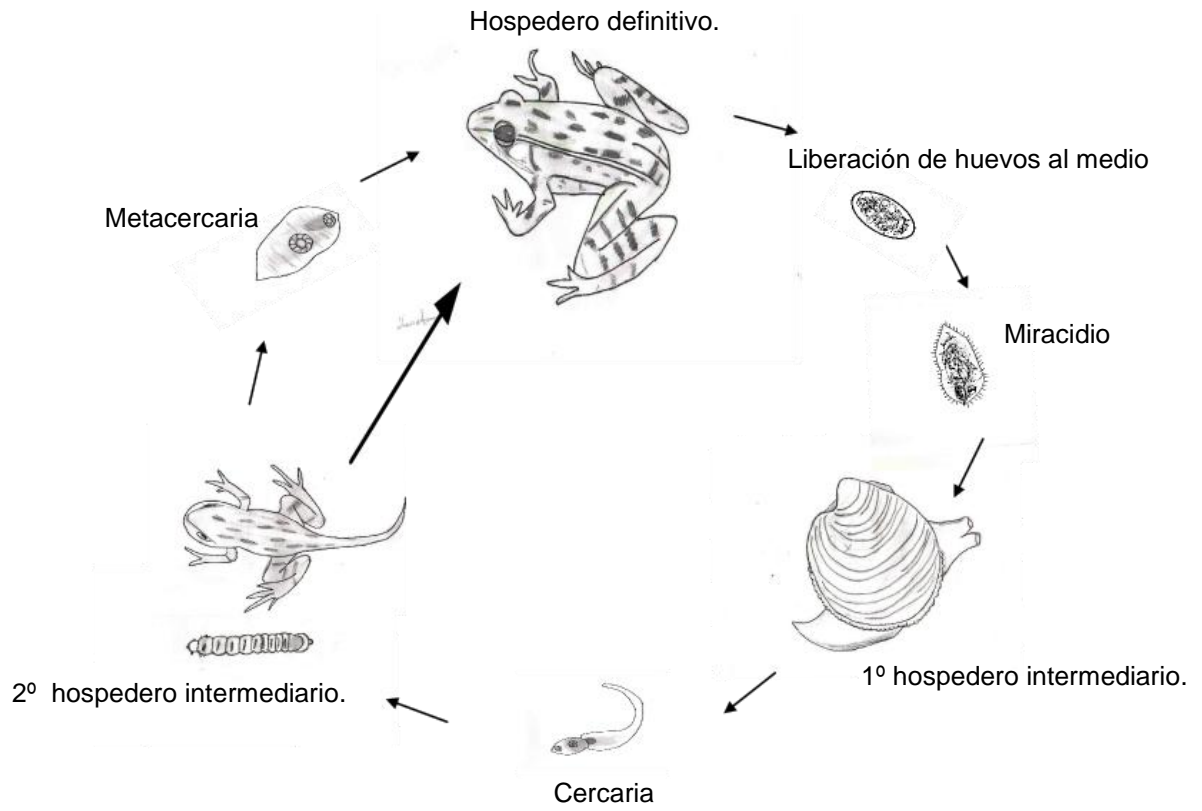


Figura 2. Ciclo de vida de *Gorgoderina parvicava* (Coil, 1954; Yamaguti, 1975).

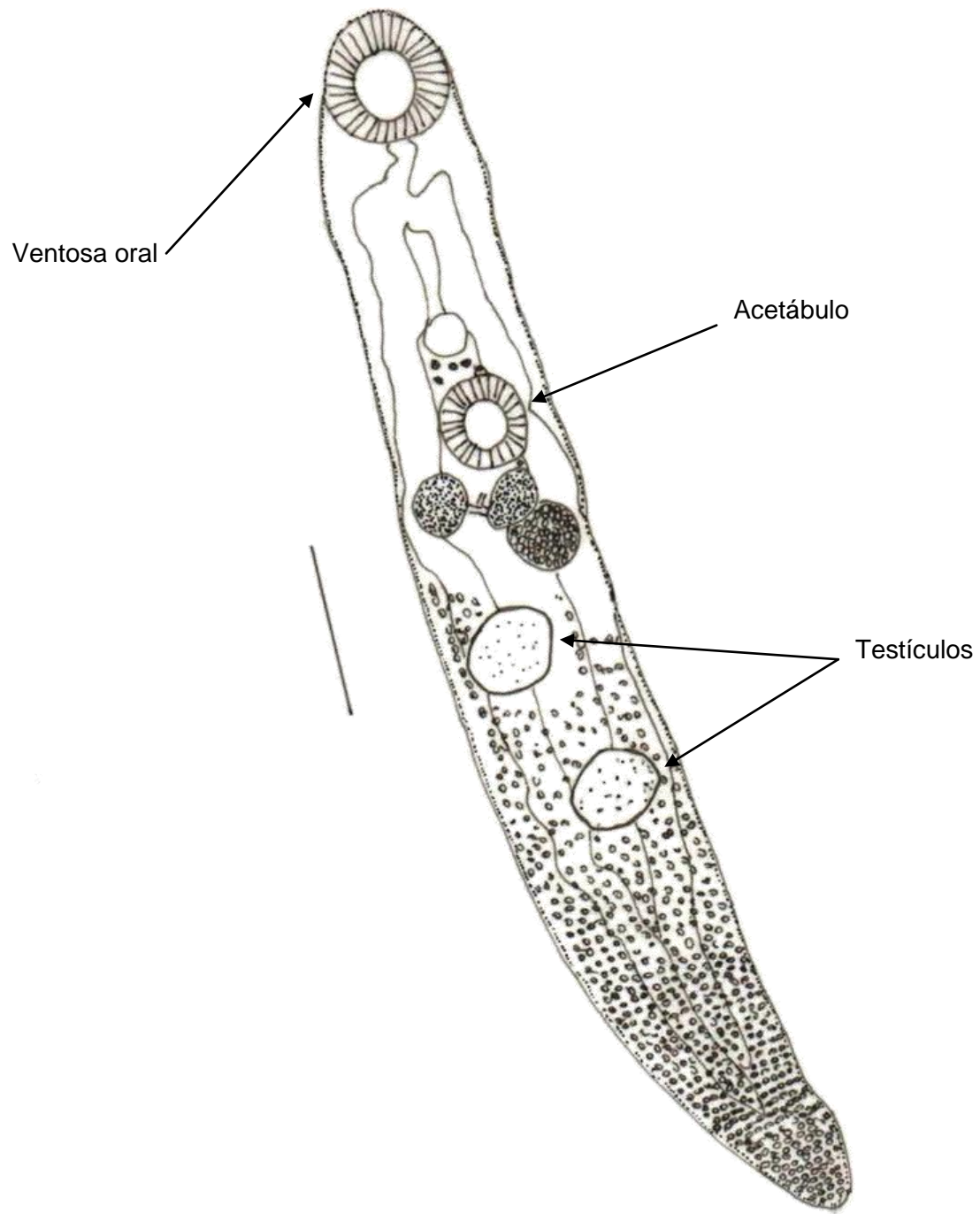


Figura 4. *Gorgoderina parvicava*, vista ventral, ilustración en cámara clara, escala 0.5 milímetros.



Figura 3. *Gorgoderina parvicava* vista ventral, objetivo 4X.

Clase: Trematoda Rudolphi, 1808.

Orden: Plagiorchiformes La Rue, 1957

Familia: Haematoloechidae Odening, 1964

Género: *Haematoloechus* Looss, 1899

***Haematoloechus floedae*** Harwood, 1932

Caracterización basada en 15 ejemplares adultos: cuerpo alargado, extremo anterior atenuado, longitud total 2.875-4.250 (3.446) por 0.500-0.950 (0.743) de anchura máxima; ventosa oral mide 0.200-0.330 (0.262) de diámetro anteroposterior y 0.200-0.380 (0.270) de diámetro transversal. Faringe globosa mide 0.120-0.150 (0.134) de largo por 0.100-0.160 (0.140) de ancho, esófago no visible. Ciegos intestinales largos extendiéndose casi al final del cuerpo, con una longitud de 2.220-3.800 (2.733). Acetábulo pequeño pre-ecuatorial, mide 0.100-0.150 (0.129) de diámetro anteroposterior por 0.100-0.170 (0.130) de diámetro transversal, proporción ventosa oral:acetábulo 1:0.31-0.40 (0.37) de diámetro anteroposterior por 1:0.26-0.40 (0.45) de diámetro transversal. Testículos alargados o de forma oval con bordes lisos o irregulares, el anterior mide 0.210-0.500 (0.350) de largo por 0.150-0.500 (0.350) de ancho, el posterior es de mayor tamaño, mide 0.220-0.600 (0.353) de largo por 0.170-0.400 (0.254) de ancho, bolsa del cirro y vesícula seminal poco visibles. Ovario lobulado localizado a un costado del acetábulo; mide 0.180-0.350 (0.278) de largo por 0.130-0.250 (0.206) de ancho, el receptáculo seminal se sobrepone con el ovario. Glándulas vitelógenas dispuestas en racimos formando dos campos laterales que abarcan desde la zona anterior del acetábulo donde confluyen dorsalmente, hasta después del testículo posterior, con conglomerados aislados en la zona posterior del cuerpo. Útero en la parte anterior al ovario, forma escasas vueltas continuas, se dirige hacia la región posterior pasando entre los testículos con numerosas vueltas y pliegues longitudinales extracecales, que pueden o no extenderse hasta el nivel

ovárico, contiene una gran cantidad de huevos, miden 0.220-0.035 (0.027) de largo por 0.010-0.022 (0.014) de ancho. Poro genital localizado ventralmente a nivel de la faringe.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** pulmón.

**Localidad:** cerro el aguacate.

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares se asignaron a este género debido a que presentan un cuerpo largo, ligeramente atenuado en la parte anterior, ventosa oral subterminal, faringe presente, esófago corto, ciegos intestinales simples terminando cerca del extremo caudal, poro genital a nivel de la faringe o esófago, acetábulo en la parte anterior a la mitad del cuerpo o la mitad posterior. Ovario lobulado o no, próximo al acetábulo, testículos diagonales usualmente dispuestos en la región posterior de la mitad del cuerpo, receptáculo seminal ovoide, glándulas vitelógenas en forma de rosetas distribuidas en las partes laterales a lo largo del los ciegos intestinales, el útero ocupa toda la parte posterior del cuerpo (Yamaguti, 1971; Bray *et al.*, 2001)

Los ejemplares se diagnosticaron como *Haematoloechus floedae* principalmente por la presencia de testículos alargados u ovals algunas veces, con contornos irregulares. Pliegues uterinos longitudinales extracecales extendiéndose hasta el ovario, acetábulo pequeño, relación ventosa oral y acetábulo 1:0.31-0.41 (Harwood, 1932).

*Haematoloechus floedae* es similar a *H. parviplexus* Irwin, 1929, sin embargo la relación ventosa oral:acetábulo en *H. floedae* equivale a 1:0.31-0.41 y en *H. parviplexus* 1:0.25. Las asas uterinas *H. parviplexus* llegan al testículo posterior, mientras que en *H. floedae* terminan a nivel del ovario. Así mismo es similar a *H. breviplexus* Stanfford, 1902 pero *H. floedae* presenta testículos no lobulados y en

*H. breviplexus* los testículos son lobulados, la relación ventosa oral:acetábulo en *H. floedae* es 1:0.31-0.4, mientras que *H. breviplexus* es 1:0.50.

*Haematoloechus floedae* fue descrita por Harwood en 1932 en *Rana catesbeiana* y *R. clamitans* de Houston Texas, son parásitos de anfibios. En su ciclo de vida tiene como primer hospedador intermediario a un gasterópodo de las familias Lymneidae, Physidae o Planorbidae, como segundos hospedadores intermediarios a náyades de libélulas (Odonata) así como diversos insectos acuáticos y finalmente como hospederos definitivos anfibios (anuros y caudados) (Yamaguti, 1975; Snyder y Janovy, 1996).

Registros previos de *Haematoloechus floedae* en anfibios de México.

- *Rana brownorum*, *Rana vaillanti*: Santa Rosa, Yucatán (León-Règagnon *et al.*, 2005a).
- *Rana brownorum*: Parque Estatal Lagunas de Yalahau, Yucatán (Yáñez-Arenas y Guillén-Hernández, 2010)

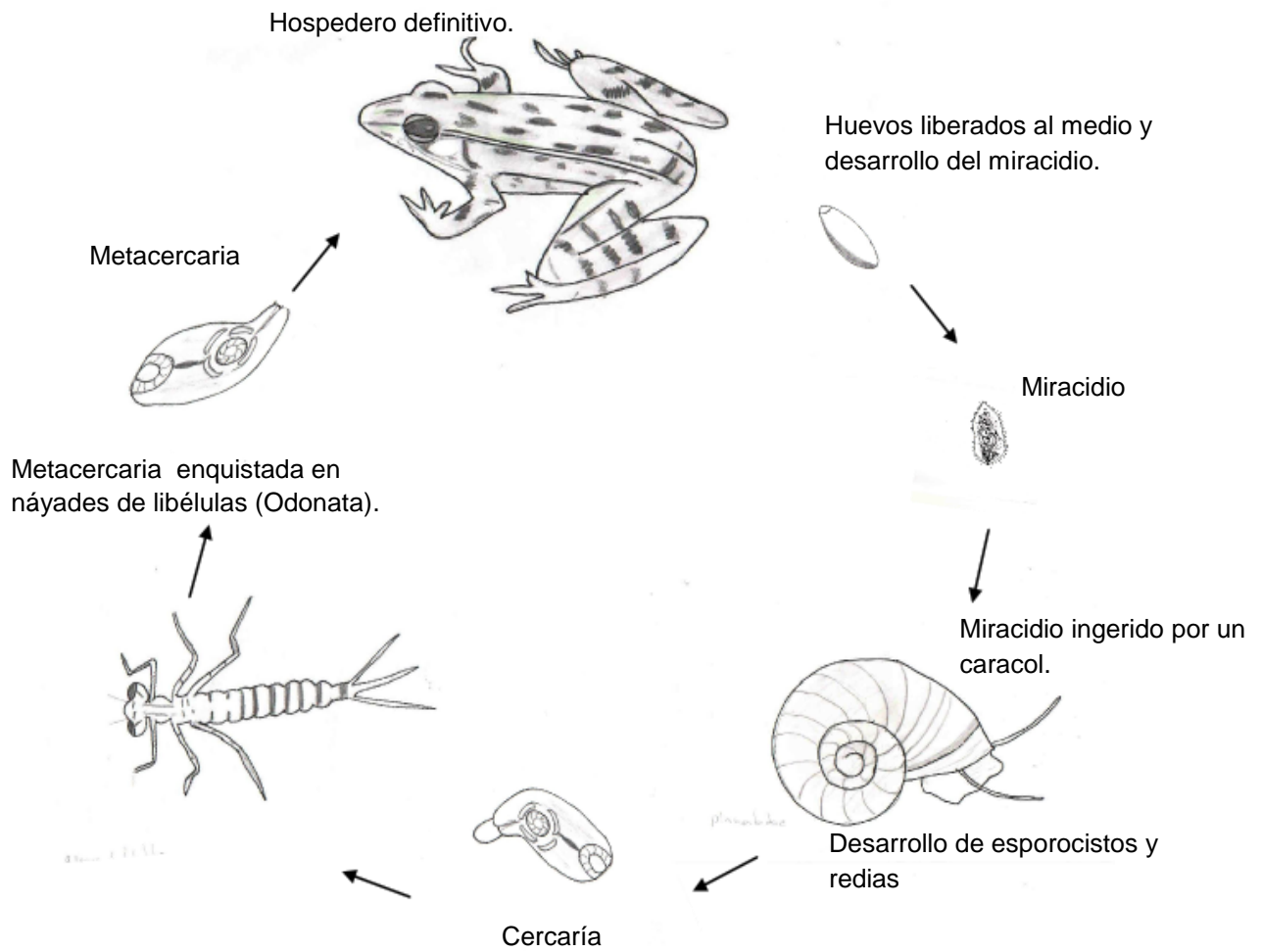


Figura 5. Ciclo de vida de *Haematoloechus floedae* (Snyder y Janovy, 1996).

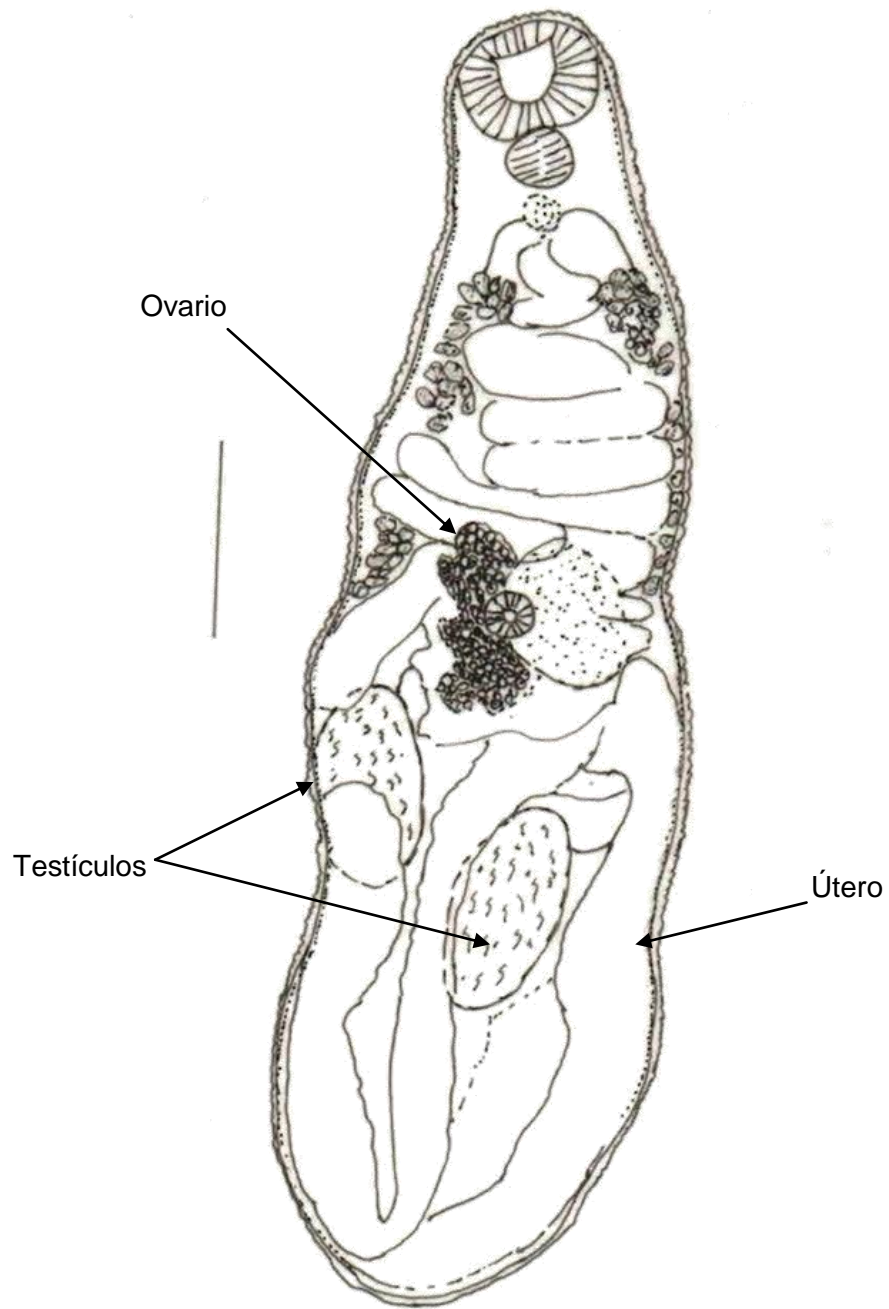


Figura 7. *Haematoloechus floedae*, vista ventral, ilustración en cámara clara, escala 0.5 milímetros.

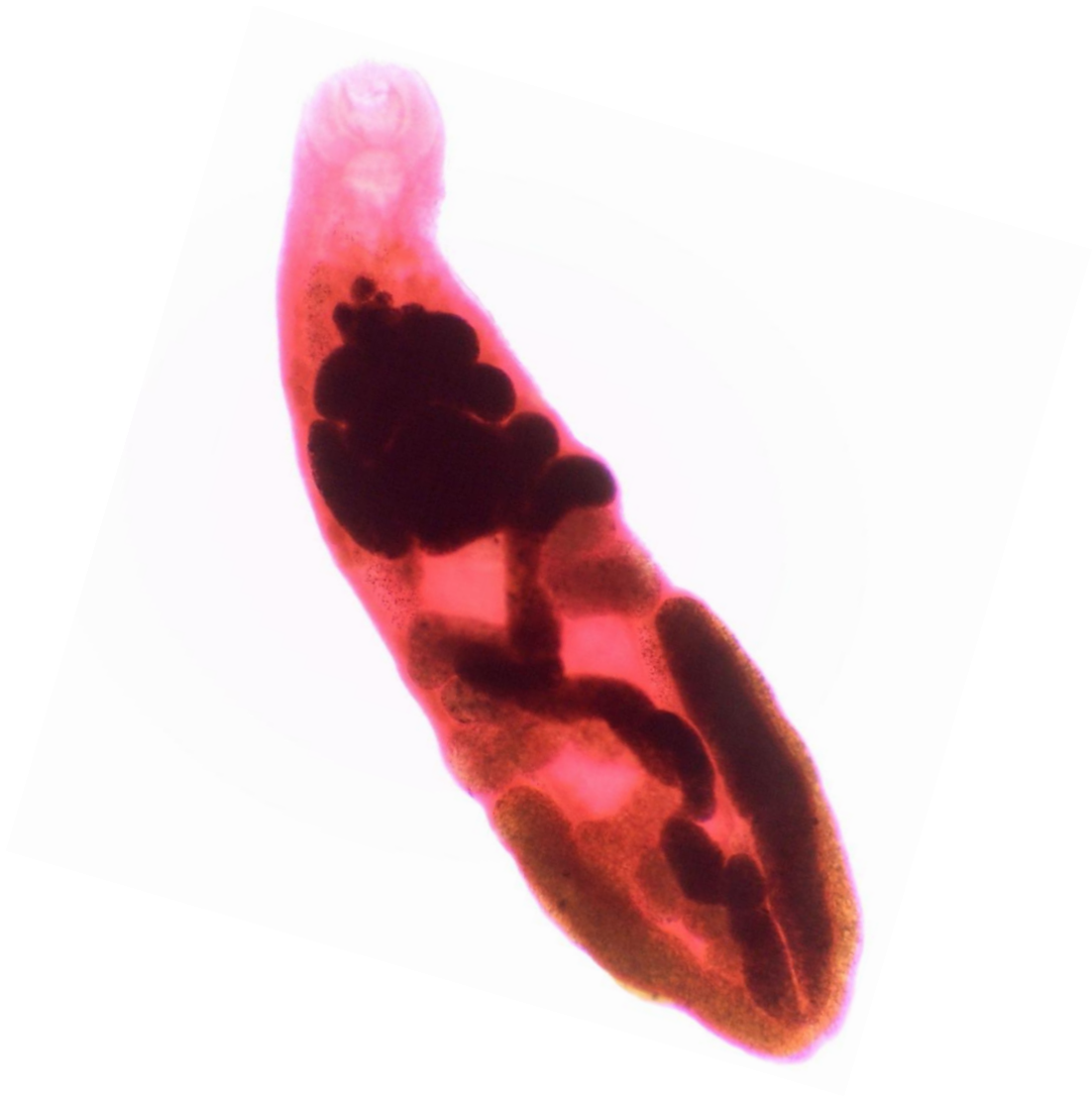


Figura 6. *Haematoloechus floedae*, vista ventral, objetivo 4X.

Clase: Trematoda Rudolphi, 1808

Orden: Plagiorchiformes La Rue, 1957

Familia: Haematoloechidae Odening, 1964

Género: *Haematoloechus* Looss, 1899

***Haematoloechus coloradensis*** (Cort, 1915) Ingles, 1932

Caracterización basada en 9 ejemplares adultos: cuerpo alargado, extremo anterior atenuado, longitud total 3.125-3.825 (3.441) por 0.600-0.750 (0.700) de anchura máxima; ventosa oral mide 0.200-0.250 (0.216) de diámetro anteroposterior por 0.190-0.250 (0.223) de diámetro transversal. Faringe esférica, mide 0.140-0.150 (0.146) de largo por 0.120-0.150 (0.133) de ancho, esófago corto. Ciegos intestinales delgados extendiéndose al extremo posterior del cuerpo, longitud total 2.510-3.625 (3.062) de largo por 0.080-0.150 (0.113) de ancho. Acetábulo muscular menor que la ventosa oral y pre-ecuatorial, mide 0.160-0.190 (0.173) de diámetro anteroposterior por 0.170-0.200 (0.192) de diámetro transversal; proporción ventosa oral:acetábulo 1:0.640-0.950 (0.813) de diámetro anteroposterior por 1:0.860-0.890 (0.837) de diámetro transversal. Testículos oblicuos, esféricos u ovalados, con bordes lisos; localizados en la parte posterior del cuerpo, el anterior mide 0.300-0.350 (0.330) de largo por 0.250-0.320 (0.290) de ancho, el posterior mide 0.300-0.350 (0.335) de largo por 0.250-320 (0.297) de ancho, bolsa del cirro y vesícula seminal poco visibles. Ovario ovoide con bordes lisos post-acetábular, mide 0.250-0.350 (0.303) de largo por 0.180-0.250 (0.220) de ancho; receptáculo seminal sobrepone con el ovario. Glándulas vitelógenas forman grupos en las zonas laterales del cuerpo hasta a nivel del testículo posterior. El útero abarca desde la faringe hasta el extremo posterior del cuerpo, formando dos campos, sin asas longitudinales. Contiene gran cantidad de huevos, miden 0.020-0.037 (0.030) de largo por 0.015-0.017 (0.015) de ancho, poro genital localizado ventralmente a nivel de la faringe.

Caracterización basada en 4 ejemplares juveniles: cuerpo alargado con la extremidad anterior atenuada, longitud total 2.125-2.550 (2.366) por 0.367-0.425 (0.391) de anchura máxima; ventosa oral subterminal mide 0.150-0.200 (0.180) de diámetro anteroposterior por 0.130-0.200 (0.160) de diámetro transversal. Faringe esférica mide 0.100-0.120 (0.113) de largo por 0.100-0.110 (0.106) de ancho, el esófago corto. Los ciegos intestinales estrechos extendiéndose hasta la parte posterior miden 2.000-2.650 (2.225) de largo por 0.010-0.150 (0.103) de ancho. Acetábulo muscular mide 0.120-0.150 (0.136) de diámetro anteroposterior por 0.110-0.120 (0.113) de diámetro trasversal, relación ventosa oral:acetábulo 1:0.600-0.930 (0.761) de diámetro anteroposterior por 1:0.550-0.923 (0.735) de diámetro transversal. Los primordios gonadales poco desarrollados; Testículos elípticos, el anterior mide 0.200-0.250 (0.216) de largo por 0.180-0.250 (0.210) de ancho, el posterior mide 0.220-0.250 (0.230) de largo por 0.100-0.250 (0.176) de ancho ovario mide 0.150-0.220 (0.190) de largo por 0.110-0.180 (0.150) de ancho. El útero poco visible; glándulas vitelógenas inconspícuas.

**Hospedero:** *Rana brownorum* Sanders, 1973 *R. cf. forreri* Boulenger, 1883

**Hábitat:** pulmón.

**Localidad:** arroyo el chorro y cerro el aguacate

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares se asignaron a este género debido a que presentan un cuerpo largo, ligeramente atenuado en la parte anterior, ventosa oral subterminal, faringe presente, esófago corto, ciegos intestinales simples terminando cerca del extremo caudal, poro genital a nivel de la faringe o esófago, acetábulo en la parte anterior a la mitad del cuerpo o en la mitad posterior. Ovario lobulado o no, próximo al acetábulo, testículos diagonales usualmente dispuestos en la región posterior de la mitad del cuerpo, receptáculo seminal ovoide, glándulas vitelógenas en forma de rosetas distribuidas en las partes laterales a lo largo del los ciegos intestinales, útero ocupa toda la parte posterior del cuerpo (Yamaguti, 1971; Bray *et al.*, 2001).

Los ejemplares se identificaron como *Haematoloechus coloradensis* ya que el tamaño del acetábulo es mayor a la mitad de la ventosa oral. Las asas uterinas son transversales formando dos campos bien definidos, la relación ventosa oral:faringe es de 1:0.65, lo cual coincide con la descripción original de Cort (1915). Morfológicamente es parecida a *H. medioplexus* Stanford, 1902 y *H. complexus* Krull, 1933 pero la diferencia radica en que la primera especie presenta un acetábulo pequeño y poco desarrollado, que mide menos de la mitad de la ventosa oral, y en la segunda especie, los testículos son algo irregulares en su forma y ligeramente lobulados (Cort, 1915).

La descripción original menciona que presenta espinas en la cutícula de la ventosa oral, en nuestro ejemplar no se lograron observar, seguramente esto se debe a que se desprendieron durante el procedimiento de fijación y tinción, como lo observó Pulido-Flores (1994).

*Haematoloechus coloradensis* fue descrita por Cort en 1915 en *Rana pipiens* Schreber, 1782 en Estados Unidos. En su ciclo de vida intervienen varios hospederos: Los huevos son liberados al medio junto con las heces del hospedero definitivo, de los cuales sale un miracidio y éste es ingerido por un primer hospedero, un gasterópodo de las familias Lymneidae, Physidae o Planorbidae, dentro de éstos se desarrollan esporocistos y redias que mediante reproducción asexual dan origen a las cercarias, que emergen del caracol para infectar las branquias de su segundo hospedador: náyades de libélulas (Odonata), en donde se enquistan y se transforman en metacercarias. Finalmente llegan a su hospedador definitivo un anfibio, el cual se infecta al consumir ninfas o libélulas adultas infectadas (Yamaguti, 1975; Dronen, 1978).

Registros previos de *H. coloradensis* en anfibios de México.

- *Rana montezumae*: Distrito Federal (Caballero y Sokoloff, 1934c).
- *Rana dunni*: Lago de Pátzcuaro, Michoacán (Pulido-Flores, 1994)
- *Rana montezumae*: Estado de México (León-Règagnon *et al.*, 1999)
- *Rana montezumae*: Estado de México (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000).

- *Rana dunni*: Lago de Pátzcuaro, Michoacán (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000).
- *Rana dunni*: Lago de Zacapu, Michoacán (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000).
- *Rana cf. forreri*: Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007).

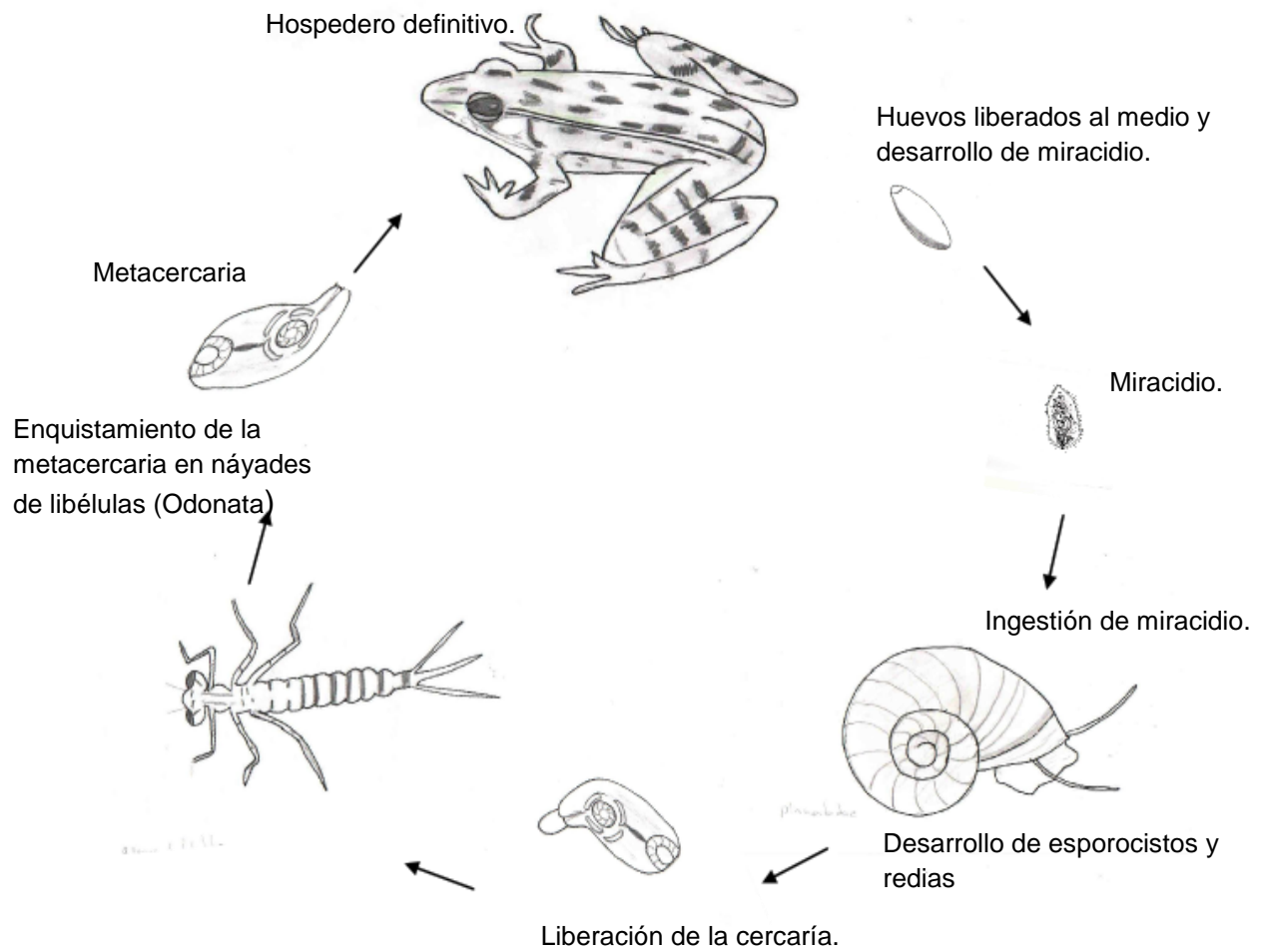


Figura 8. Ciclo de vida de *Haematoloechus coloradensis* (Yamaguti, 1975; Dronen, 1978).

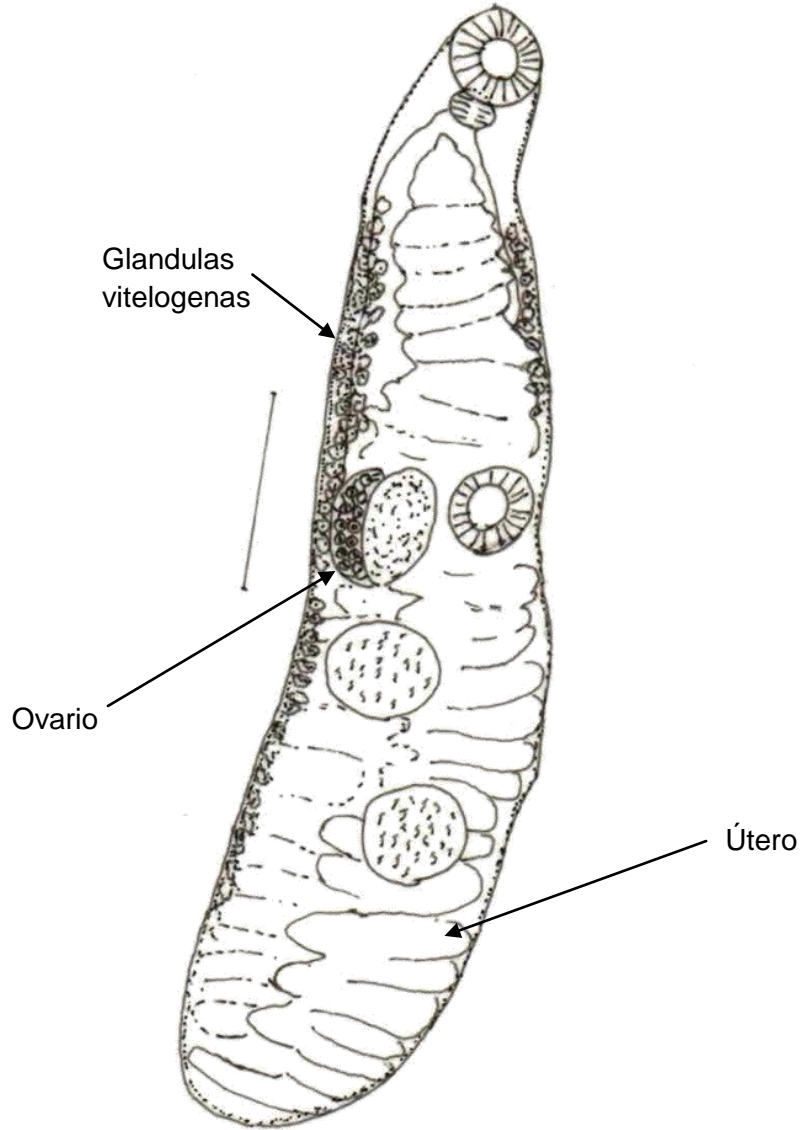
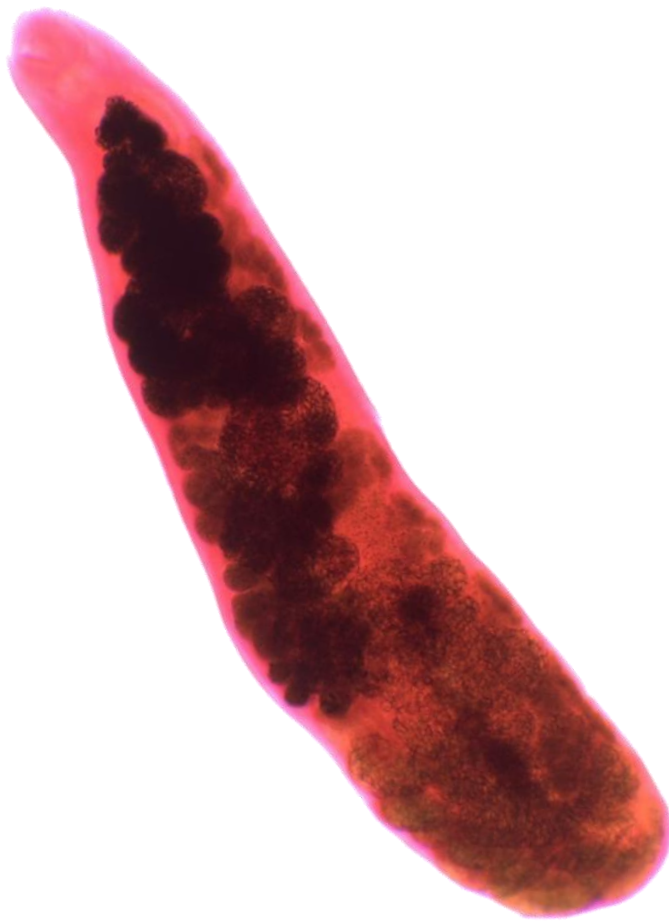


Figura 10. *Haematoloechus coloradensis* vista ventral, ilustración en cámara clara, escala, 0.5 milímetros.



Figuras 9. *Haematoloechus coloradensis* vista ventral objetivo 4X.

Clase: Trematoda Rudolphi, 1808

Orden: Strigeiformes (La Rue, 1926) Sudarikov, 1959

Familia: Strigeidae Railliet, 1919

**Metacercaria tipo Tetracotyle** Diesing, 1858

Descripción basada en 19 ejemplares: longitud total 0.300-0.450 (0.363) por 0.150-0.250 (0.190) de anchura máxima, ventosa oral mide 0.050-0.100 (0.075) de diámetro anteroposterior por 0.045-0.170 (0.088) de diámetro transversal; un par de pseudoventosas de forma irregular posteriores a la ventosa oral. Acetábulo grande y ventral, mide 0.053-0.160 (0.123) de diámetro anteroposterior por 0.062-0.172 (0.114) de diámetro transversal, relación ventosa oral:acetábulo 1:1.00-2.13 (1.577) de diámetro anteroposterior por 1:1.0-2.20 (1.52) de diámetro transversal; sistema excretor en los márgenes laterales del cuerpo.

**Hospedero:** *Rana* cf. *forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** mesenterio.

**Localidad:** puente Quetzalapa.

### **Comentarios taxonómicos**

La larva tipo Tetracotyle fue descrita por Hoffman 1967 para separar los tipos de larvas encontradas en peces, con base en caracteres morfológicos.

Los ejemplares se designaron como miembros de la familia Strigeidae, debido a que presenta un cuerpo redondo dividido en dos partes; con el extremo posterior más estrecho, la boca rodeada por una ventosa oral sin espinas, dos pseudoventosas conspicuas, una a cada lados de la ventosa oral y la presencia de órganos de Blandes (tribocíticos) postacetabular (Vidal-Martínez *et al.*, 2002, Yamaguti, 1975).

Las principales características que lo diferencian de otro tipo de metacercarias son el sistema excretor y las pseudoventosas, ya que son características propias de las metacercarias tipo *Tetracotyle* (Vidal-Martínez *et al*, 2002).

Los miembros de la familia Strigeidae son parásitos de aves y mamíferos. Los miracidios penetran en los caracoles y después de reproducirse asexualmente, dan origen a las cercarias, las cuales salen del caracol, nadan por el agua y penetran vía cutánea en el segundo hospedador (Ostrowski, 1992).

Se han registrado metacercarias tipo *Tetracotyle* en diferentes géneros de anfibios de varias partes del mundo, los miembros del género *Strigea* se encuentran en aves y experimentalmente se han observado en renacuajos de ranas que se infectan cuando las cercarias entran por la piel (Yamaguti, 1975).

De acuerdo con Hoffman (1999) las metacercarias tipo *Tetracotyle* se encuentran en diferentes órganos de peces dulceacuícolas y con menos frecuencia en peces marinos, caracoles, anfibios y aves. Las metacercarias pueden enquistarse en regiones específicas del cuerpo, donde pasan un periodo de transformación, otros permanecen con pocas modificaciones, las metacercarias pueden vivir varios años y cuando el hospedador parasitado es ingerido por el hospedero definitivo, éstas se desarrollan como adultos en el intestino y producen gran cantidad de huevos que llegan al exterior mediante la materia fecal.

Registros previos de la metacercaria tipo *Tetracotyle* en anfibios de México:

- *Rana cf. forreri*: Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007)

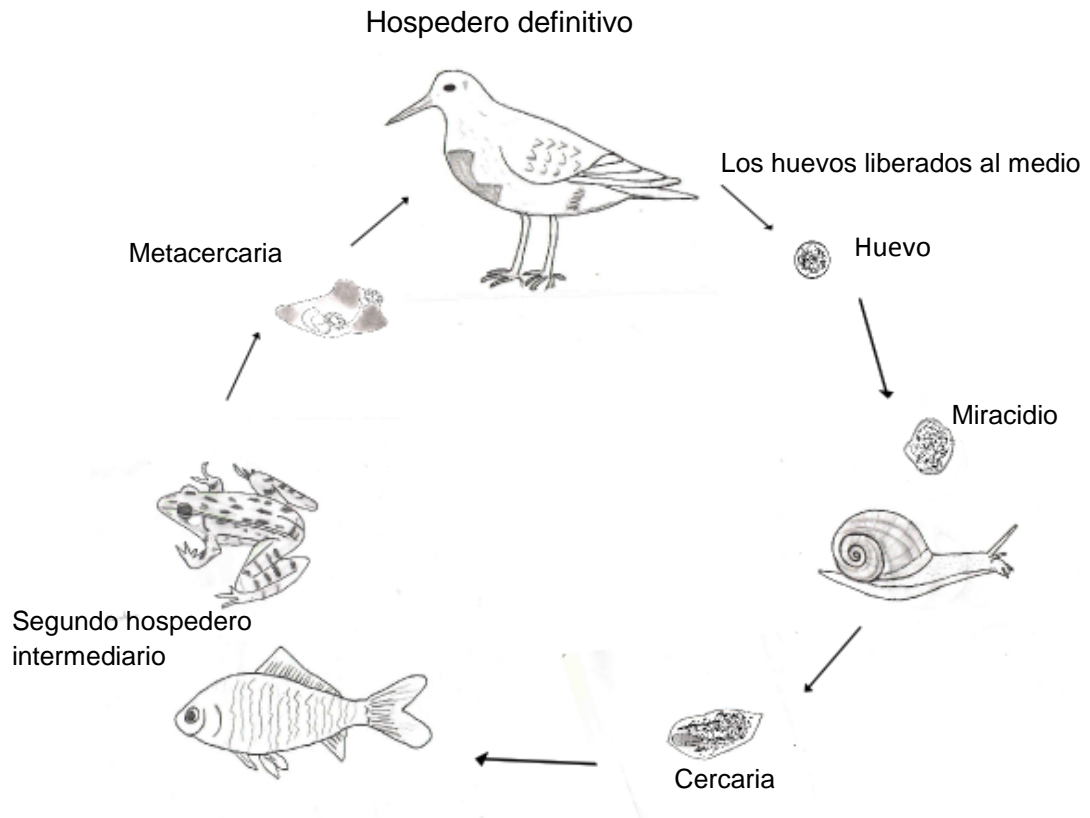


Figura 11. Ciclo de vida de Strigeidae (Hoffman, 1999).

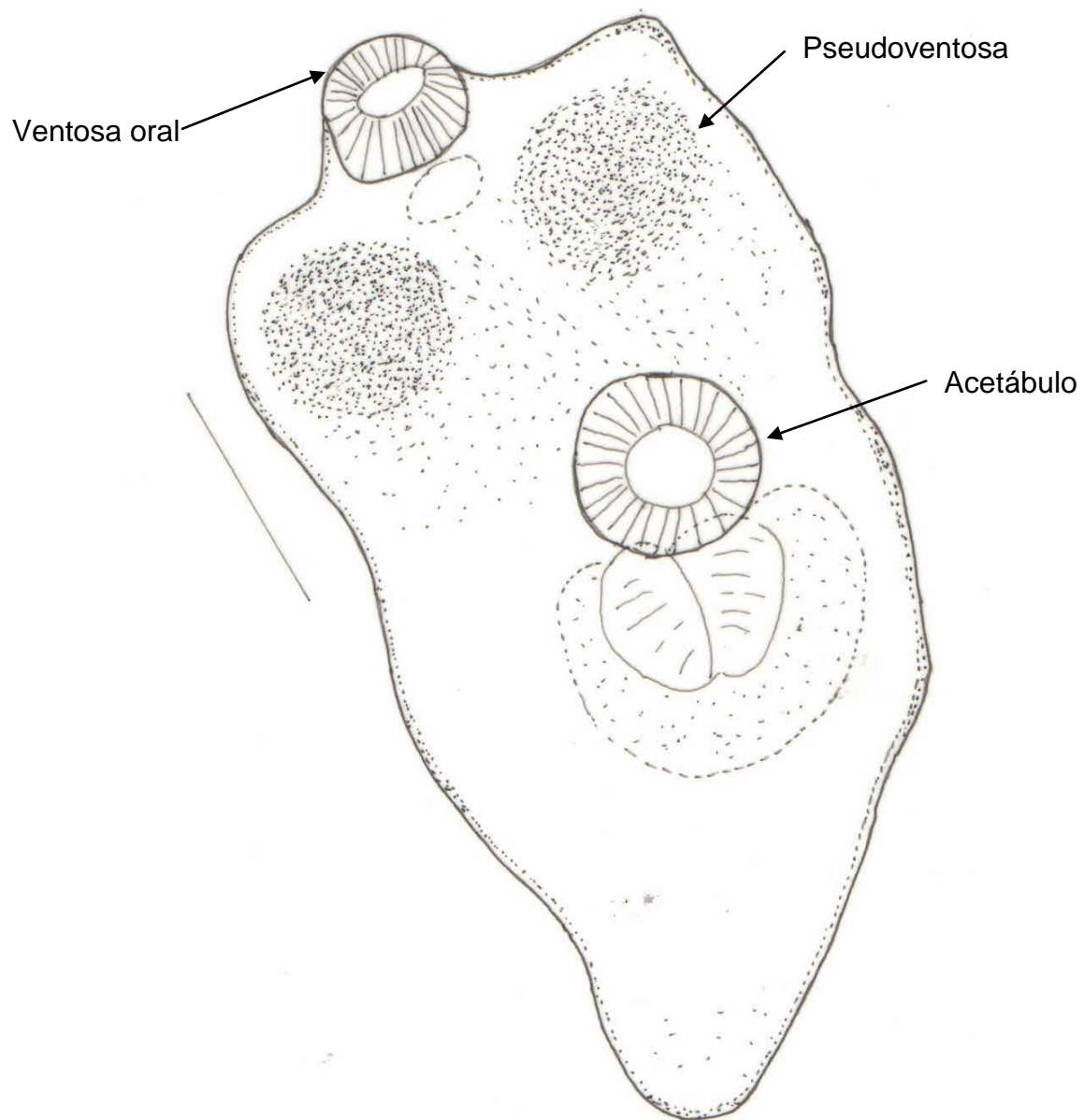


Figura 13. Metacercaria tipo Tetracotyle, vista ventral; Ilustración en cámara clara, escala 0.3 milímetros.



Figura 12. Metacercaria tipo Tetracotyle, vista ventral, objetivo 40X.

Clase: Trematoda Rudolphi, 1808

Orden: Echinostomida La Rue, 1957

Familia: Paramphistomidae Fiscoeder, 1901

Género: *Megalodiscus* Chandler, 1923

***Megalodiscus* sp.** Chandler, 1923

Caracterización basada en dos ejemplares: cuerpo cónico, longitud total de 1.920-2.750 (2.335) por 1.090-1.175 (1.132) de anchura máxima; ventosa oral pequeña subterminal, mide 0.230-0.300(0.275) de diámetro anteroposterior por 0.230-0.321 (0.285) de diámetro transversal. Acetábulo grande en la parte posterior del cuerpo, mide 1.000-1.100 (1.050) de diámetro anteroposterior por 1.000-1.220 (1.110) de diámetro trasversal; proporción ventosa oral:acetábulo 1:3.333-4.400 (3.866) de diámetro anteroposterior, por 1:3.800-4.00 (3.900) de diámetro transversal; sacos orales no visibles. Ciegos intestinales extendiéndose hasta la iniciación del acetábulo, miden 1.250 de largo por 0.250 de ancho. Órganos internos no visibles, glándulas vitelógenas poco visibles, ramilletes de pequeños gránulos, distribuidas desde la bifurcación cecal hasta anterior al acetábulo.

**Hospedero:** *Rana brownorum* Sanders, 1973

**Hábitat:** Cloaca.

**Localidad:** arroyo el chorro

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares analizados en este estudio se asignaron al género *Megalodiscus* debido a que presentan: cuerpo en forma cónica o piriforme, sacos faríngeos bien desarrollados; esófago con un bulbo, ciegos intestinales rectos extendiéndose hasta la zona del acetábulo, testículos oblicuos en el campo intercecal, bolsa del

cirro pequeño, abertura genital inmediatamente posterior a la bifurcación cecal, ovario pequeño posterior al los ciegos intestinales (Bravo-Hollis, 1941b).

A pesar de que los ejemplares se encontraron en malas condiciones, se logró observar algunas estructuras características de las especies del género *Megalodiscus*, como el cuerpo cónico o piriforme, acetábulo mayor a la ventosa oral, situado en el extremo posterior del cuerpo, ciegos intestinales largos, extendiéndose cerca del acetábulo.

Algunas de sus características podrían confundirlos con el género *Catadiscus*, pero la diferencia radica en que *Megalodiscus* tiene los ciegos intestinales largos y *Catadiscus* presenta ciegos cortos, que terminan antes de la línea media del cuerpo.

En México se han registrado *M. americanus* Chandler, 1923 y *M. temperatus* (Stafford 1905) Harwood, 1932, estas especies difieren fundamentalmente en la disposición de las glándulas vitelógenas. En *M. temperatus* las vitelógenas están arregladas en dos grupos, que terminan a la altura del borde posterior del testículo anterior, la papila acetabular es poco visible, los divertículos orales son grandes, el poro genital se localiza en la bifurcación cecal. En *M. americanus* las glándulas vitelógenas forman un solo grupo, los folículos anteriores llegan hasta el nivel del borde posterior del testículo posterior, la papila acetabular es visible, los divertículos orales son pequeños y el poro genital es posterior a la bifurcación cecal.

Nuestros ejemplares no se lograron asignar a ninguna de las especies del género, ya que los órganos internos no se lograron observar con precisión (solo los ciegos intestinales), debido a su mala conservación es por ello que se identificaron a nivel genérico.

El género *Megalodiscus* fue establecido por Chandler en 1923 su ciclo de vida es desconocido para cada una de las especies, solo se conoce de manera general, donde las primeras etapas del ciclo se desarrollan en moluscos de las familias Planorbidae y Pleuroceridae, que actúan como primer hospedero intermediario; las

larvas (cercarias) liberadas al agua por éstos, se enquistan en la piel de renacuajos (segundos hospederos intermediarios). Los anuros adultos (hospederos definitivos) al ingerir la muda de los renacuajos, se infectan desarrollando la forma adulta; si un renacuajo ingiere una muda infectada las metacercarias se enquistan en la pared del intestino y durante la metamorfosis se desenquistan y se establecen en la cloaca (Yamaguti, 1975).

Registros previos de género *Megalodiscus* en anfibios de México

### ***Megalodiscus americanus***

- *Rana montezumae*: Lago de Xochimilco D.F. (Bravo-Hollis, 1941b).
- *Rana montezumae*: Cienega de Lerma, Estado de México (Bravo-Hollis, 1941b; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000).
- *Rana megapoda*, *Rana neovolcanica*: Manantiales de Cointzio, Michoacán (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000)
- *Rana megapoda*: Lago de Cuitzeo, Michoacán (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000);
- *Rana dunni*: Lago de Zacapu Michoacán (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2000).
- *Ollotis nebulifer* y *Rana berlandieri*: Laguna Higueras, Nuevo León (León-Règagnon *et al.*, 2005b)

### ***Megalodiscus temperatus***

- *Ambystoma tigrinum* Lago de Xochimilco, D. F. (Bravo-Hollis, 1943b).

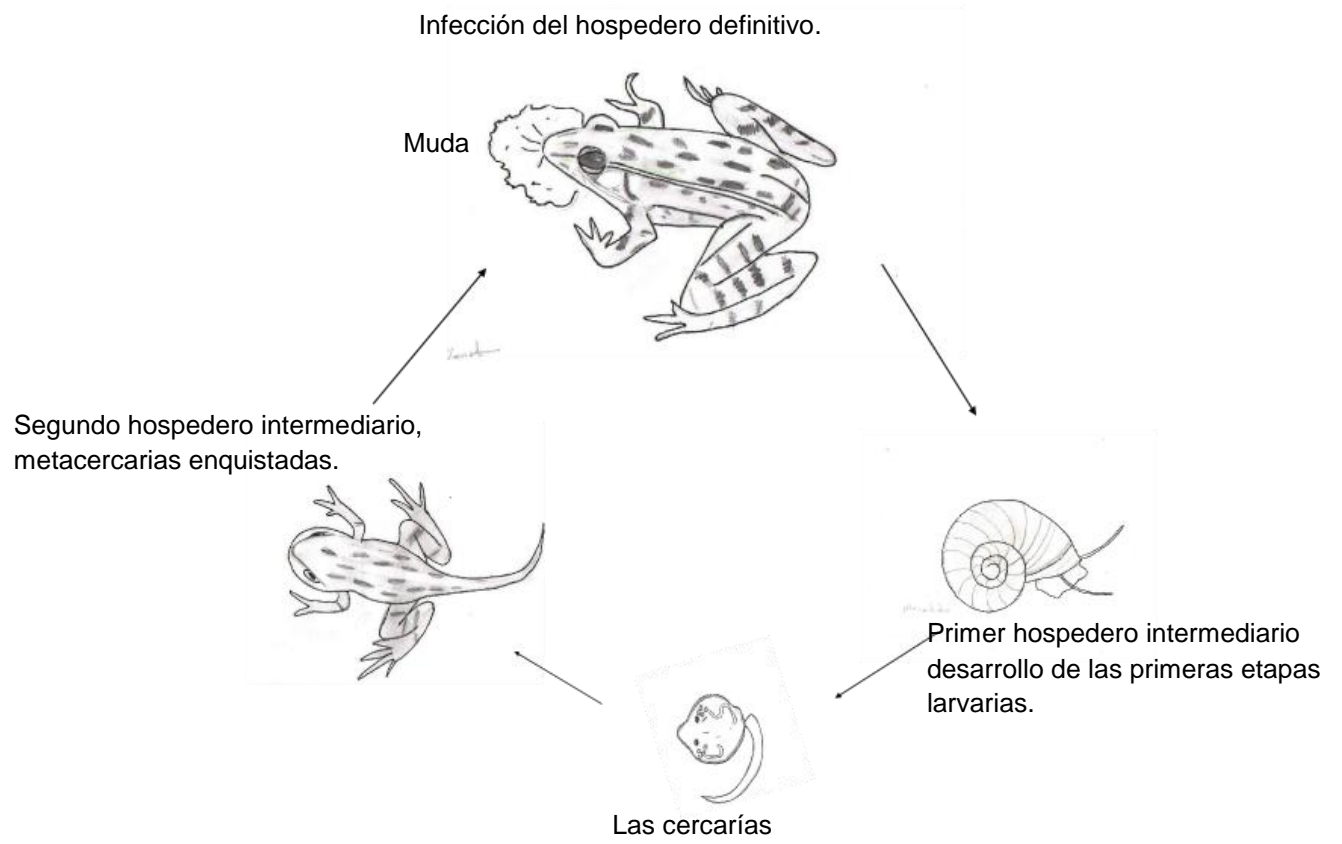


Figura 14. Ciclo de vida de *Megalodiscus* sp. (Yamaguti, 1975).

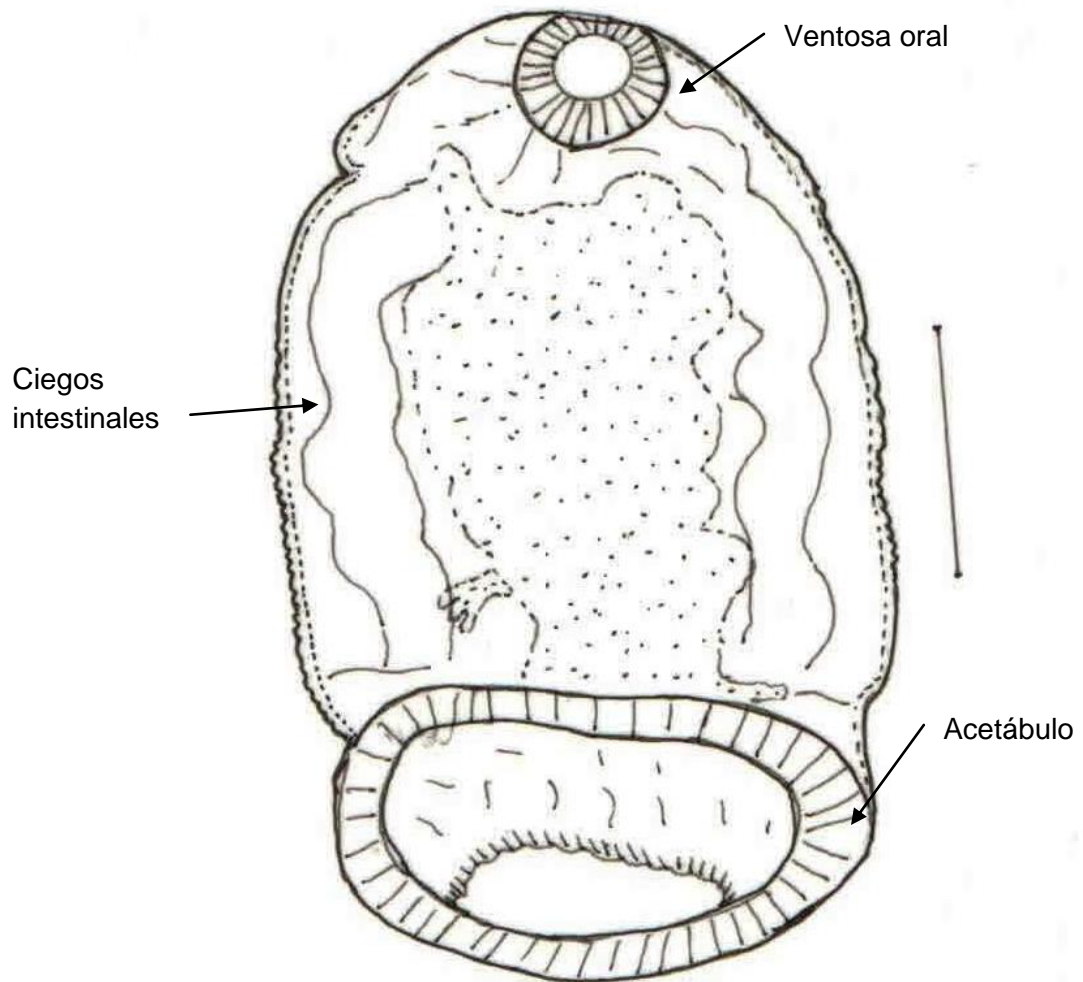


Figura 16. *Megalodiscus* sp., vista ventral, ilustración en cámara clara, escala 0.5 milímetros.

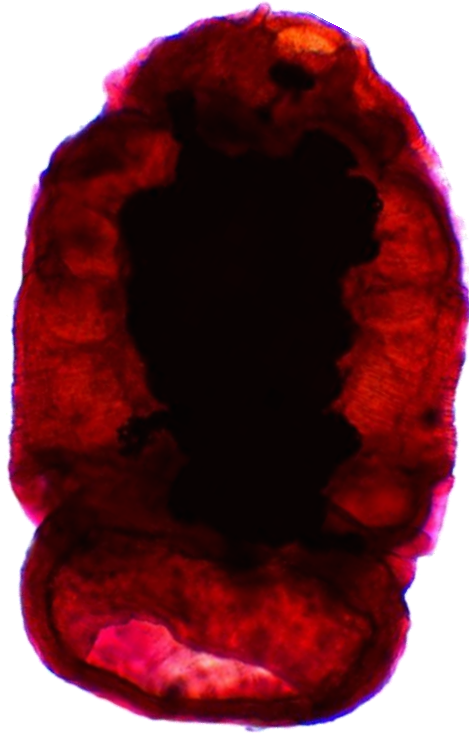


Figura 15. *Megalodiscus* sp., vista ventral, objetivo 4X.

## **Clase: Cestodo Rudolphi, 1808**

Orden: Proteocephalidea Mola, 1928

Familia: Proteocephalidae La Rue, 1911

**Proteocephalidae gen. sp.** La Rue, 1911

Caracterización basada en 50 ejemplares: cuerpo ovalado no segmentado, órganos sexuales no desarrollados encapsulados, longitud total de 0.520-0.830 (0.602) por 0.340-0.750 (0.548) de anchura máxima, escólex invaginado con forma levemente rectangular, sin tentáculos ni ganchos rostelares, mide 0.100-0.200 (0.152) de largo por 0.130-0.190 (0.166) de ancho, cuatro ventosas laterales sin espinas.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** intestino.

**Localidad:** cerro el aguacate.

## **Comentarios Taxonómicos**

Los ejemplares no se lograron identificar a un nivel taxonómico inferior, debido a que solo se encontraron larvas enquistadas, y las características morfológicas diagnósticas no están desarrolladas.

Los ejemplares se asignaron a esta familia debido a que presentan: escólex levemente aplanado, sin rostelo, cuatro ventosas sésiles, sin tentáculos ni espinas y con márgenes bien definidos (Vidal-Martínez *et al.*, 2002).

Los miembros de esta familia en su fase adulta son parásitos del intestino de anfibios y reptiles, en algunas ocasiones las larvas se encuentran en peces y anfibios. En su ciclo de vida involucra a un copépodo como primer hospedero intermediario, donde se desarrolla la larva procercoide, cuando un vertebrado

acuático (segundo hospedero intermedio) consume al copépodo infectado, el procercoide se libera en su intestino durante la digestión; posteriormente se desarrolla en una larva plerocercario; cuando el segundo hospedero intermedio es consumido por el hospedero definitivo, la larva se aloja en el intestino y se desarrolla como adulto, En algunas especies el procercoide es infectivo para el hospedero definitivo (peces, anfibios o reptiles, según la especie), (Birch-Buckner, 1972)

Registros previos de Proteocephalidae gen sp. en anfibios de México

- *Ambystoma dumerili*: Michoacán (García-Altamirano *et al.*, 1993).
- *Rana cf. forreri*: Guerrero (Cabrera-Guzmán, 2002)

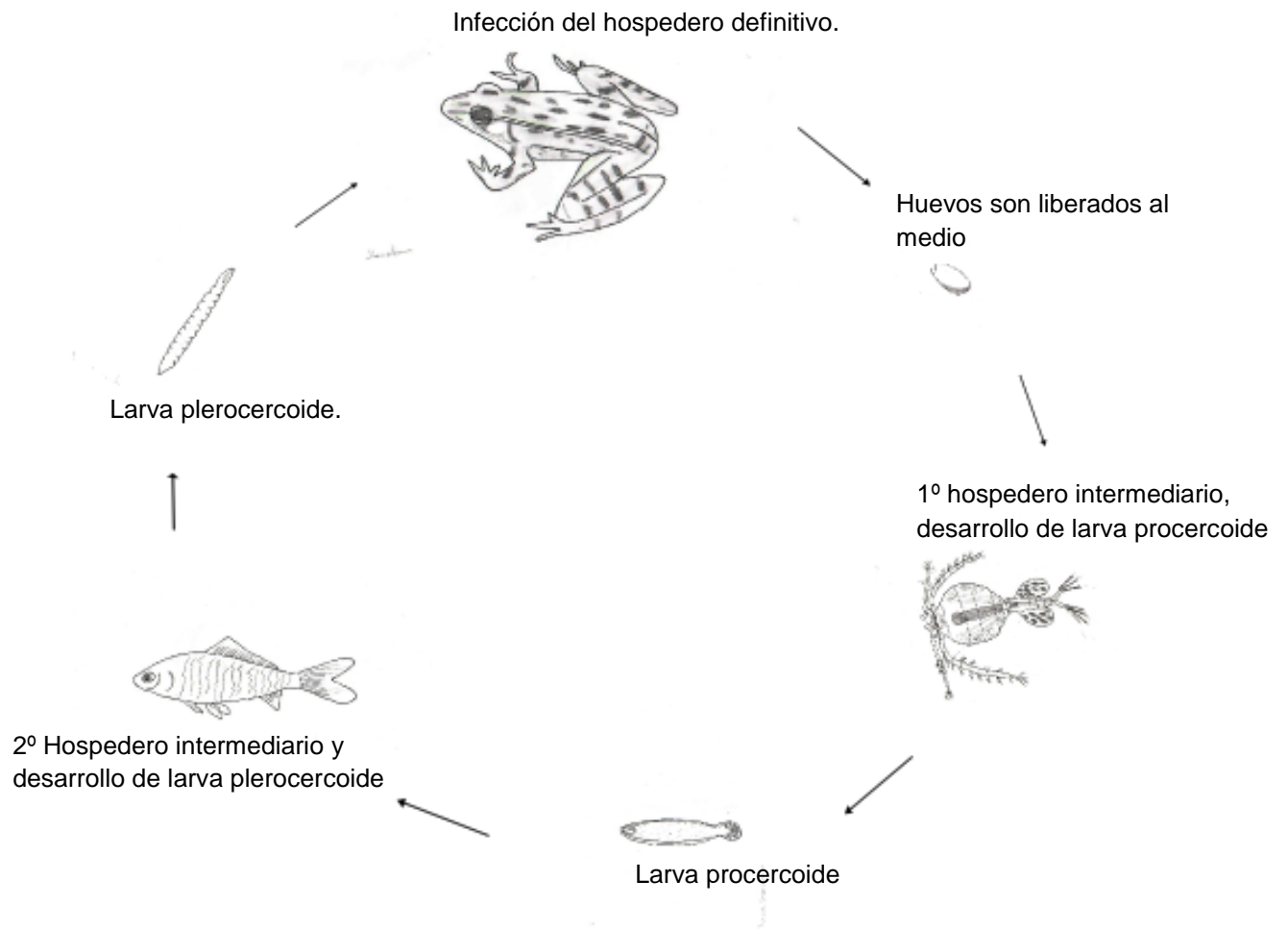
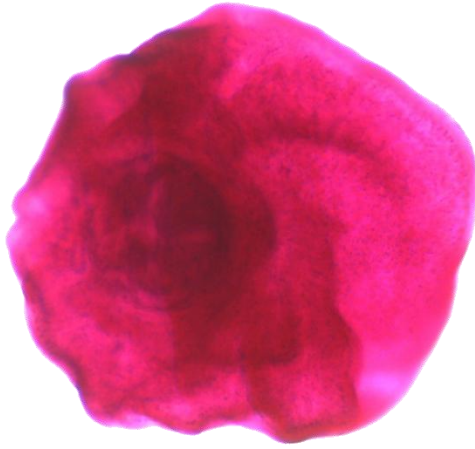


Figura 17. Ciclo de vida de Proteocephalidae gen sp. (Birch-Buckner, 1972).

A



B

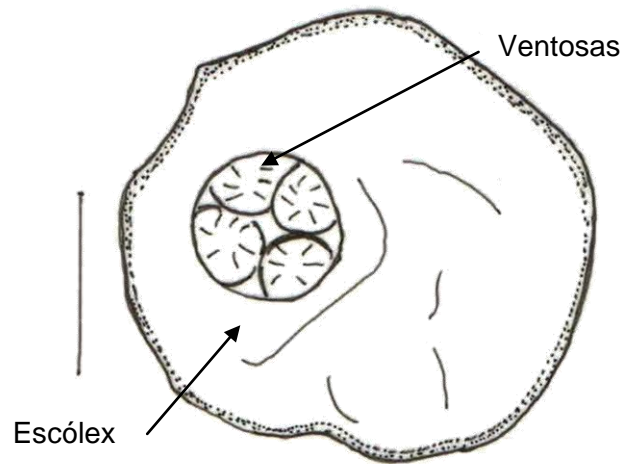


Figura 18. Proteocephalidae gen sp. Vista total: fotografía, objetivo 40X (A), ilustración en cámara clara, escala 0.2 milímetros (B).

## **Phylum: Acanthocephala Rudolphi, 1808**

Clase: Archiacanthocephala Mayer, 1931

Orden: Oligacanthorhynchida Petrochenco, 1956

Familia: Oligacanthorhynchidae Southwell y Macfie, 1925

Género: *Oncicola* Travassos, 1915

***Oncicola* sp.** Travassos, 1915

Caracterización basada en un ejemplar: gusano mediano, cuerpo cilíndrico curvado en la zona media, longitud total de 7.125 por 1.875 de anchura máxima; probóscis globosa, mide 0.750 de largo por 0.875 de ancho, armada con 43 ganchos de morfología muy variable; dispuestos en 6 anillos. Los ganchos de la zona apical de mayor tamaño, miden 0.200 de largo por 0.060 de ancho, los basales son más pequeños mide 0.055 largo por 0.022 de ancho. El cuello corto mide 0.425 largo por 0.750 de ancho, receptáculo de la probóscis con una sola pared mide, 1.100 de largo por 0.625 de ancho; ganglio cerebroide en la base del receptáculo mide 0.600 de largo por 0.750 de ancho. Lemniscos muy largos doblan cerca del extremo posterior del cuerpo, se observan pocos núcleos en su interior, miden 3-3.875 de largo por 0.375 de ancho, uno es más largo. Vulva situada en el extremo posterior del cuerpo, aparato genital corto, campana uterina esférica flanqueada por grandes formaciones esferoidales, poco discernibles que dan lugar al útero largo de gruesas paredes que desemboca en una vagina corta. 8 esferas ováricas en el hemocele miden 0.127 de largo por 0.125 de ancho.

**Hospedero:** *Rana brownorum*, Sanders 1973.

**Hábitat:** mesenterio.

**Localidad:** arroyo el chorro

## Comentarios taxonómicos

El ejemplar se asignó al género *Oncicola* debido a que presenta una probóscis subglobular o globular, con 6 hileras de ganchos en espiral con 5-6 ganchos cada uno, la raíz del gancho se produce anteriormente, excepto en los ganchos basales que no tiene raíz, el receptáculo de la probóscis tiene una sola pared, los lemniscos son largos y tubulares. El sistema lagunar esta constituidos por dos vasos longitudinales y anastomosis transversal, cuello presente (Yamaguti, 1963; Brent y Dunagan, 1989).

Nuestro ejemplar es morfológicamente similar a *Prosthenorchis*, pero difieren principalmente porque las especies de este género presentan una probóscis con 5-7 anillos de fuertes ganchos, lemniscos largos, delgados y aplanados, el cuerpo con acentuadas arrugas transversales (Machado-Filho, 1950). En cambio en las especies de *Oncicola* presenta 6 anillos con 5-6 ganchos cada uno y con lemniscos largos y tubulares; sin arrugas en el cuerpo.

El ejemplar se determinó a nivel genérico ya que se encontró en estado larvario (Cisticanto), el cual no ha desarrollado caracteres diagnósticos para determinación de la especie.

El género *Oncicola* fue establecido por Travassos en 1916; son parásitos de mamíferos y aves, su ciclo de vida se desconoce para gran parte de los géneros de la familia; sin embargo recientemente se describió el ciclo biológico de una especie de la familia, *Oligacanthorhynchus tortuosa*, una especie ampliamente distribuida en México parasitando marsupiales; en él interviene un milípedo como hospedero intermediario, en el que se desarrolla la larva infectiva (cistacanto), la cual es liberada en el intestino del hospedero definitivo, donde alcanza el estado adulto (Richardson, 2006; Monet-Mendoza *et al.*, 2005).

Registros previos de *Oncicola* en anfibios de México.

***Oncicola luehei***

- *Smilisca cyanosticta*: Estación de Biología Los Tuxtlas, Veracruz (Goldberg *et al.*, 2002b).

***Oncicola sp.***

- *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004).
- *Rana cf. forreri*: San Pedro Las Playas (Laguna de Tres Palos) Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007).

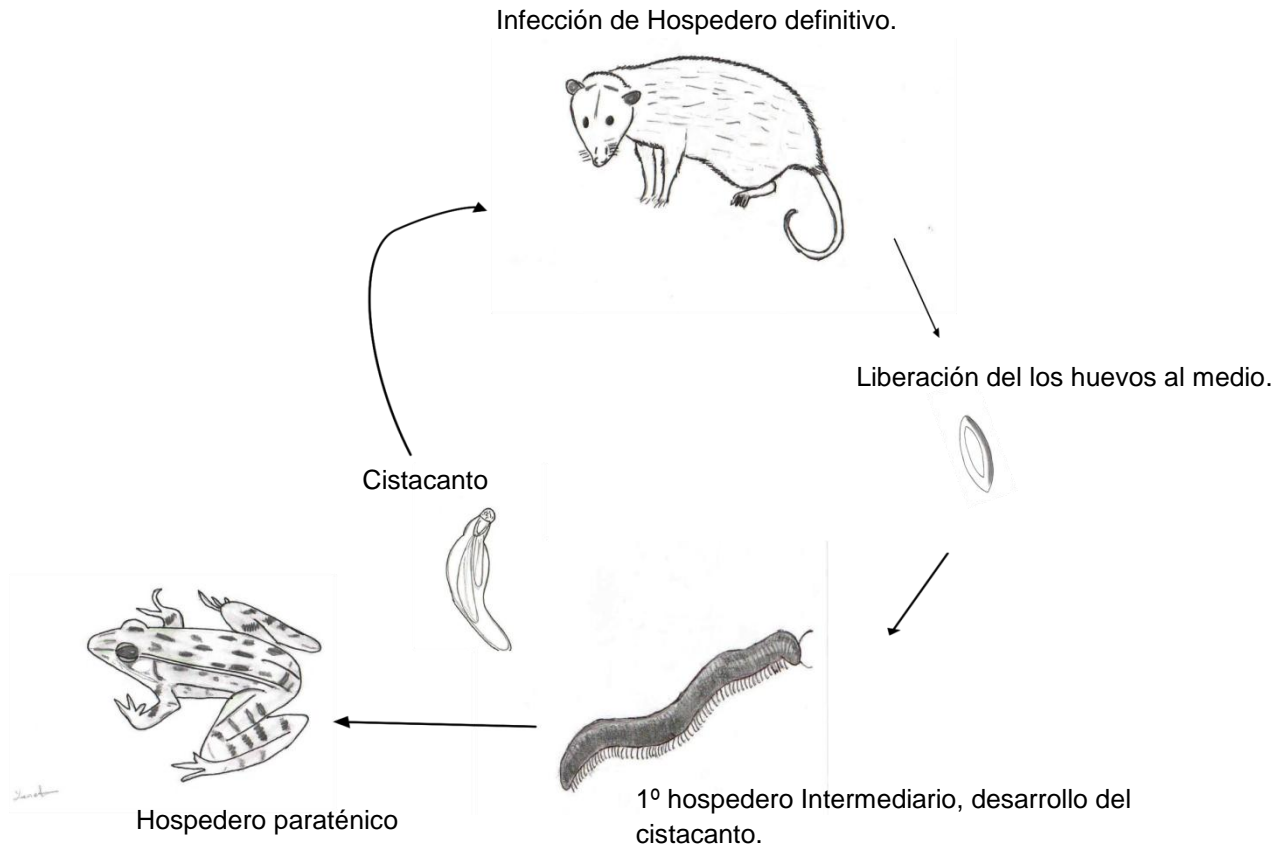


Figura 19. Ciclo de vida de *Oligacanthorhynchus tortuosa* como ejemplo del desarrollo de los miembros de la familia Ologacanthorhynchidae (Richardson, 2006; Monet-Mendoza *et al.*, 2005)

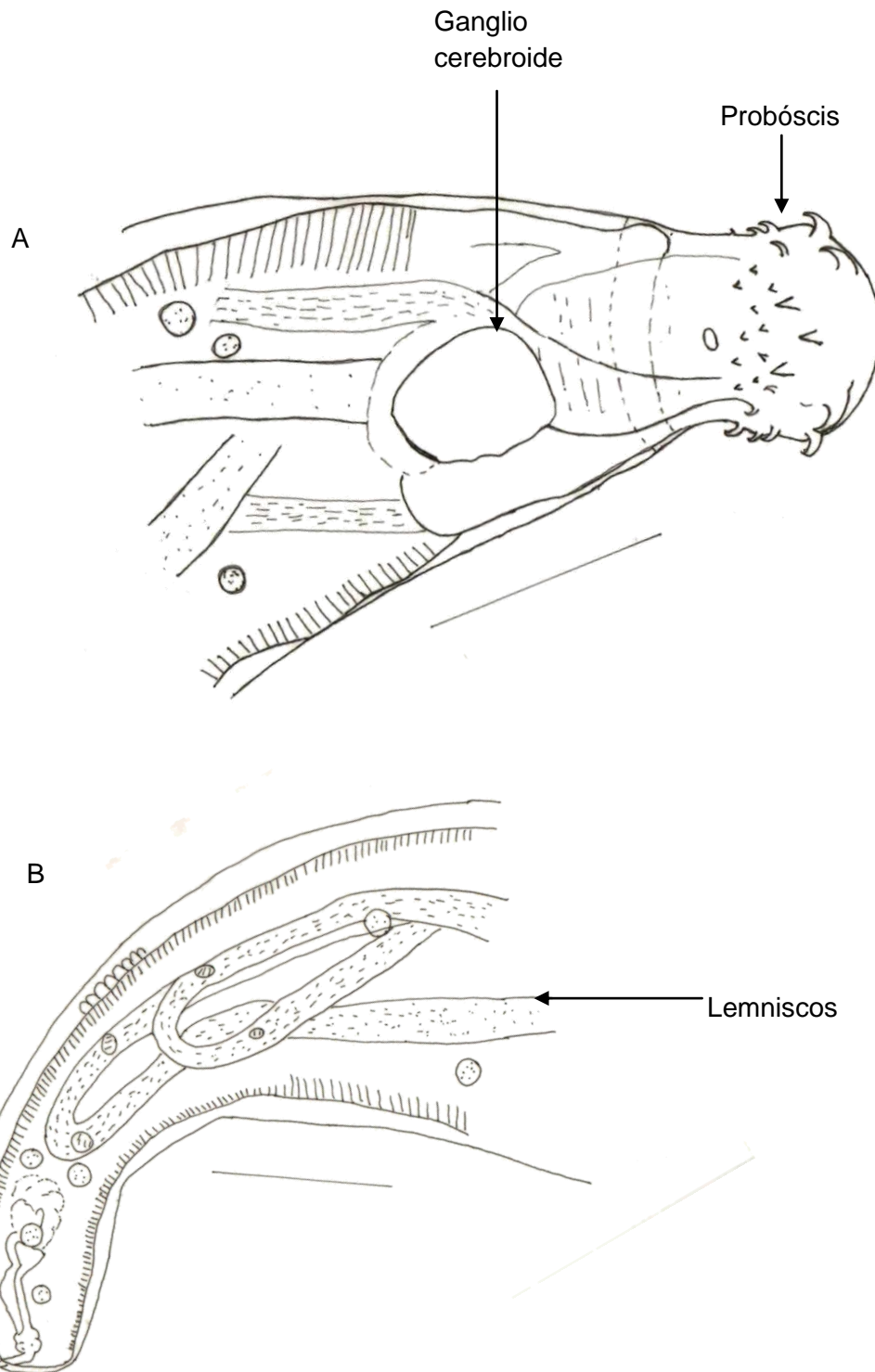


Figura 21. *Oncicola* sp. (cisticanto): extremo anterior (A), extremo posterior(B), ilustración en cámara clara, escala 1 milímetro.

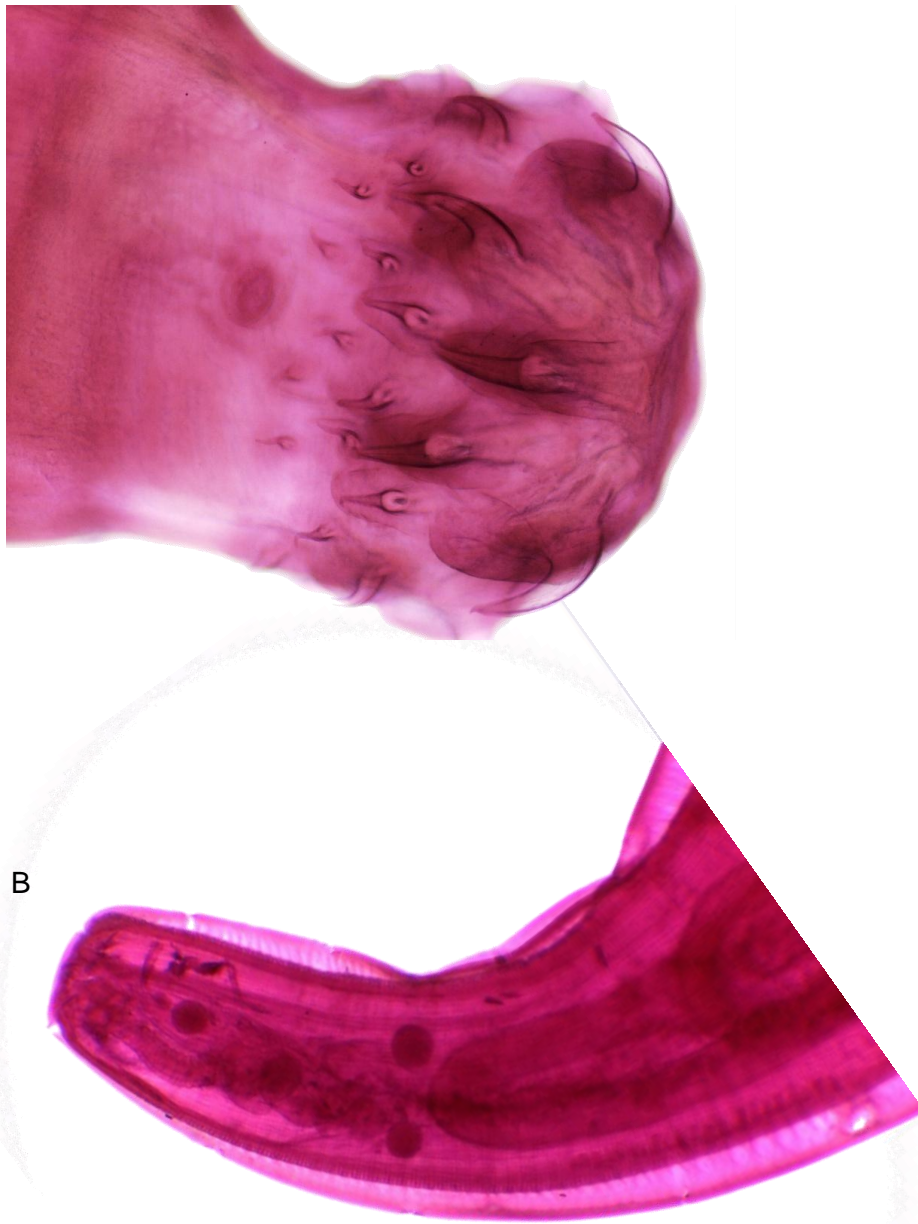


Figura 20. *Oncicola* sp. (Cisticanto): extremo anterior; probóscis (A), extremo posterior (B), objetivo 4X.

## **Phylum: Nematoda Rudolphi, 1808**

Clase: Secernentea (Von Linstow, 1905) Chitwood, 1958

Orden: Rhabditida Railliet, 1915

Familia: Rhabdiasidae Railliet, 1915

Género: *Rhabdias* Stiles y Hassall, 1924

### ***Rhabdias* sp.**

Caracterización basadas en diez hembras adultas: gusanos pequeños, longitud total de 3.510-4.975 (4.322) por 0.200-0.450 (0.295) de anchura máxima. Cutícula delgada y transparente cubre el cuerpo, se expande a partir de la parte posterior del esófago, hasta el extremo posterior del cuerpo. Boca con seis labios, cada uno con una papila; cápsula bucal, mide 0.010-0.013 (0.010) de largo por 0.010-0.015 (0.013) de ancho; esófago claviforme y corto, mide 0.320-0.500 (0.395) de largo por 0.030-0.050 (0.037) de ancho en el extremo posterior, dividido en dos partes una muscular y otra glandular, aunque no siempre son muy claras; representa el 7.31-10.81 (9.14)% del cuerpo. Distancia del anillo nervioso al extremo anterior 0.160-0.250 (0.192), poro excretor no visible; intestino de color oscuro. Vulva post-ecuatorial, dista a 1.950-3.325 (2.751) del extremo anterior; representa el 50.78-76.87 (63.61)% del total del cuerpo. Útero con huevos, miden 0.082-0.097 (0.089) de largo por 0.042-0.055 (0.048), el ano dista 0.150-0.300 (0.216) del extremo posterior, cola cónica que termina en punta fina.

**Hospedero:** *Rana brownorum* Sanders, 1973

**Hábitat:** pulmones

**Localidad:** pozas de Berriozabal.

## Comentario Taxonómico

Los ejemplares se diagnosticaron como miembros de este género, ya que presentan una capa externa de cutícula lisa y transparente a lo largo del cuerpo, boca con seis pequeños labios, cápsula bucal reducida en forma de taza, esófago claviforme, cilíndrico, dividido en dos porciones muscular y glandular, vulva cerca de la mitad del cuerpo (post-ecuatorial o pre-ecuatorial), cola cónica; parasitan pulmones de anfibios y reptiles (Yamaguti, 1961).

La diferenciación morfológica entre las especies del género es complicada ya que existen pocos caracteres morfológicos que son diagnósticos para cada especie y en muchas ocasiones son poco observables lo que puede dar pie a una errónea identificación de la especie (Kuzmin *et al.*, 2003).

Los ejemplares aquí estudiados son morfológicamente similares a *R. sphaerocephala* y *R. neotropicalensis*, pero difieren de *R. sphaerocephala* por que esta especies presentan dos pseudolabios, son de mayor tamaño y solo parásitan *Bufo*. En *R. neotropicalensis* los huevos son más pequeños y la vulva es más post-ecuatorial, además de que solo parásita *Leptodactylus melanonotus*.

La comparación de la secuencia de un segmento del gen citocromo C oxidasa de nuestros ejemplares, con los reportados por Martínez-Salazar (2008) nos indicó que se trata de la misma especie que ella reportó como *R. cf. sphaerocephala* en el estado de Veracruz y Tabasco; ya que el porcentaje de divergencia entre ambas secuencias es de 0%. Al construir un árbol de distancia comparando nuestros ejemplares con los que Martínez-Salazar (2008) identificados como *R. cf. sphaerocephala* y *R. neotropicalensis* de Tabasco y Veracruz, el árbol muestra claramente que nuestros ejemplares se agrupan con *R. cf. sphaerocephala* y son un grupo independiente de *R. neotropicalensis*.

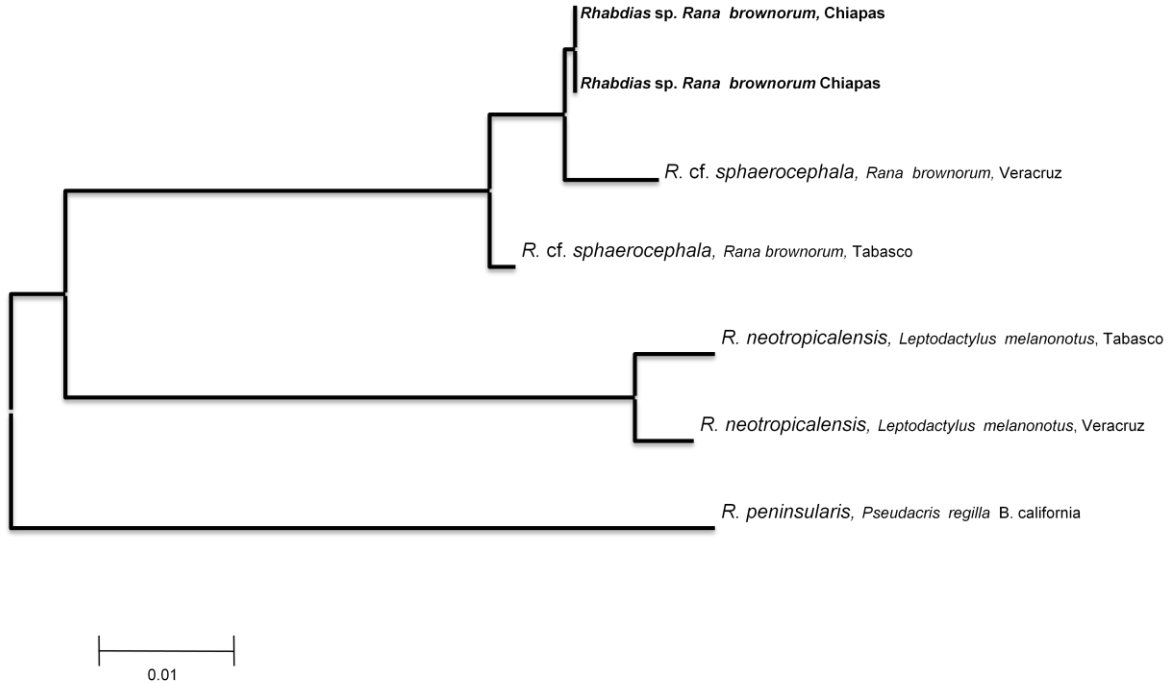


Figura 22. Árbol de distancias de las secuencias parciales de COI de *Rhabdias* sp. de Chiapas, y las registradas por Martínez Salazar (2008).

**Secuencia nucleotídica:**

**>*Rhabdias* sp. de Chiapas**

ATCCTGAGGTTTATATTTTGATTTTACCTGCGTTTGGTATTATTAGTCAATCAAC  
 TTTATATTTAACTGGAAAGAAAGAAGTTTTTGGTTCTTTAGGTATGGTTTATGCT  
 ATTTTAAGTATTGGTTTAGTAGGTTGTGTTGTATGGGCTCATCATATATACT  
 GTGGGTATAGATTTAGATTCTCGTGCTTATTTTACTGCAGCTACTATAGTAATT  
 GCTGTTCCCTACTGGTGTTAAAGTTTTTAGTTGAATAGCAACTTTATTTGGTATA  
 AAAATAATTTATAATCCTGTCTTGGTCTGGGTGTTAGGTTTTATTTTTTTGTTTA  
 CTATAGGTGGTTTGACTGGTGTAATTTTATCAAATTCTAGTTTGGATATTATTTT  
 ACATGATACTTATTATGTTGTTAGTCATTTTCATTATG

Los miembros de este género son cosmopolitas, parásitan los pulmones de anfibios y reptiles, que son sus hospederos definitivos. Son hermafroditas protándricos, donde se desarrolla primero la gónada masculina y posteriormente femenina. Se tiene evidencia de que las especies del género pueden tener ciclo de vida homogónico o directo (no hay alternancia de generaciones parasíticas y de vida libre), heterogónicos o indirectos (con alternancia de generaciones parasíticas y de vida libre) o pueden presentar alternancia de ciclo directo e indirecto (Anderson, 2000).

Las hembras depositan los huevos en los pulmones del hospedero, después son expulsados al aparato respiratorio, donde son tragados y salen del huésped junto con las heces. La larva del primer estadio eclosiona del huevo al medio, se desarrolla siguiendo alguno de los ciclos de vida antes mencionados.

En el ciclo directo las larvas del primer estadio se desarrollan directamente al segundo y posteriormente al tercer estadio, el cual es el estado infectivo, que puede penetrar a la piel directamente y alcanzar los pulmones del hospedero, o pasar una fase de maduración en los tejidos. En el ciclo indirecto las larvas pueden diferenciarse en machos y hembras, después de la cruce, las hembras producen pocos huevos que desarrollan larvas filariformes, entonces las hembras degeneran y actúan como comida para las larvas recién nacidas, para posteriormente romper la cutícula, las larvas infectivas penetran la piel del hospedador y colonizan los pulmones, o pueden ser ingeridas mediante un hospedero paraténico que puede ser un caracol (Anderson, 2000).

Registros previos de *Rhabdias* sp. en anfibios de México.

- *Rana brownorum*: Teapa, Tabasco (Martínez-Salazar, 2008).
- *Rana brownorum*: Estación biológica los Tuxtlas, Veracruz (Martínez-Salazar, 2008)

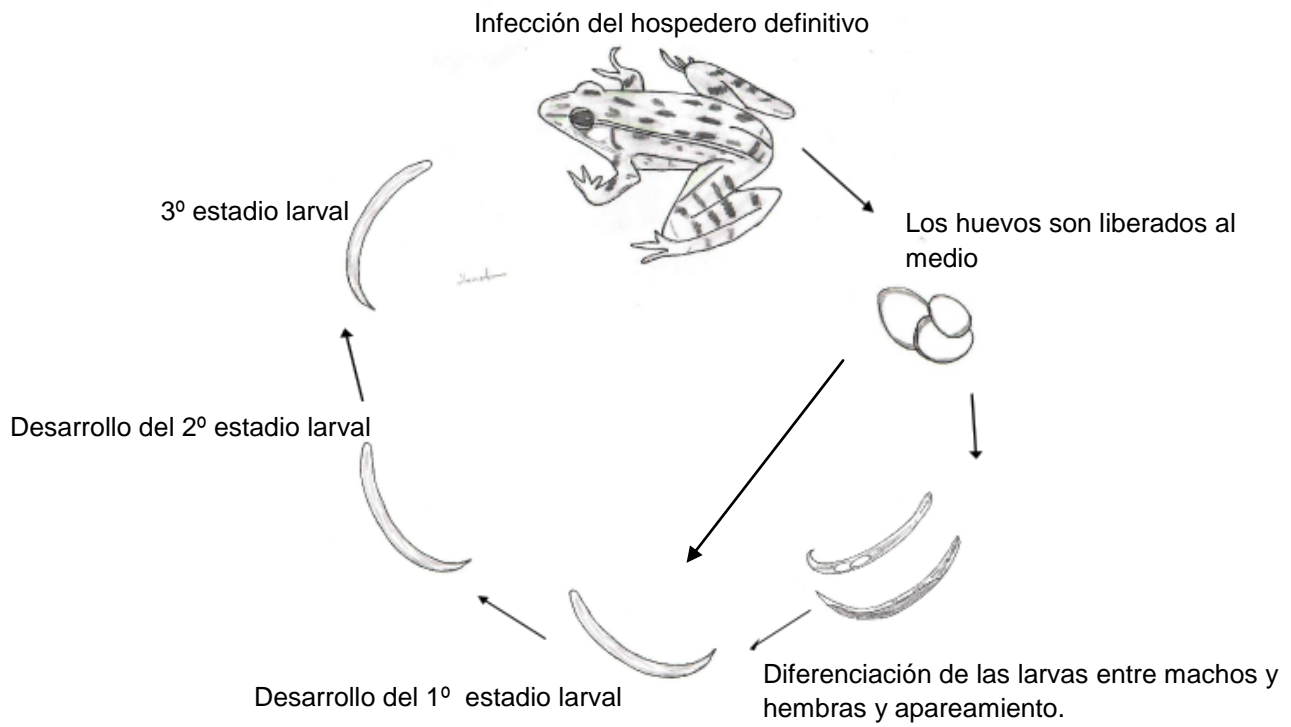
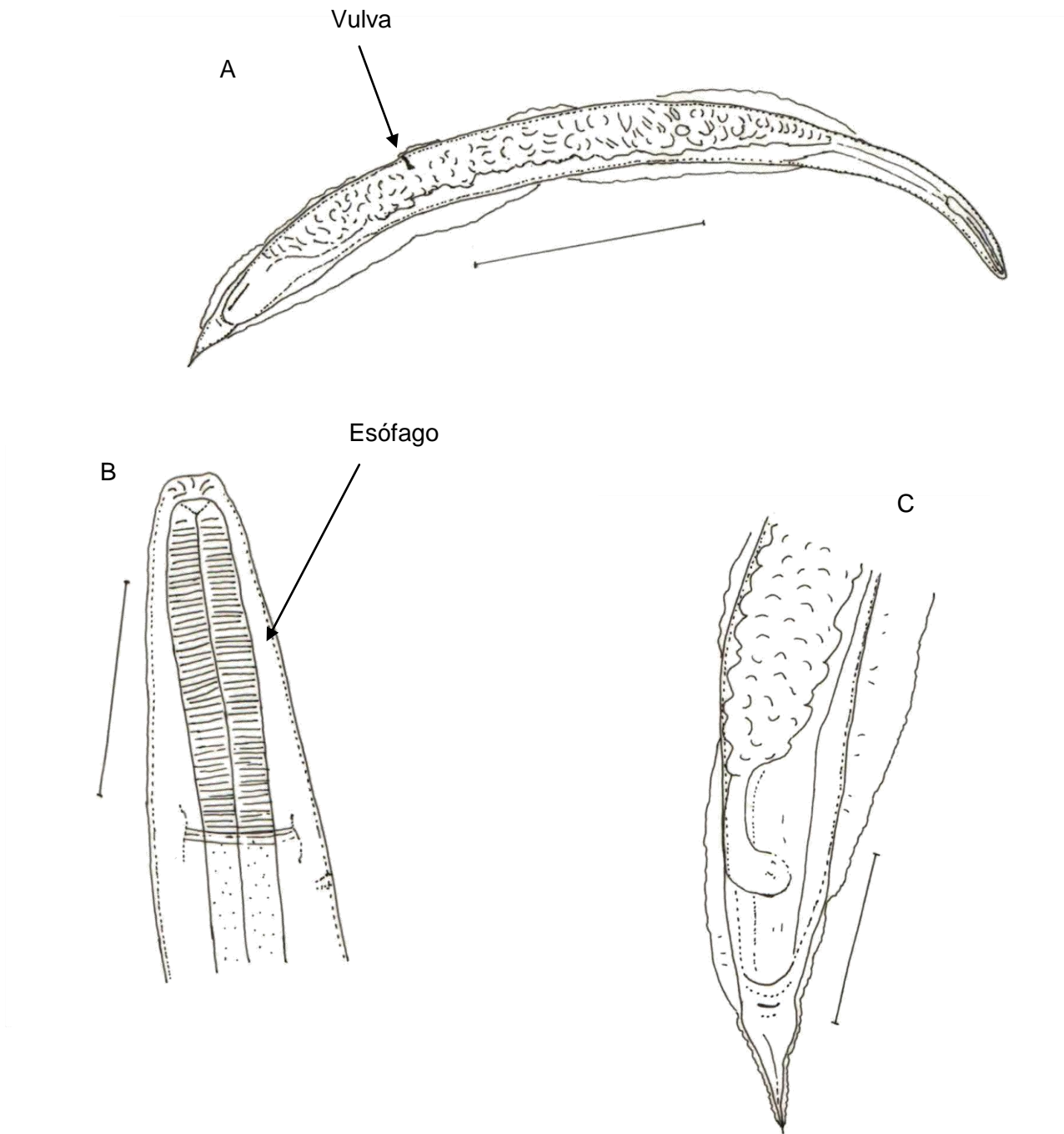
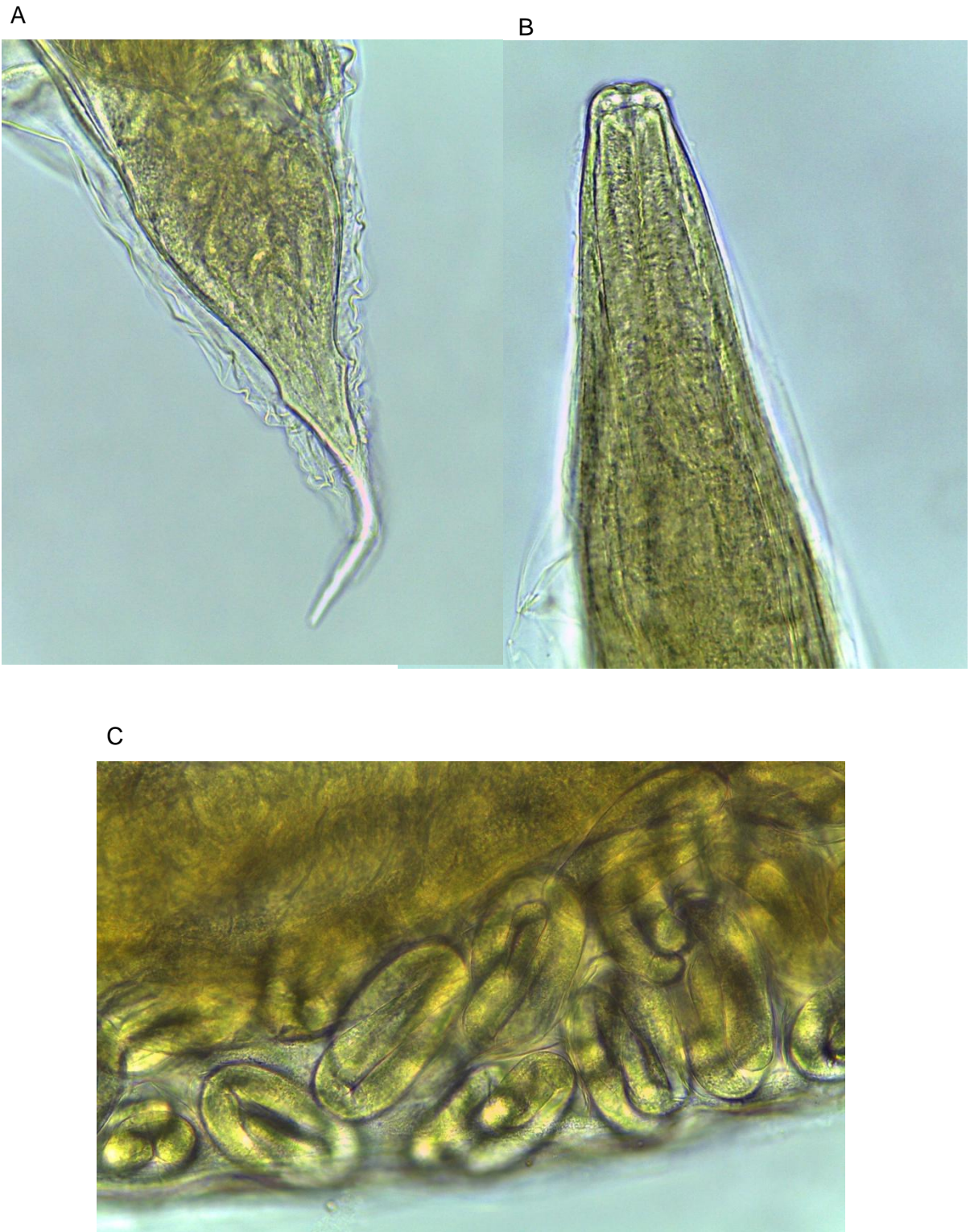


Figura 23. Ciclo de vida de *Rhabdias* sp. (Anderson, 2000).



Figuras 25. *Rhabdias* sp. (hembra), vista total (A), extremo anterior(B), extremo posterior (C) ilustración en cámara clara, escala: 0.5 (A), 0.3 (B y C) milímetros.



Figuras 24. *Rhabdias* sp. (hembra): extremo posterior (A), extremo anterior (B), huevos dentro del útero (C), objetivo 10X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1958

Orden: Rhabditida Railliet, 1915

Familia: Rhabdiasidae, Railliet, 1915

Género: *Rhabdias* Stiles y Hassall, 1905

***Rhabdias* cf. *savagei*** Bursey y Goldberg, 2005

**Hospedero:** *Rana* cf. *forreri* Boulenger, 1883

**Hábitat:** pulmón.

**Localidad:** puente madre vieja

Los ejemplares del género *Rhabdias* encontrados en *Rana* cf. *forreri*, no pudieron ser caracterizados morfológicamente debido a que el material fue utilizado en la tesis doctoral titulada “Sistemática y biogeografía del género *Rhabdias* Stiles y Hassall, 1905 (Nematoda: Rhabdiasidae) en México” elaborado por Martínez-Salazar (2008).

Bursey y Goldberg (2005) describieron a *Rhabdias savagei* como parásito de *Rana* cf. *forreri* en Guanacaste, Costa Rica; en México se ha registrado como parásito de *Rana berlandieri* en laguna Higuera, Nuevo León (León Régagnon *et al.*, 2005) (desafortunadamente no se logró extraer DNA de esta población para incluirla en el análisis filogenético). Martínez-Salazar (2008) re-examinó el material para corroborar su determinación empleando SEM. Además comparó los ejemplares con los paratipos y de esta manera corroboró la presencia de esta especie en México.

La autora realizó un estudio molecular de los ejemplares de *Rhabdias* obtenidas de *Rana* cf. *forreri* de Chiapas y otras especies de *Rhabdias* de México. Este análisis, se basó en secuencias mitocondriales de los genes COX y cyt b; en el árbol de consenso resultante, se observan varios grupos. El grupo al cual

pertenece nuestro ejemplar, se domina Rsav (*Rhabdia* cf. *savagei*) y los ejemplares allí incluidos se distribuyen en las tierras bajas tropicales del Pacífico e incluye un ejemplar de tierras semiáridas de Nuevo León.

*Rhabdia* cf. *savagei* esta asociado a tierras bajas del Pacífico, sin embargo no es posible asegurar con certeza que se trata de *R. savagei*, debido a que no existen secuencias de ADN de las poblaciones registradas previamente en Costa Rica (Burse y Goldberg 2005), y en México (León-Règagnon *et al.*, 2005b) para compararlas con las de Martínez-Salazar(2008).

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1940

Familia: Dioctophymatidae Railliet, 1915

Género: *Eustrongylides* Jägerskiöld, 1909

***Eustrongylides* sp.** Jägerskiöld, 1909

Descripción basada en un ejemplar en estado larvario. Cutícula con finas estriaciones transversales, longitud total 111.5 por de 0.55 de anchura máxima, cavidad bucal en el extremo anterior, mide 0.200 de largo. Región cefálica con doce papilas, que forman dos círculos alrededor de la boca, interno y externo, con 6 papilas cada uno. El esófago mide 8.75 de longitud, el anillo nervioso dista 0.30 del extremo anterior, cloaca terminal.

**Hospedero:** *Rana* cf. *forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** Mesenterio.

**Localidad:** puente Quetzalapa.

### **Comentarios taxonómicos**

El ejemplar se designó como miembro del género *Eustrongylides*, debido a que presenta un esófago muy largo, doce papilas alrededor de la boca formando dos círculos, uno externo y otro interno, con seis papilas cada uno, el ano se encuentra en posición terminal (Yamaguti, 1961).

El ejemplar solo se identificó a nivel genérico debido a que se encontró en estado larvario, por lo cual no había desarrollado las características diagnósticas para la determinación de la especie.

El género *Eustrongylides* fue creado por Jägerskiöld en 1909. En su fase larval son parásitos principalmente de peces de agua dulce de zonas poco profundas, sin embargo se ha registrado en anfibios y reptiles. Las hembras adultas liberan los huevos en el agua junto con las heces del hospedero definitivo, donde se desarrolla la primer fase larval; posteriormente infectan a su primer hospedador (Oligoqueto), donde desarrollará su tercer estadio larval, en seguida infectan a un segundo hospedador, una rana o pez donde pasarán al cuarto estadio larval, para finalmente llegar al hospedador definitivo que es un ave (Anderson, 2000).

Los registros previos de *Eustrongylides* en anfibios de México:

- *Rana dunni*: Pátzcuaro, Michoacán (Pulido–Flores, 1994).
- *Rana megapoda*: Lago de Cuitzeo, Michoacán (Ramírez–Lezama y Osorio–Sarabia, 2002).
- *Rana psilonota*: Atenquique y Zapopan, Jalisco (Romero-Mayen, 2011).

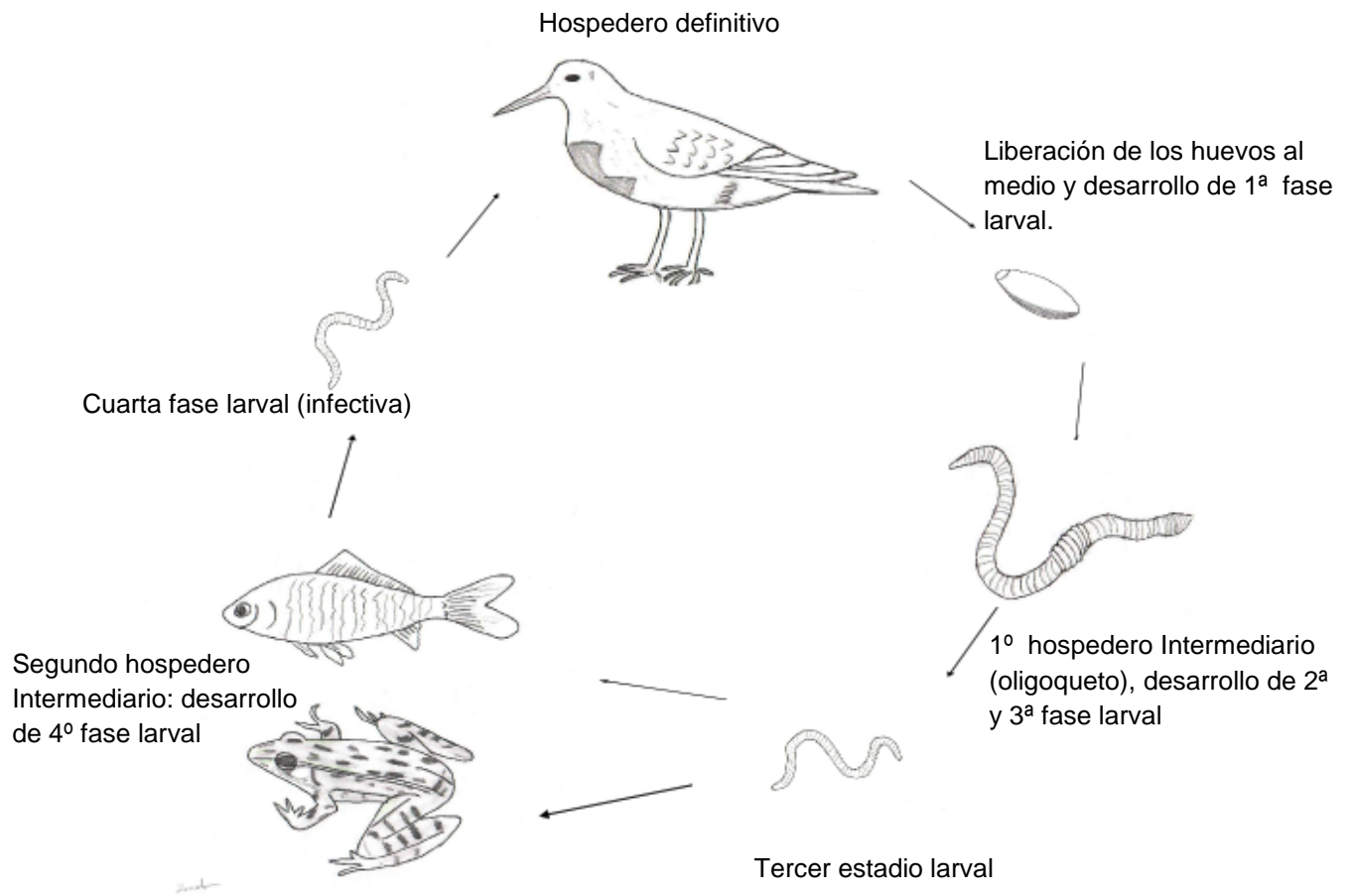


Figura 26. Ciclo de vida de *Eustrongylides* sp. (Anderson, 2000)

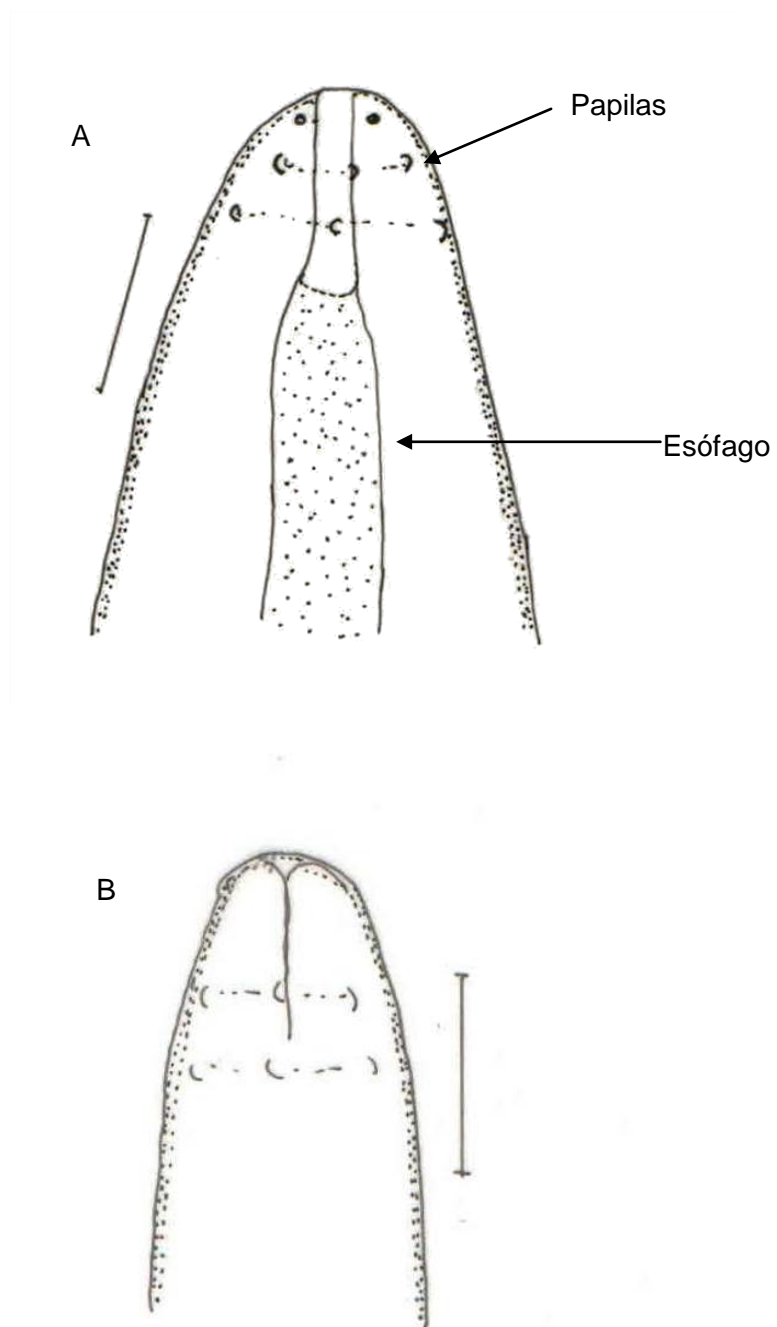


Figura 27. *Eustrongylides* sp., extremo anterior (A); extremo posterior (B), ilustración en cámara clara, escala 0.2 (A), 0.5 (B) milímetros.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Strongylidae Diesing, 1851

Familia: Molineidae Durette-Desset y Chabaud, 1977

Género: *Oswaldocruzia* Travassos, 1917

***Oswaldocruzia subauricularis*** (Rudolphi, 1819) Travassos, 1917

Machos: caracterización basada en 4 adultos: longitud total 5.71-8.75 (6.65) por 0.100-0.227 (0.159) de anchura máxima, extremo cefálico con tres labios; capuchón cefálico con estriaciones transversales, mide 0.075-0.087 (0.078) de largo por 0.032-0.035 (0.032) de ancho. Alas cefálicas reducidas, inician posteriores al capuchón y terminan después del esófago; esófago claviforme, mide 0.362-0.420 (0.385) de largo por 0.0370-0.050 (0.043) de ancho; anillo nervioso dista 0.130-0.150 (0.141) del extremo anterior, poro excretor dista 0.200-0.330 (0.255) del mismo extremo. Deiridios posteriores al esófago, distan 0.414-0.520 (0.482) del extremo anterior. Espículas iguales o subiguales, quitinizadas; divididas en tres ramas con diferentes formas terminales, cuchilla, tenedor y espátula, mide 0.195-0.207 (0.200) de largo, gubernaculum ausente. Bursa copulatrix formada por dos grandes lóbulos laterales simétricos y un pequeño lóbulo dorsal, cada lóbulo lateral con seis rayos, arreglados de la siguiente manera: los rayos 6 y 8 con origen independiente, rayo 8 separado del rayo 6; rayo 2 y 3 unidos a lo largo, rayos 4-6 con origen común, 4 separado de 5 y 6 y girando en sentido cefálico, rayos 5 y 6 torneados en dirección caudal, el extremo distal del rayo dorsal con ramificaciones.

Hembras: caracterización basada en cuatro adultos: longitud total 8.50-13.175 (11.010) por 0.150-0.350 (0.233) de anchura máxima, extremo cefálico igual al de los machos, capuchón cefálico mide 0.085-0.110 (0.955) de largo por 0.035-0.087 (0.052) de ancho; alas cervicales inician posteriores al capuchón cefálico y terminan después del esófago. Esófago mide 0.407-0.470 (0.441) de largo por

0.025-0.050 (0.031) de ancho, anillo nervioso dista 0.152-0.260 (0.190) del extremo anterior, poro excretor dista 0.275-0.276 (0.275) del mismo extremo; deiridios están a 0.420-0.470 (0.439) del extremo anterior, posteriores al esófago. Vulva transversal: labio anterior en forma de pico, labio posterior ligeramente saliente, distan 2.650-4.550 (3.762) del extremo posterior; útero con huevos pequeños, miden 0.057-0.087 (0.067) de largo por 0.03-0.042 (0.036) de ancho; distancia del ano al extremo posterior 0.200-0.230 (0.213), cola cónica, terminando en una espina cuticular.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883

**Hábitat:** intestino.

**Localidad:** carretera Escuintla-Matamoros y carretera Escuintla-Las palmas.

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares se determinaron como miembros de este género puesto que los machos presentan una bursa copulatriz simétrica, un pequeño lóbulo dorsal triangular, rayo dorsal grueso bifurcado con pequeñas digitaciones en la parte distal. Hembras con la vulva en la mitad posterior del cuerpo, anfidelfas (Yamaguti, 1961).

Los ejemplares se asignaron a *Oswaldocruzia subauricularis* debido a que presenta alas cervicales reducidas e interrumpidas por estriaciones transversales y pequeñas crestas longitudinales. Los machos presentan una bursa copulatriz tipo 2-3 con tendencia 2-1-2 de acuerdo con Durette-Desset (1985), la posición del rayo 8 con respecto al rayo dorsal es de tipo II. Las espículas se dividen en tres ramas con tres terminaciones diferentes: de espátula, cuchilla y tenedor. (Ben-Slimane y Durette-Desset, 1995; Slimane y Durette-Desset, 1996)

Nuestros ejemplares se asemejan a *O. pipiens* Walton 1929, registrada en México, pero la principal diferencia radica en que *O. pipiens* presenta las alas cervicales pronunciadas, carece de pliegues ventrales en la región esofágica y el rayo dorsal

se divide en su parte distal en 4 ramas, dos de ellas son bifurcadas en su parte distal (Ben- Slimane y Durette-Desset, 1997; Walton, 1929).

*Oswaldocruzia subauricularis* fue descrita por Rudolphi en 1819 y redescrita por Travassos, en 1917. Son parásitos de anfibios y reptiles. Su ciclo de vida se conoce de manera general: las hembras depositan los huevos en el hospedero, junto con las heces salen al exterior, en el medio se desarrollan los primeros estadios larvarios y una vez que alcanzan el tercer estadio (infectivo); la penetración al hospedero definitivo es vía cutánea (Anderson, 2000)

Registros previos de *O. subauricularis* en anfibios de México

- *Rhinella marina*: Cenote Xtoloc, Yucatán (Pearse, 1936)
- *Rhinella marina*: Río Huixtla, Chiapas (Caballero, 1949b).
- *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004)
- *Rana cf. forreri*: San Pedro Las Playas, Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007).

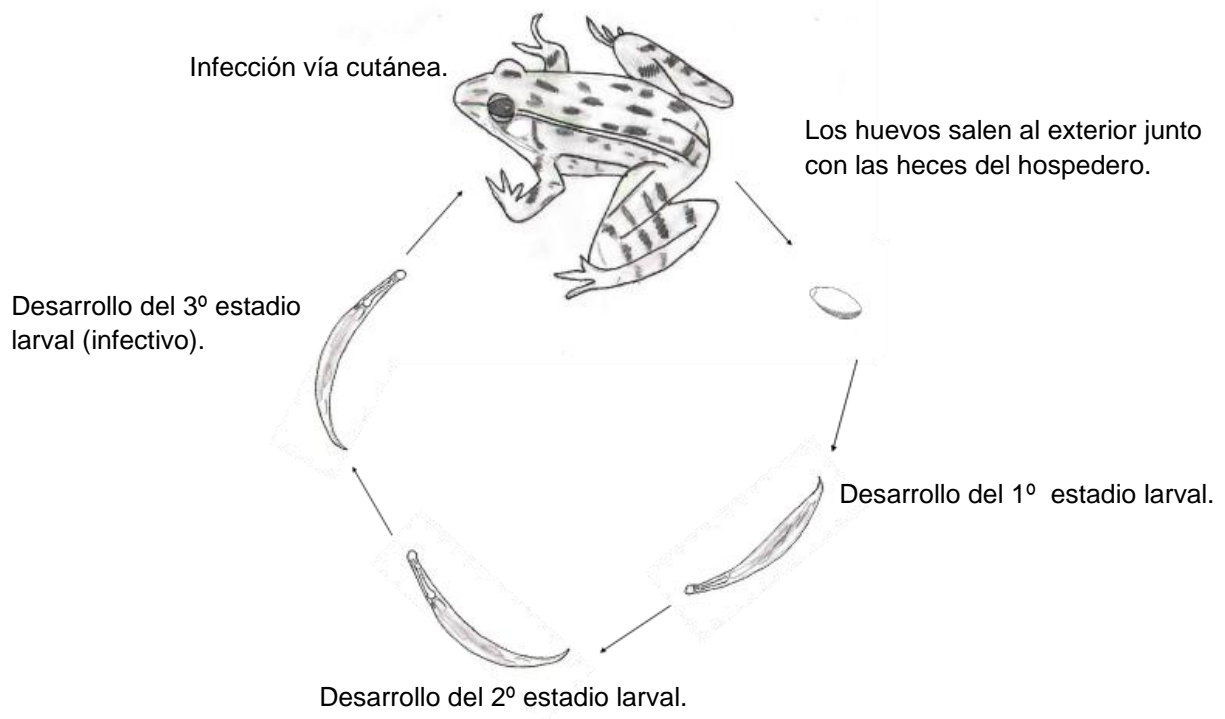


Figura 28. Ciclo de vida de *Oswaldocruzia subauricularis* (Anderson, 2000).

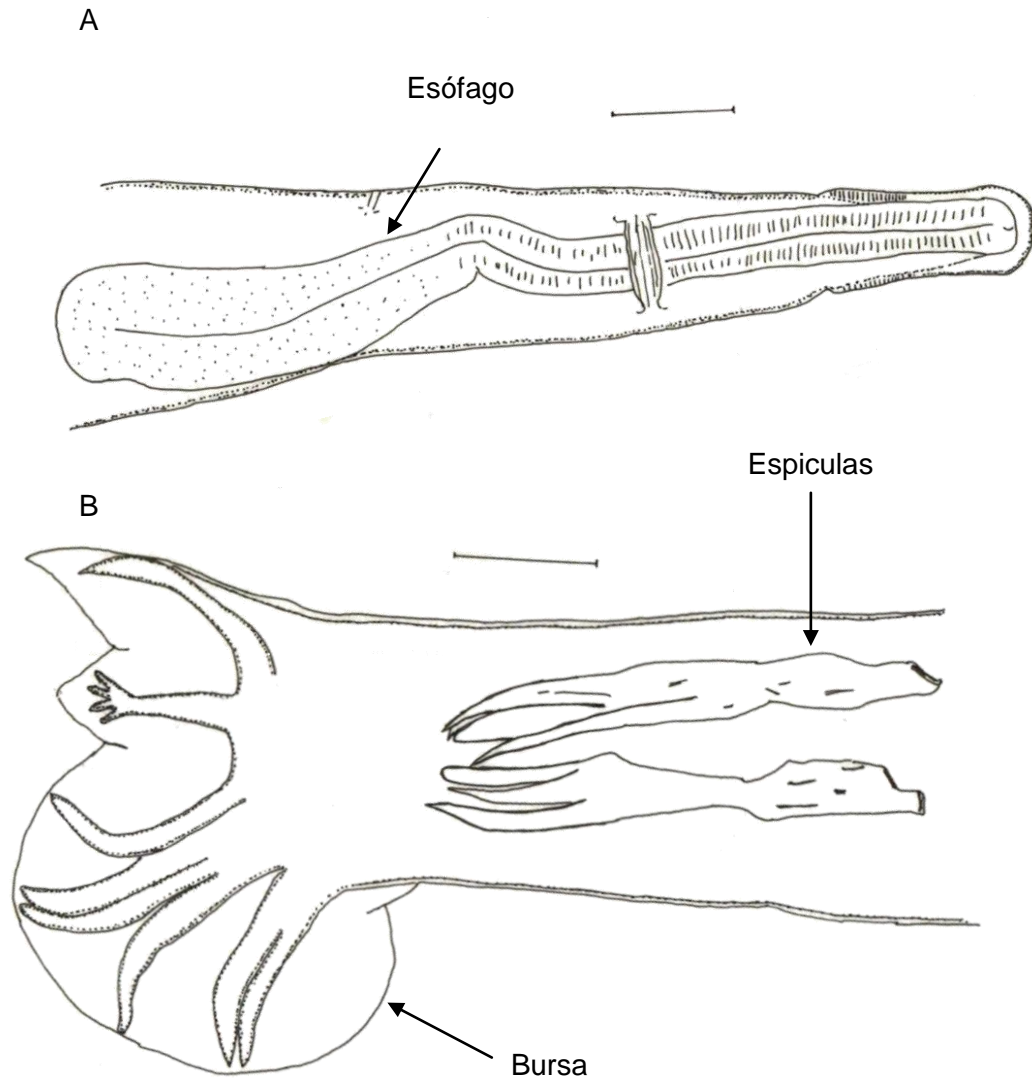
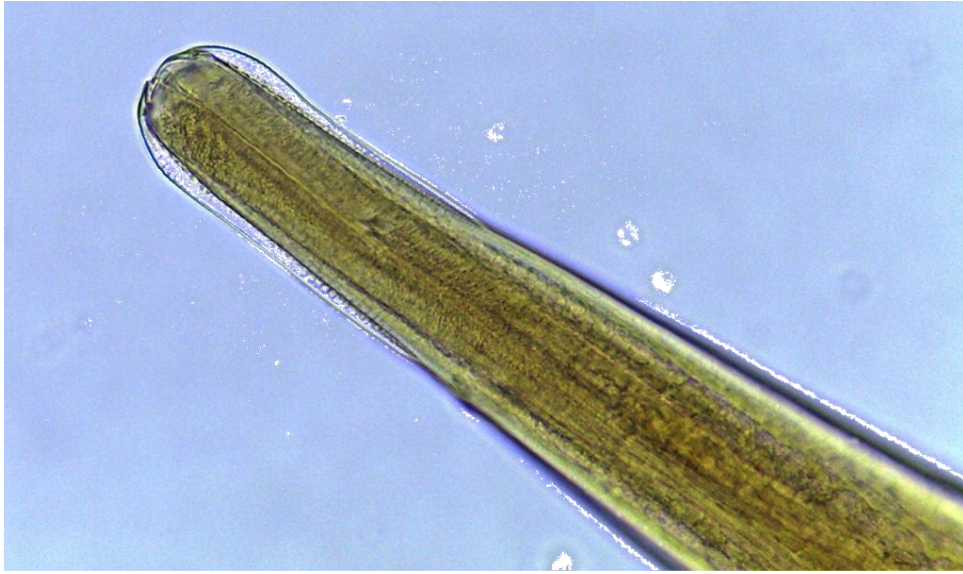


Figura 30. *Oswaldocruzia subauricularis* (macho): extremo anterior (A), extremo posterior: bursa copulatrix y espículas (B); ilustración en cámara clara. Escala 0.5 (A), 0.05 (B) milímetros.

A



B



Figura 29. *Oswaldocruzia subauricularis* (macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B), objetivo 10X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Strongylidae Diesing, 1851

Familia: Molineidae Durette-Desset y Chabaud, 1977

Género: *Oswaldocruzia* Travassos, 1917

***Oswaldocruzia sp.*** Travassos, 1917

Caracterización basada en dos hembras en estado larvario: longitud total de 2.250-2.300 (2.275) por 0.075-0.080 (0.076) de anchura máxima, extremo cefálico con un capuchón poco visible. Esófago claviforme, longitud total de 0.312-0.325 (0.318) por 0.032 de ancho, dividido en dos regiones, una muscular y otra glandular poco discernibles; anillo nervioso dista 0.075-0.085 (0.080) del extremo anterior, poro excretor no se logró observar. Vulva a 0.800-0.850 (0.825) del extremo posterior, ano a 0.150-0.140 (0.148) del mismo extremo.

**Hospedero:** *Rana brownorum*, Sanders, 1973

**Hábitat:** intestino.

**Localidad:** pozas de Berriozabal

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares se determinaron como miembros de este género debido a que presentan: un capuchón cefálico, estriaciones transversales y líneas longitudinales. Las hembras con la vulva en la mitad posterior del cuerpo, anfídefas y la cola termina en una fina punta (Yamaguti, 1961).

Los ejemplares se lograron identificar solo a nivel genérico, debido a que solo se encontraron hembras en estado larvario, las cuales no han desarrollado las características diagnósticas de la especie, así mismo la ausencia de machos que son esenciales para determinación de la especie.

El género *Oswaldocruzia* fue establecido por Travassos en 1917. Son parásitos de anfibios y reptiles. Su ciclo de vida se conoce de manera general: las hembras depositan los huevos en el hospedero, junto con las heces salen al exterior, en el medio se desarrollan los primeros estadios larvarios y una vez que alcanzan el tercer estadio (infectivo); la penetración al hospedero definitivo es vía cutánea (Anderson, 2000)

Registros previos de *Oswaldocruzia* sp. en anfibios de México

- *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004)
- *Rana cf. forreri*: San Pedro Las Playas, Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007).

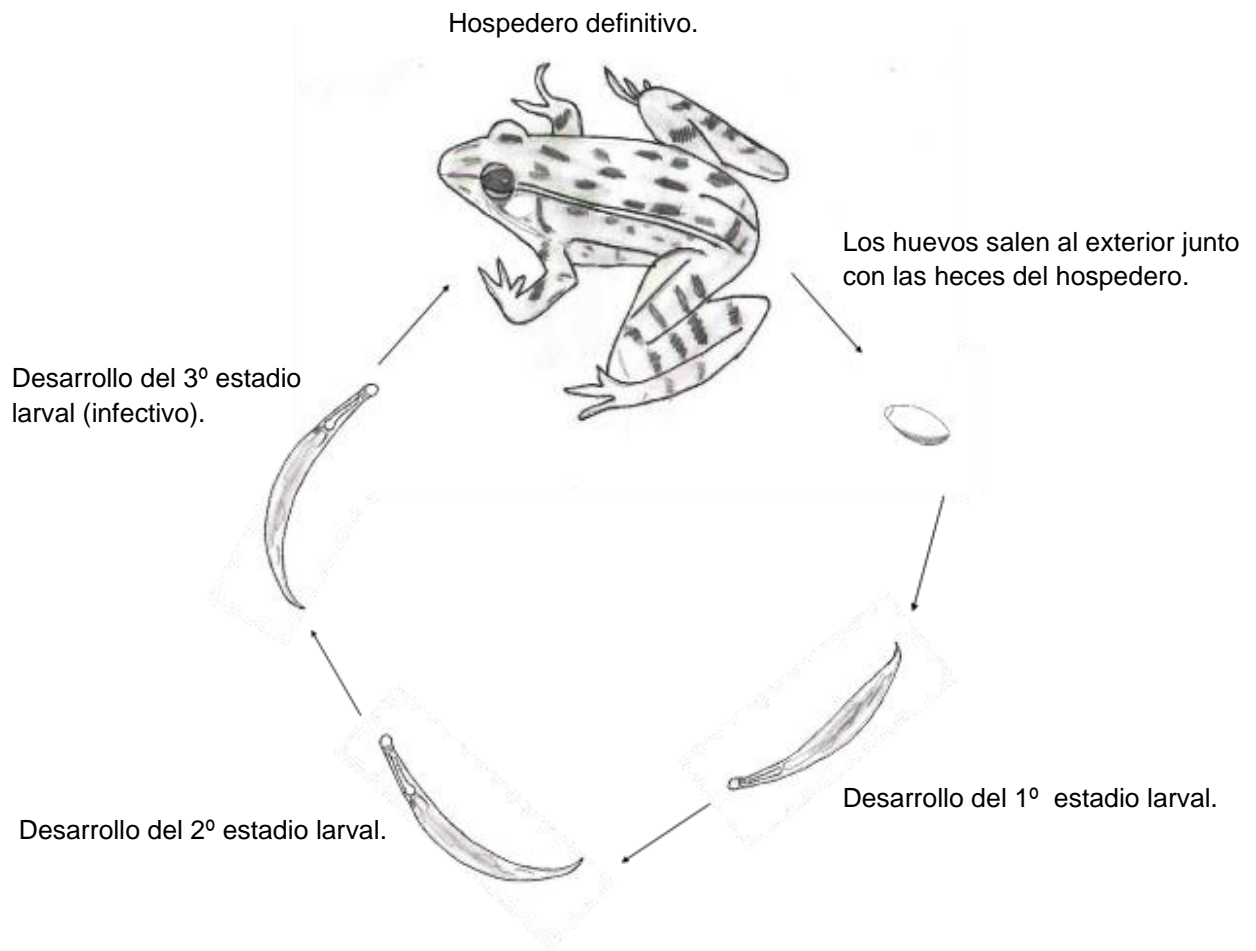


Figura 31. Ciclo de vida de *Oswaldocruzia* sp. (Anderson, 2000)

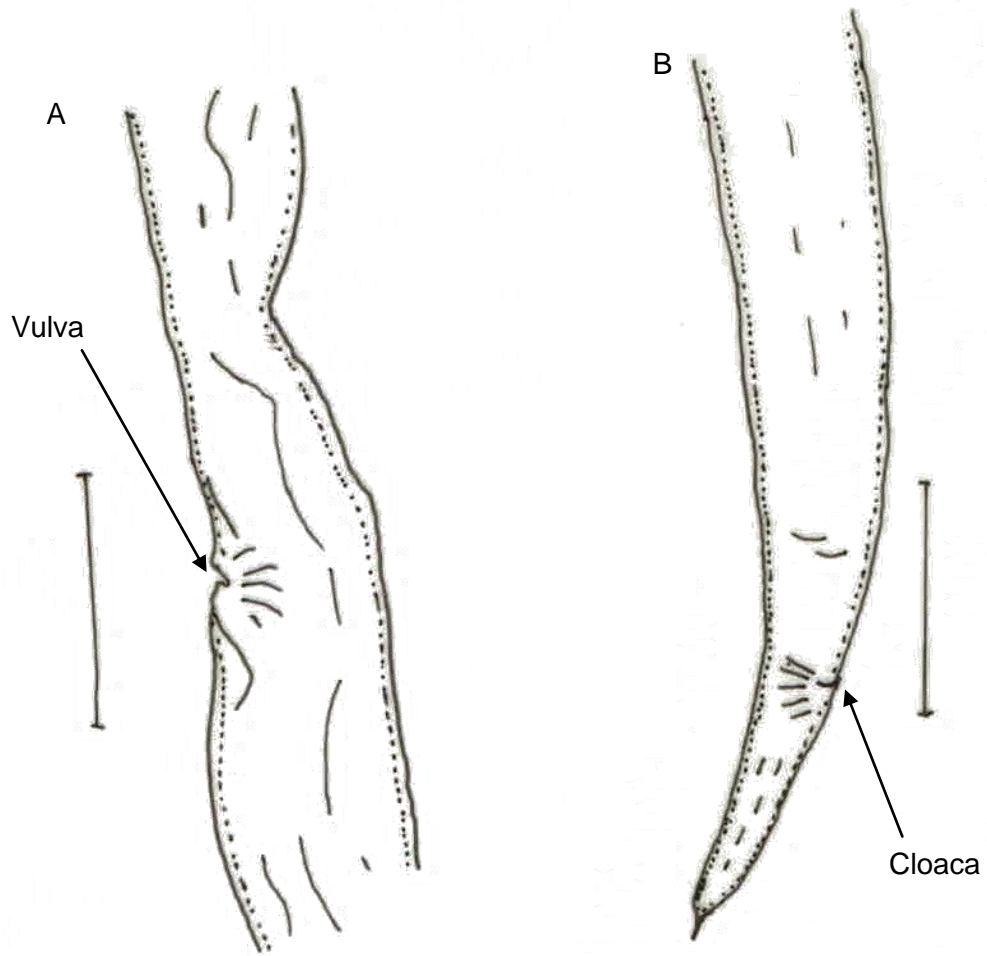


Figura 32. *Oswaldocruzia* sp. (hembra en estado larvario): Vulva (A), extremo posterior (B), ilustración en cámara clara, escala 0.2 milímetros.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1952

Familia: Oxyascaridida Freitas, 1958

Genero *Oxyascaris* Travassos, 1920

***Oxyascaris* sp.** Travassos, 1920

Caracterización basada en dieciséis hembras adultas: gusanos grandes de color blanquecino, cutícula con delicadas estriaciones longitudinales y transversales; longitud total de 8.500-30.075 (21.215) por 0.150-0.500 (0.337) de anchura máxima. Extremo anterior atenuado, boca con tres labios pequeños, dos laterales y uno dorsal, cada uno con una papila; alas laterales ausentes. Esófago muscular con ventrículo piriforme terminal, mide 0.360-0.970 (0.715) de largo por 0.032-0.150 (0.069) de ancho; faringe pequeña y poco diferenciada, mide 0.050-0.087 (0.062) de largo por 0.035-0.045 (0.054) de ancho. Corpus largo, mide 0.182-0.720 (0.471) de largo por 0.037-0.060 (0.051) de ancho, istmo mide 0.030-0.100 (0.063) de largo por 0.025-0.080 (0.038) de ancho; ventrículo glandular mide 0.062-0.105(0.083) de largo por 0.025-0.100 (0.077) de ancho, con válvulas esclerotizadas en la unión con el intestino. El anillo nervioso dista 0.25-0.500 (0.338) del extremo anterior, poro excretor dista 0.550-0.800 (0.700) del mismo extremo. Vulva a 7.000-15.800 (11.405) del extremo posterior, algunas hembras con huevos, miden 0.060-0.067 (0.063) de largo por 0.050-0.065 (0.057) de ancho, distancia del ano al extremo posterior 0.800-3.675 (2.248).

Características basadas en 2 ejemplares en estado larvario: longitud total 3.500-5.500(4.500) por 0.100-0.125 (0.112) de anchura máxima, región anterior atenuada, boca con tres labios; esófago muscular, mide 0.350-0.500 (0.425) de largo por 0.017-0.025 (0.021) de ancho. Faringe corta y poco visible, mide 0.016-0.025 (0.020) de largo por 0.014-0.020 (0.017) de ancho, corpus mide 0.280-0.340 (0.310) de largo por 0.019-0.025 (0.022) de ancho; istmo mide 0.050 de largo por

0.017-0.025 (0.021) de ancho. Ventrículo esofágico mide 0.055-0.050 (0.052) de largo por 0.045-0.062 (0.053) ancho, presenta válvulas esclerotizadas en la unión con el intestino. Anillo nervioso dista 0.062-0.097 (0.079) del extremo anterior, poro excretor no observable, ano dista 0.480-0.780 (0.630) del extremo posterior.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883 y *R. brownorum* Sanders, 1973

**Habitad:** intestino

**Localidad:** arroyo el chorro y cerro el aguacate

### **Comentarios Taxonómicos**

Los ejemplares analizados en este estudio se asignaron al género *Oxyascaris*, ya que presentan: cutícula con delicadas estriaciones transversales y longitudinales, extremo anterior atenuado, boca con tres labios; alas laterales ausentes, esófago muscular con un ventrículo glandular terminal, válvulas esclerotizadas en la unión esófago e intestino. Las hembras presentan la vulva ligeramente anterior a la mitad del cuerpo, anfidelfas, ovíparas o vivíparas (Yamaguti, 1961; Teixeira de Freitas, 1958; Vicente *et al.*, 1991)

Su clasificación taxonómica ha sido controversial, ya que los ejemplares comparten algunas características de la familia Cosmocercidae lo que podría llevar a incluirlas dentro del grupo y ser considerados como sinónimo del género *Aplectana*, pero de acuerdo con Baker y Vaucher (1985) los dos géneros y familias se diferencian con base en las siguientes características: 1) el dimorfismo sexual en *Oxyascaris* es muy marcado (los machos son mucho más pequeños que las hembras). 2) las hembras del género *Oxyascaris* son mucho más grandes, su longitud supera los 15mm, mientras que las de *Aplectana* no superan los 10 mm. 3) el sistema reproductor de las hembras es diferente, en *Aplectana* los ovarios siempre terminan anteriores a la vulva y en *Oxyascaris* existen varios tipos de terminaciones (Baker y Vaucher 1985).

Por otro lado los ejemplares son morfológicamente similares al género *Pteroxyascaris* Teixeira de Freitas (1958), sin embargo se diferencian porque los

miembros de *Pteroxyascaris* presentan alas laterales y en *Oxyascaris* están ausentes (Yamaguti, 1961).

Los ejemplares se identificaron hasta nivel genérico debido a que solo se obtuvieron hembras adultas, y las características diagnósticas para especie están basadas en machos adultos.

El género *Oxyascaris* fue creado por Travassos en 1920, son parásitos principalmente de reptiles, sin embargo se han registrado en especies de anfibios. Su ciclo de vida y forma de transmisión es desconocido hasta la actualidad (Yamaguti, 1961).

No existen registros previos de este género en anfibios en México, pero si en otras partes del mundo.

- ***Oxyascaris caudacutus***: *Rhinella schneideri* y *Scinax acuminatus*; Argentina (González y Hamann, 2008)
- ***Oxyascaris oxyascaris***: *Bufo paracnemis*, *Leptodactylus chaquensis* y *Leptodactylus fuscus*; Paraguay (Baker y Vaucher, 1985).
- ***Oxyascaris mcdiarmidi***: *Duellmanohyla uranochroa*, Costa Rica (Burse y Goldberg, 2007)

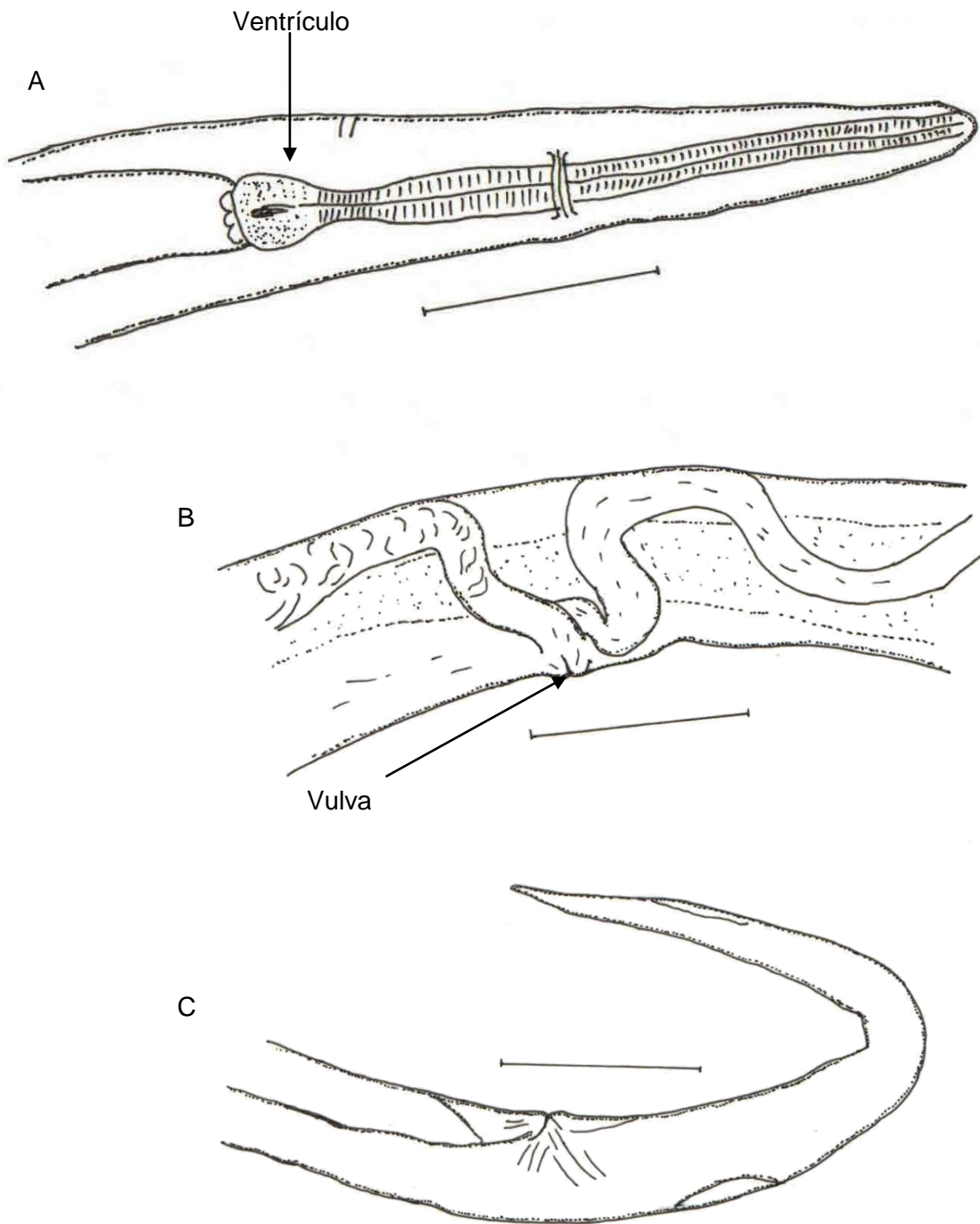


Figura 34. *Oxyascaris* sp. (hembra): extremo anterior (A), vulva (B), extremo posterior (C); ilustración en cámara clara, escala 0.3 milímetros.

A



B



C



Figura 33. *Oxyascaris* sp. (hembra): extremo anterior (A), extremo posterior (B), vulva (C), objetivo 10X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Spiruridae Diesing, 1861

Familia: Gnathostomatidae Railliet, 1895

Género: *Spiroxys* Schneider, 1866

***Spiroxys* sp.** Schneider, 1866

Caracterización basada en dos ejemplares en estado larvario: cuerpo cilíndrico y delgado con las extremidades atenuadas, mide 1.800-1.850 (1.825) de longitud total por 0.400-0.450 (0.450) de anchura máxima; boca con dos labios laterales bien desarrollados, cada uno con tres lóbulos, dos laterales y uno dorsal; miden 0.017 de largo por 0.01 de ancho. Esófago claviforme con longitud total de 0.530-0.547 (0.538), dividido en dos porciones una anterior muscular, mide 0.065-0.087 (0.076) de largo por 0.017-0.018 (0.017) de ancho, y otra posterior glandular, mide 0.460-0.462 (0.461) de largo por 0.030-0.040 (0.035) de ancho. Anillo nervioso dista 0.060-0.070 (0.065) del extremo anterior; el ano se dispone a 0.060 de la región posterior.

**Hospedero:** *Rana* cf. *forreri* Boulenger, 1883

**Hábitat:** mesenterio.

**Localidad:** puente Quetzalapa.

### **Comentario taxonómico**

Los ejemplares analizados en este estudio se asignaron al género *Spiroxys* debido a que poseen: boca con dos labios laterales bien desarrollados, cada uno con tres lóbulos; el dorsal presenta un diente en la región media y los laterales con una papila media. La boca comunica con el esófago mediante un atrio quitinoso, el esófago es claviforme, largo y cilíndrico, dividido en dos porciones una glandular y otra muscular; la parte posterior del cuerpo termina en una punta caudal (Yamaguti, 1961).

Los ejemplares solo se lograron identificar a nivel genérico, debido a que se encuentran en estado larval, lo que implica que no han desarrollado las características morfológicas diagnósticas de especies.

El género *Spiroxys* fue creado por Schneider en 1866, generalmente son parásitos de la mucosa gástrica de tortugas, los huevos salen al agua con las heces. Cuando esto eclosionan se desarrolla la segunda larva dentro de la cutícula de la primera; consecutivamente, las larvas son ingeridas por copépodos del género *Cyclops* y dentro del hemocele de estos invertebrados se desarrolla la larva de tercer estadio, la cual es infectiva para el hospedero definitivo. Sin embargo, los copépodos generalmente son ingeridos por hospederos paraténicos (peces y ranas), en cuyo mesenterio se enquistan (Hedrick, 1935; Anderson, 2000)

Registros previos de *Spiroxys sp.* en anfibios de México:

- *Rana dunni*: Lago de Pátzcuaro, Michoacán (Pulido-Flores, 1994).
- *Leptodactylus melanonotus*: Sonora, México (Goldberg y Bursey, 2002).
- *Leptodactylus melanonotus*: Laguna Escondida, Veracruz, (Goldberg *et al.*, 2002).
- *Ambystoma lermaensis*: San Pedro Tlaltizapán, Estado de México (Mata-López *et al.*, 2002).
- *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004).

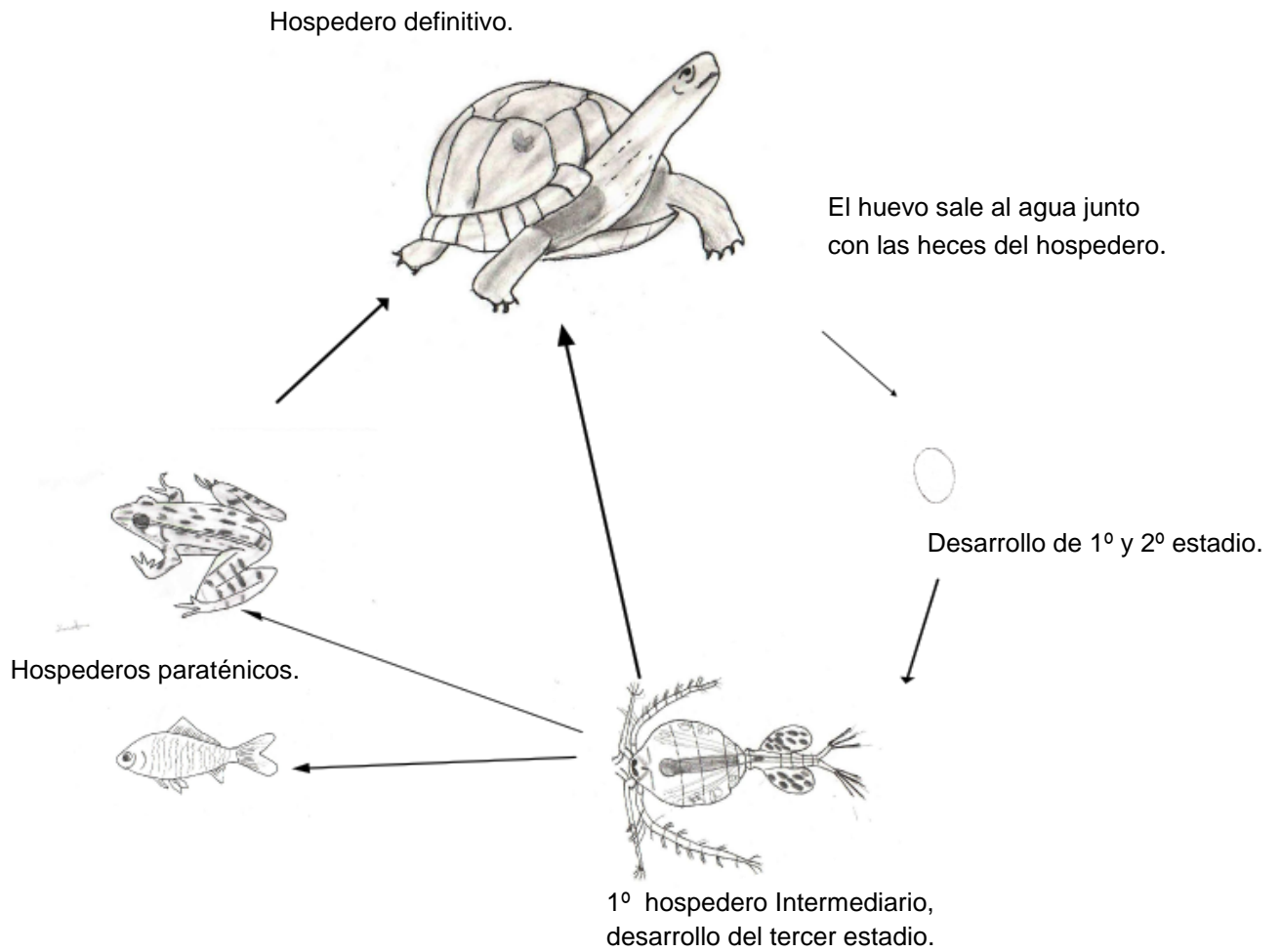


Figura 35. Ciclo de vida de *Spiroxys* (Hedrick, 1935; Anderson, 2000).

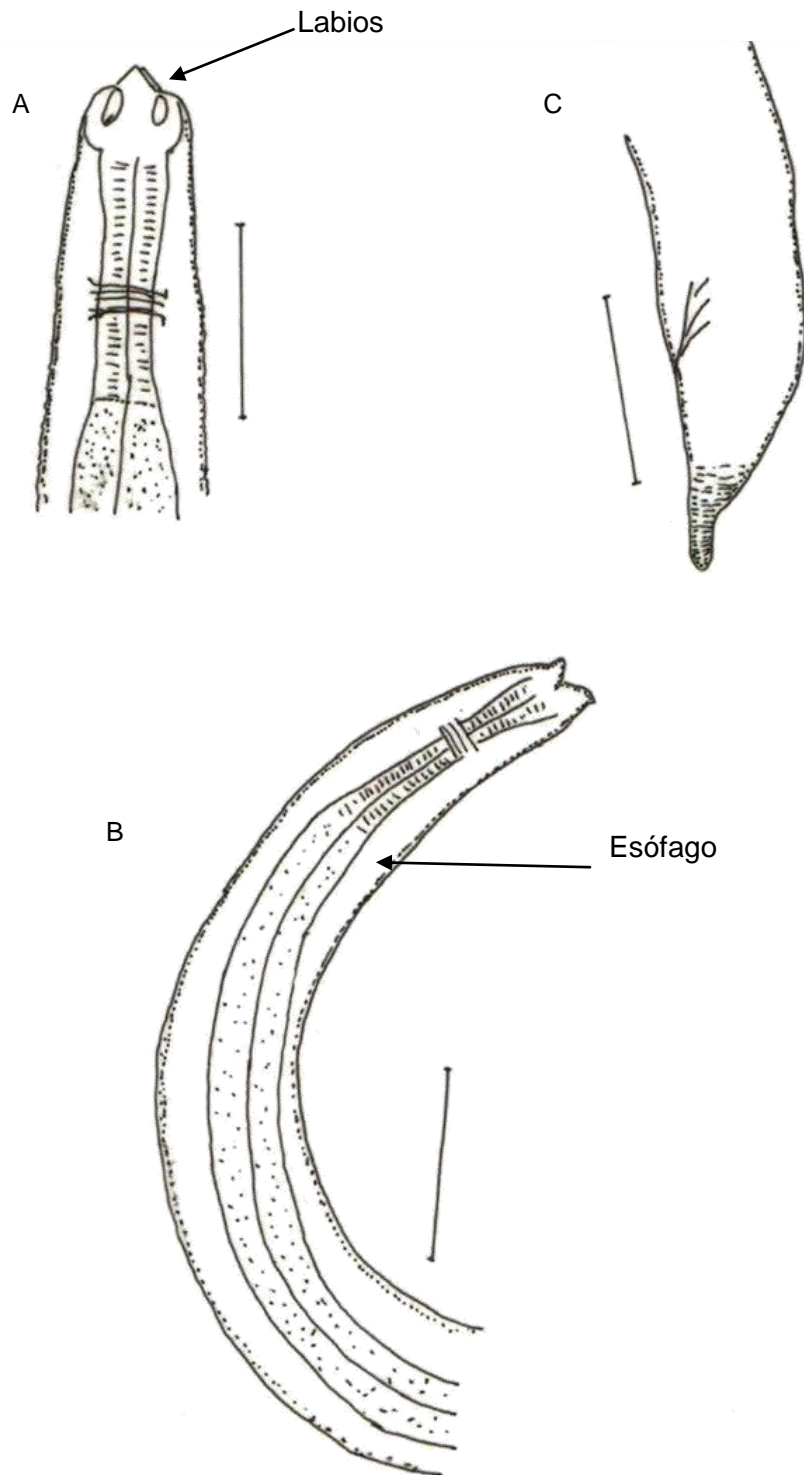


Figura 37. *Spiroxys* sp., extremo anterior: vista ventral (A), vista lateral (B).  
 Extremo posterior (E); ilustración en cámara clara, escala 0.05 milímetros



Figura 36. *Spiroxy* sp., vista total (A), extremo anterior (B), objetivo 40X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1940

Familia: Cosmocercidae (Railliet, 1916) Travassos, 1925

Género: *Aplectana* Railliet y Henry, 1916

***Aplectana itzocanensis*** Bravo-Hollis, 1943

Características basadas en un macho adulto: gusanos pequeños con estriaciones transversales. Longitud total 3.00 por 0.160 anchura máxima, el extremo cefálico presenta tres labios, uno dorsal y dos ventrolaterales, cada uno con cuatro papilas. Esófago muscular con un bulbo terminal, mide 0.460 de largo, por 0.030 de ancho; faringe corta, mide 0.037 de largo por 0.020 de ancho, corpus mide 0.348 de largo por 0.030 de ancho. Istmo 0.022 de largo por 0.015 de ancho, bulbo esofágico 0.075 de largo por 0.077 de ancho. Distancia del anillo nervioso al extremo anterior 0.100, poro excretor dista 0.160 del mismo extremo. Región caudal con cinco pares de papilas preanales, 7 papilas adanales (la de en medio es más grande) y 6 pares de papilas postanales. Espículas iguales o subiguales, la derecha mide 0.160 de largo, la izquierda mide 0.165 de largo, se encuentran curvadas y en la parte anterior presenta una funda transparente redonda, el ano dista 0.150 del extremo posterior.

Características basadas en una hembra: longitud total de 4.125 por 0.120 de anchura máxima, extremo cefálico igual al de los machos, esófago mide 0.520 de largo por 0.045 de ancho; faringe 0.050 de largo por 0.025 de ancho. Corpus mide 0.343 de largo por 0.045 de ancho; istmo 0.075 de largo por 0.027 de ancho, bulbo esofágico 0.100 de largo por 0.075 de ancho. Distancia del anillo nervioso al extremo anterior 0.023, poro excretor dista 0.420 del mismo extremo. Vulva dista 0.850 del extremo posterior, útero con huevos, miden 0.062-0.080 (0.074) de largo por 0.035-0.037 (0.036) de ancho, distancia del ano a la parte posterior 0.170, hembra prodelfa.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** intestino.

**Localidad:** carretera Escuintla-Las Palmas.

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares analizados en este estudio, se asignaron al género *Aplectana*, debido a que presentan esófago con faringe y bulbo posterior, los machos presentan numerosas papilas preanales, postanales y adanales, las cuales carecen de plectanes o papilas en roseta y las hembras son prodelfas (Yamaguti, 1961).

Los ejemplares se identificaron como *A. itzocanensis*, principalmente porque el macho presenta once pares de papilas anales, siendo cinco preanales y seis postanales. El tamaño de los individuos, la longitud de las espículas y dimensiones de los huevos, coinciden con la descripción original de Bravo-Hollis (1943a) y la redesccripción realizada por Baker (1985).

Los individuos de *A. itzocanensis* son morfológicamente similares a *A. incerta* Caballero, 1949, sin embargo los miembros de *A. incerta* son más pequeños, en la longitud del cuerpo y las espículas. En cuando al tamaño de los huevos, los de *A. incerta* son más grandes que los de *A. itzocanensis*.

*Aplectana itzocanensis* fue descrita por Bravo-Hollis en 1943 en anuros del sur del estado de Puebla, son parásitos del intestino en anfibios y reptiles. No se tienen datos sobre el ciclo de vida de esta especie en particular, sin embargo, otras especies del género *Aplectana* tienen un ciclo de vida directo. En el intestino del hospedero definitivo (anuros) las hembras producen huevos que larvan en el útero, éstos son liberados junto con las heces y son depositados en el agua, donde se desarrollan las larvas de segundo y tercer estadio; esta última penetra la piel del hospedero y migra hacia el recto. La larva que se encuentra en el agua también puede ser ingerida por renacuajos y desarrollarse en adulto; de igual

forma, el parásito puede ser retenido a través de la metamorfosis (Anderson, 2000).

Registros previos de *Aplectana itzocanensis* en anfibios de México.

- *Rhinella marina*, *Spea multiplicata*: Puebla (Bravo-Hollis, 1943a).
- *Rhinella marina*: Veracruz (Caballero-Deloya, 1974);
- *Ollotis nebulifer*: Querétaro (Galicia-Guerrero *et al.*, 2000).
- *Pseudacris regilla*: Baja California (Goldberg *et al.*, 2001).
- *Dendropsophus microcephalus*: Laguna el Zacatal, Veracruz (Goldberg *et al.*, 2002).
- *Smilisca cyanosticta*: estación Biológica los Tuxtla, Veracruz (Goldberg *et al.*, 2002).
- *Ollotis mazatlanensis*, *Anaxyrus kelloggi*, *Leptodactylus melanonotus*, *Pachymedusa dacnicolor*, *Smilisca baudinii*: Sonora (Goldberg y Bursey, 2002).
- *Rana magnaocularis*: Sinaloa (Goldberg y Bursey, 2002).
- *Rhinella marina*: Oaxaca (Espinoza-Jiménez *et al.*, 2007).

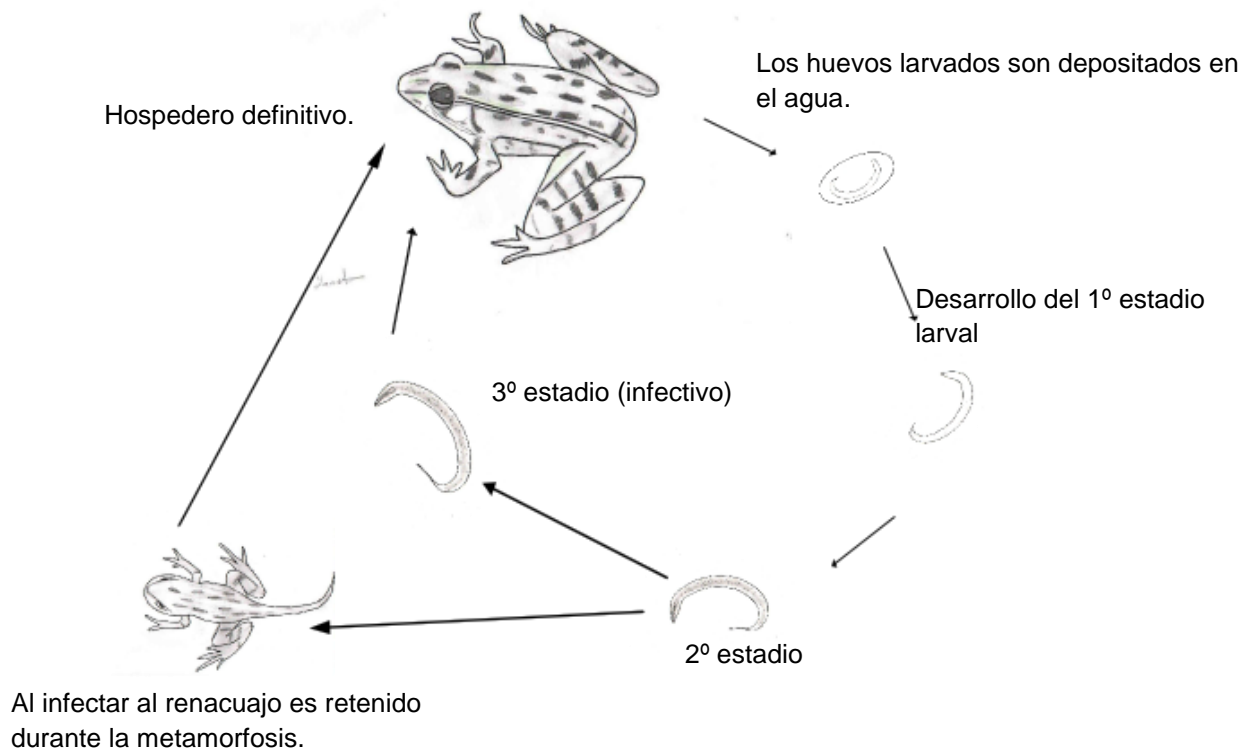


Figura 38. Ciclo de vida de *Aplectana itzocanensis* (Anderson, 2000).

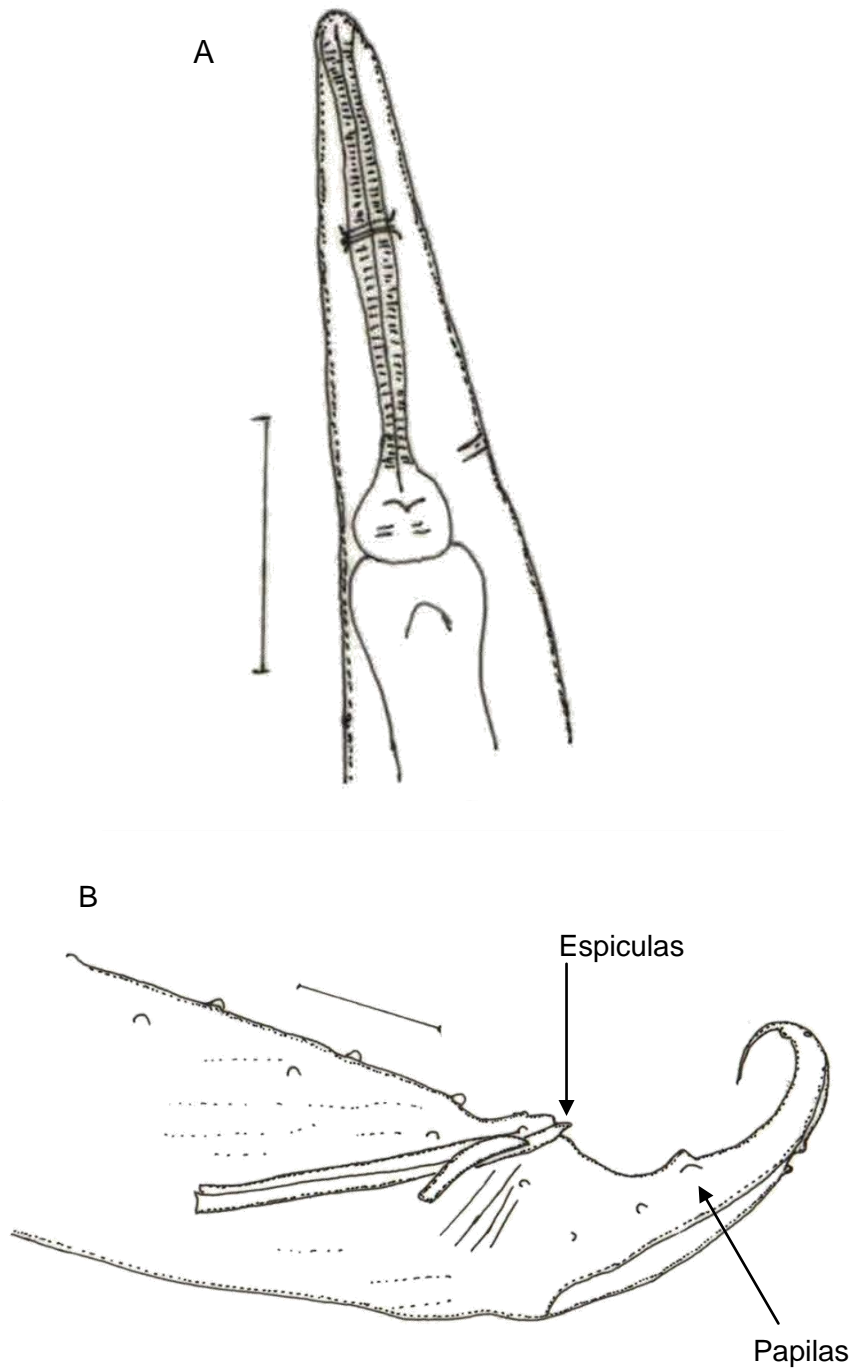


Figura 39. *Aplectana itzocanensis* macho: extremo anterior (A), extremo posterior (B); ilustración en cámara clara, escala: 0.2 milímetros.

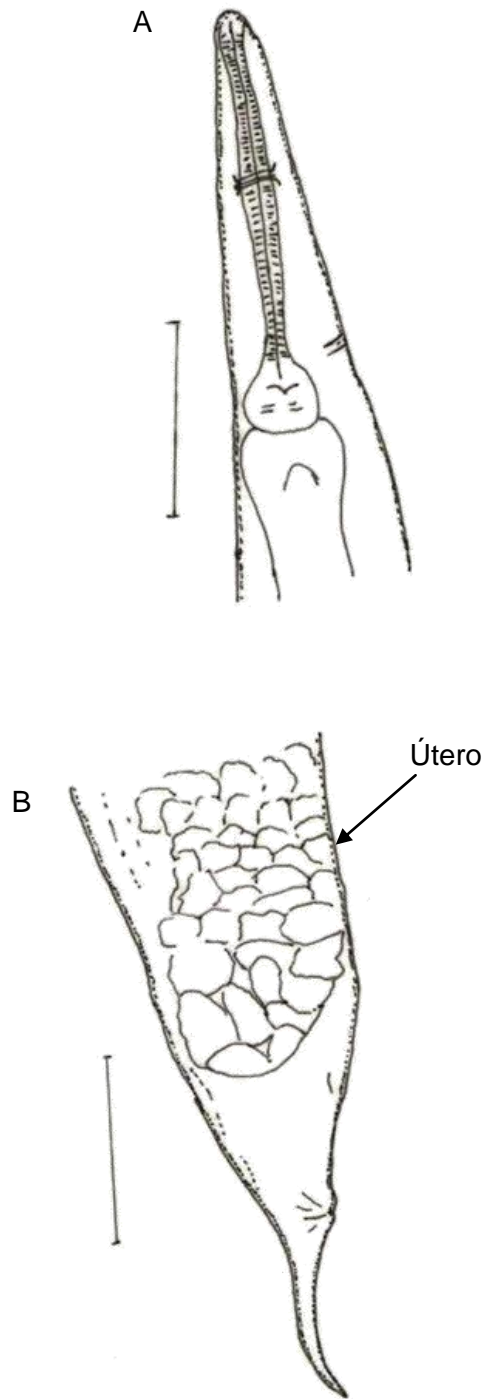


Figura 40. *Aplectana itzocanensis* hembra: extremo anterior (A), extremo posterior (B); ilustración en cámara clara, escala: 0.2 milímetros

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1940

Familia: Cosmocercidae (Railliet, 1916) Travassos, 1925

Género: *Cosmocerca* Diesing, 1861

***Cosmocerca parva*** Travassos, 1925

Caracterización basada en dos machos: longitud total 3.875-4.550 (4.212) por 0.130-0.175 (0.152) de anchura máxima, la región cefálica presenta tres labios, uno dorsal y dos ventrolaterales. Esófago muscular con un bulbo terminal, con longitud total de 0.287-0.420 (0.353) por 0.015-0.025 (0.020) de ancho, faringe mide 0.035 de largo por 0.020 de ancho; corpus mide 0.190-0.276 (0.233) de largo por 0.015-0.025 (0.020) de ancho, istmo mide 0.025-0.057 (0.041) de largo por 0.012-0.020 (0.016) de ancho; bulbo esofágico mide 0.045-0.062 (0.053) de largo por 0.045-0.052 (0.053) de ancho. Anillo nervioso dista 0.030-0.090 (0.060) del extremo anterior, poro excretor dista 0.180-0.250 (0.215) del mismo extremo. Región anal con 6 pares de plectanes o papilas en roseta, distribuidas de la siguiente manera: 5 pares en la región pre-anal, una papila adanal y 1 par en la región post-anal; gubernáculum con forma de Y. Espículas iguales o subiguales, la derecha mide 0.087-0.112 (0.099) de largo, la izquierda mide 0.100 de largo; distancia del ano al extremo posterior 0.130-0.212 (0.171).

Caracterización basada en 12 hembras adultas: longitud total 3.00-5.00 (4.069) por 0.150-0.375 (0.255) de anchura máxima; región cefálica igual que en los machos. Esófago mide 0.330-0.600 (0.482) de largo por 0.025-0.050 (0.036) de ancho, faringe mide 0.025-0.052 (0.038) de largo por 0.020-0.025 (0.022) de ancho; corpus mide 0.223-0.388 (0.305) de largo por 0.025-0.050 (0.036) de ancho, istmo mide 0.025-0.040 (0.029) de largo por 0.013-0.030 (0.023) de ancho; bulbo esofágico mide 0.057-0.120 (0.087) de largo por 0.05-0.065 (0.145) de ancho. Distancia del anillo esofágico al extremo anterior 0.100-0.250 (0.190), poro

excretor dista 0.155-0.530 (0.326) del mismo extremo; vulva en la parte anterior del cuerpo, dista 1.400-2.350 (2.056) del extremo posterior. Útero con huevos, miden 0.052-0.065 (0.058) de largo por 0.030-0.040 (0.035) de ancho, ano dista 0.185-0.060 (0.352) extremo posterior, región caudal termina en punta fina.

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883.

**Hábitat:** intestino.

**Localidad:** carretera Rodolfo Figueroa

### **Comentarios taxonómicos.**

Los ejemplares analizados en el presente estudio se incluyeron en el género *Cosmocerca* debido a que presentan esófago dividido en una pequeña faringe, corpus, istmo y un bulbo terminal, los machos tienen dos hileras de papilas, con estructuras quitinosas llamadas plectanes o crestas tipo peine y gubernáculum subtriangular. Las hembras son prodelphas, presentan la vulva en la parte anterior de la mitad del cuerpo y la parte caudal termina en una fina punta (Yamaguti, 1961).

Los ejemplares se determinaron como *C. parva*, por la presencia de cinco pares de plectanes preanales, el tamaño y arreglo de las papilas adanales, y forma de los soportes esclerotizados de los plectanes.

*Cosmocerca parva* es morfológicamente similar a *C. podicipinus* Baker y Vaucher 1984, pero en ésta, los soportes esclerotizados de los plectanes se encuentran fusionados y las papilas adanales tienen mayor tamaño, mientras que en *C. parva* los soportes esclerotizados de los plectanes no se encuentran fusionados (González y Hamann, 2007)

*Cosmocerca parva* fue descrita por Travassos en 1925 en *Hylodes nasus* en Brasil, son parásitos del intestino de sapos y ranas. Las hembras adultas liberan los huevos al medio junto con las heces del hospedero definitivo, posteriormente emerge en su primera fase larval, la cual muda dos veces para llegar a su estadio

infectivo (tercer estadio), las larvas penetran por la piel del hospedador definitivo para colonizar su intestino, algunas especies pasan por un periodo de desarrollo en los pulmones antes de hospedarse en el intestino (Anderson, 2000).

Registros previos de *Cormocerca parva* en anfibios de México

- *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004).

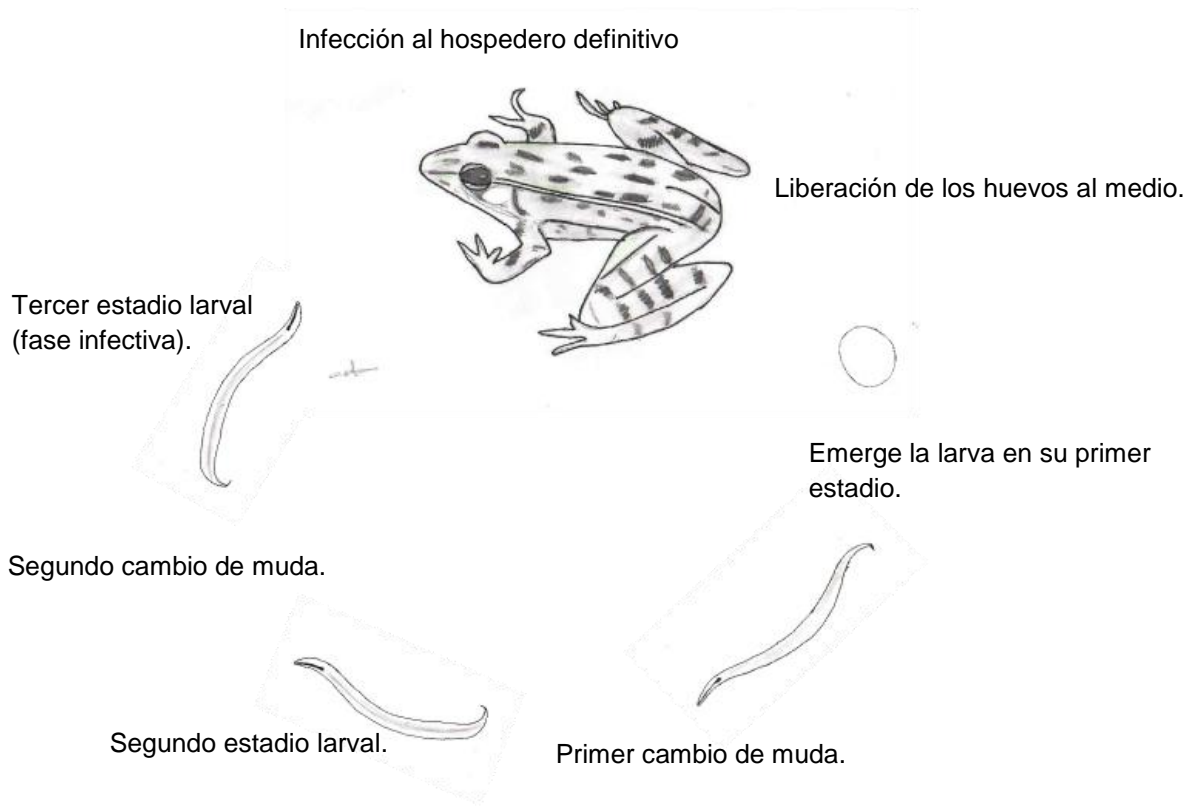


Figura 41. Ciclo de vida de *Cosmocerca parva* (Anderson, 2000).

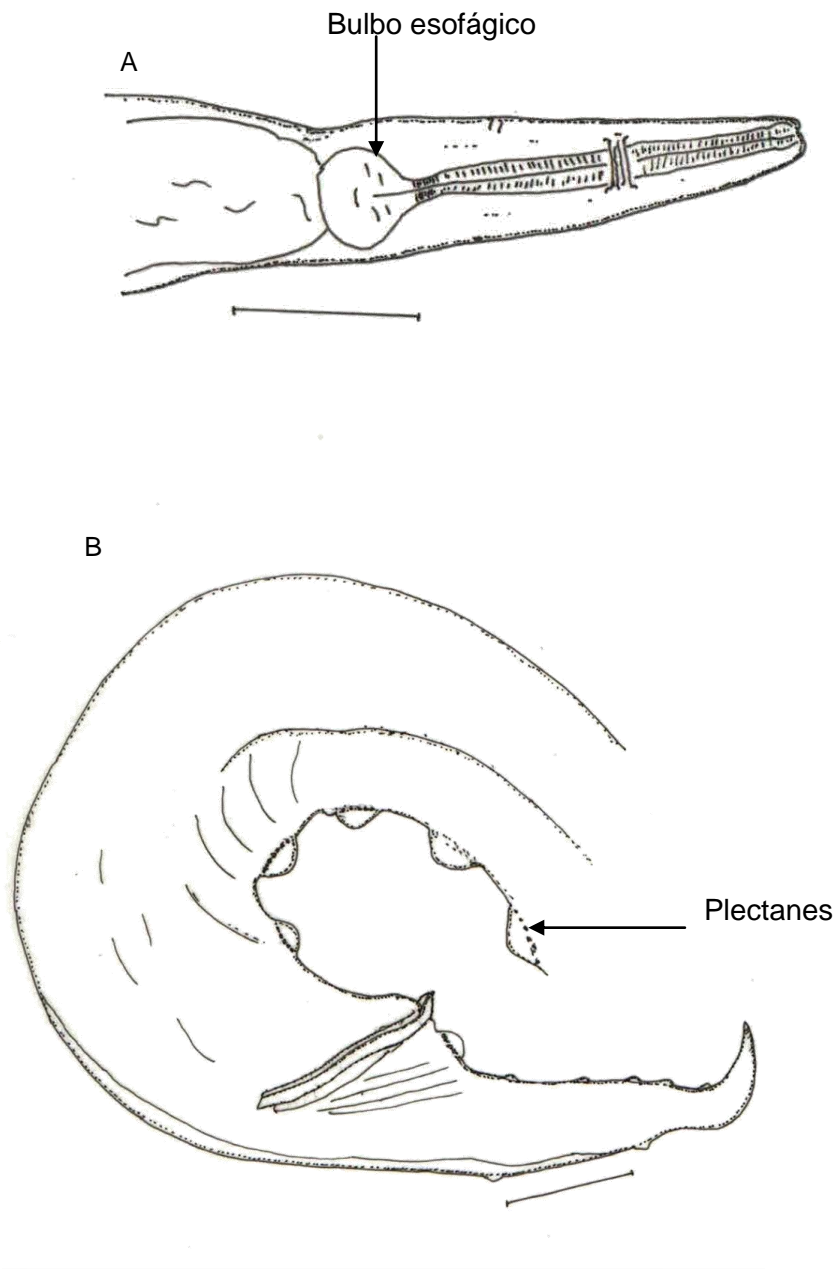


Figura 43. *Cosmocerca parva* (macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B); ilustración en cámara clara, escala 0.2 (A), 0.05 (B) milímetros.



Figura 42. *Cosmocerca parva* (macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B) objetivo 40X.

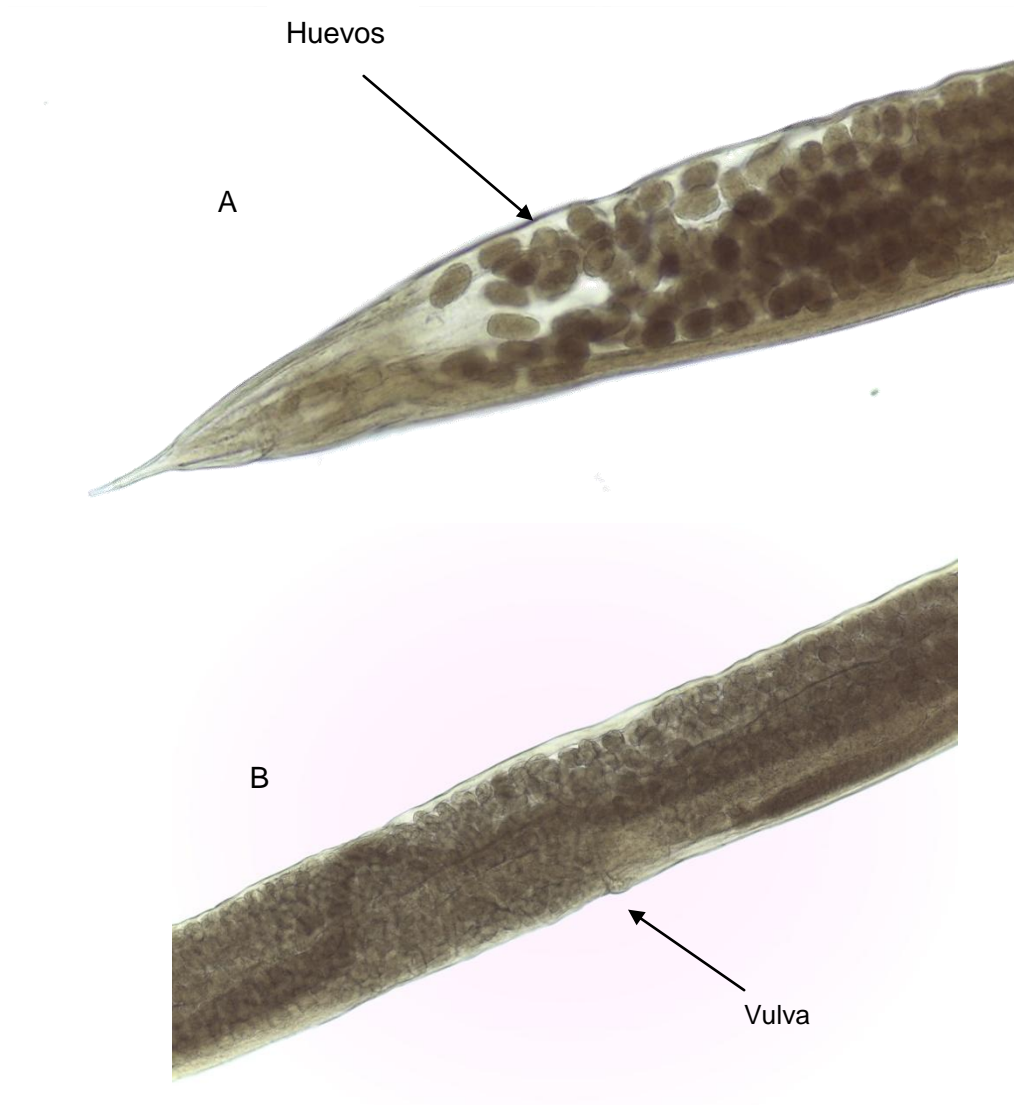


Figura 44. *Cosmocerca parva* (hembra): extremo posterior(A), vulva (B), objetivo 10X.

Clase: Secernentea (Von linstown, 1905) Chitwoo, 1958

Orden: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1940

Familia: Cosmocercidae (Railliet, 1916) Travassos, 1925

Género: *Cosmocerca* Diesing, 1861

***Cosmocerca* sp.** Diesing, 1861

Caracterización basada en una hembra adulta: gusano pequeño de color blanco, longitud total de 4.075 por 0.200 de anchura máxima, región cefálica con tres labios uno dorsal y dos ventrolaterales con cuatro papilas. Esófago muscular con un bulbo terminal, mide 0.570 de longitud total por 0.045 de ancho, faringe mide 0.050 de largo por 0.045 de ancho; corpus 0.352 de largo por 0.045 de ancho, istmo 0.025 de largo por 0.025 de ancho; bulbo esofágico 0.097 de longitud por 0.115 de ancho. Distancia del anillo nervioso al extremo anterior es de 0.240, poro excretor no se logró observar. Vulva dista 1.450 del extremo posterior, útero con gran cantidad de huevos, miden 0.080-0.087 (0.083) de largo por 0.055-0.057 (0.056) de ancho. Ano dista 0.177 del extremo posterior; alas laterales se extienden a lo largo del cuerpo inician después del esófago y terminan anteriores a la cloaca.

**Hospedero:** *Rana brownorum* Sander, 1973.

**Habitad:** cloaca.

**Localidad:** arroyo el chorro

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares de este estudio se asignaron al género *Cosmocerca* debido a que presenta delicadas estriaciones transversales, una boca con tres labios; el esófago

tiene una pequeña faringe, un corpus cilíndrico y un bulbo posterior con válvulas quitinosas, alas bien desarrolladas que se extienden cerca del nivel del ano en las hembras (Yamaguti, 1961).

El ejemplar estudiado se logró identificar solo hasta nivel genérico debido a que solo se encontró una hembra en estado adulto, y las características diagnósticas para las especies del género se encuentran en los machos adultos.

El género *Cosmocerca* comparte algunas características con el género *Aplectana* sin embargo difieren en que las hembras de *Aplectana* no presentan ala caudal que se extiende hasta nivel del ano, así como válvulas quitinosas en el bulbo esofágico (González y Hamann, 2007).

El género fue establecido por Diesing en 1861 y en 1987 Baker registra un total de 15 especies para dicho género, posteriormente Moravec y Kaiser (1994) le atribuyen un total de 20 especies distribuidas en todo el mundo. Son parásitos de anfibios y reptiles. Su ciclo de vida se conoce de manera general: los huevos son liberados al medio junto con las heces del anfibio (hospedero definitivo), posteriormente emerge una larva que muda pocos días después. Esta larva penetra la piel del anfibio, migrando a los pulmones para pasar por un periodo de desarrollo y finalmente establecerse en el intestino (Anderson, 2000).

Registro previos del genero *Cosmocerca* en anfibios de México.

- ***Cosmocerca acanthurum***: *Pseudoeurycea leprosa*, Llano grande, Estado de México (Falcón-Ordaz *et al.*, 2007).
- ***Cosmocerca parva***: *Rana vaillanti*: Laguna Escondida, Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004).
- ***Cosmocerca podicipinus***: *Rana* cf. *forreri* San Pedro Las Playas, Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007).
  - *Rana forreri*: Sinaloa (Goldberg y Bursey, 2002).
  - *Leptodactylus melanonotus*: Sonora (Goldberg y Bursey, 2002).

- *Craugastor rhodopsis*, *Smilisca cyanosticta*: Veracruz (Goldberg et al., 2002).
- *Craugastor rhodopsis*, *Leptodactylus melanonotus*: Veracruz (Goldberg et al., 2002).

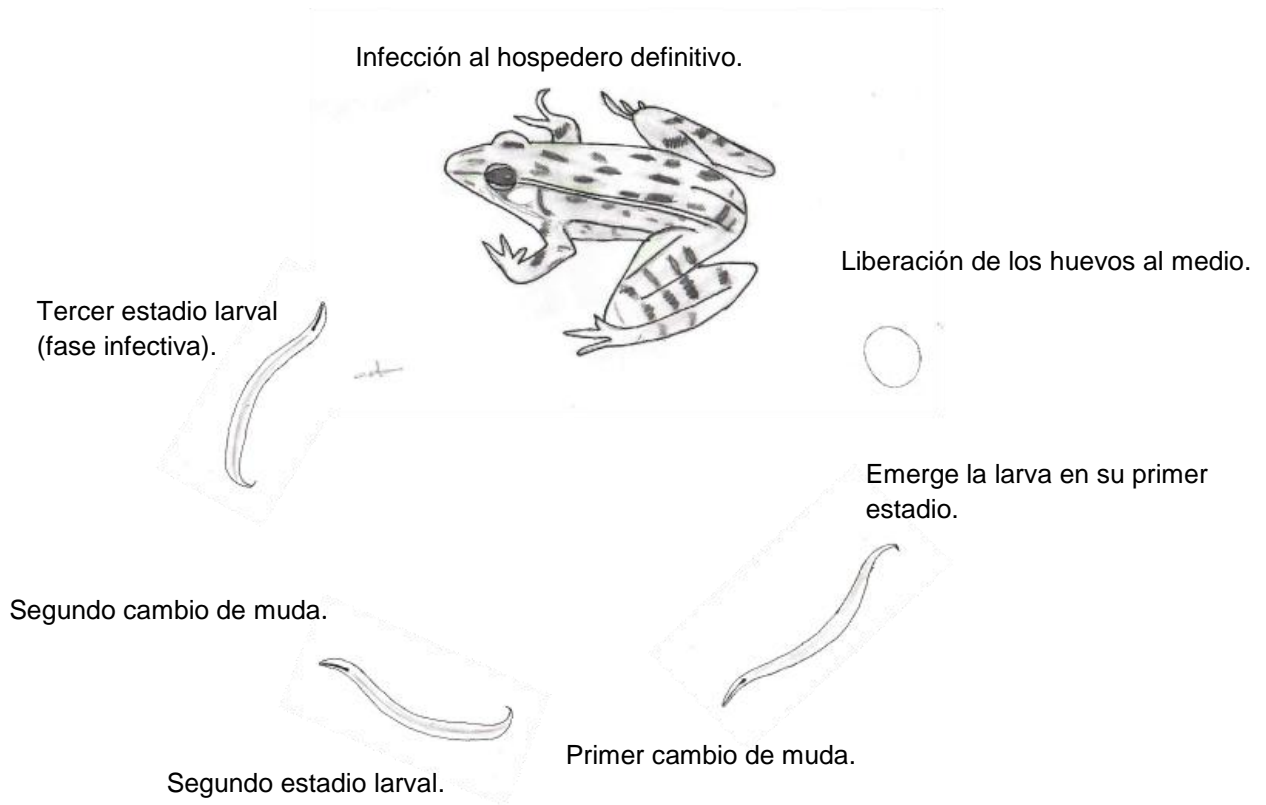


Figura 45. Ciclo de vida de *Cosmocerca* sp. (Anderson, 2000).

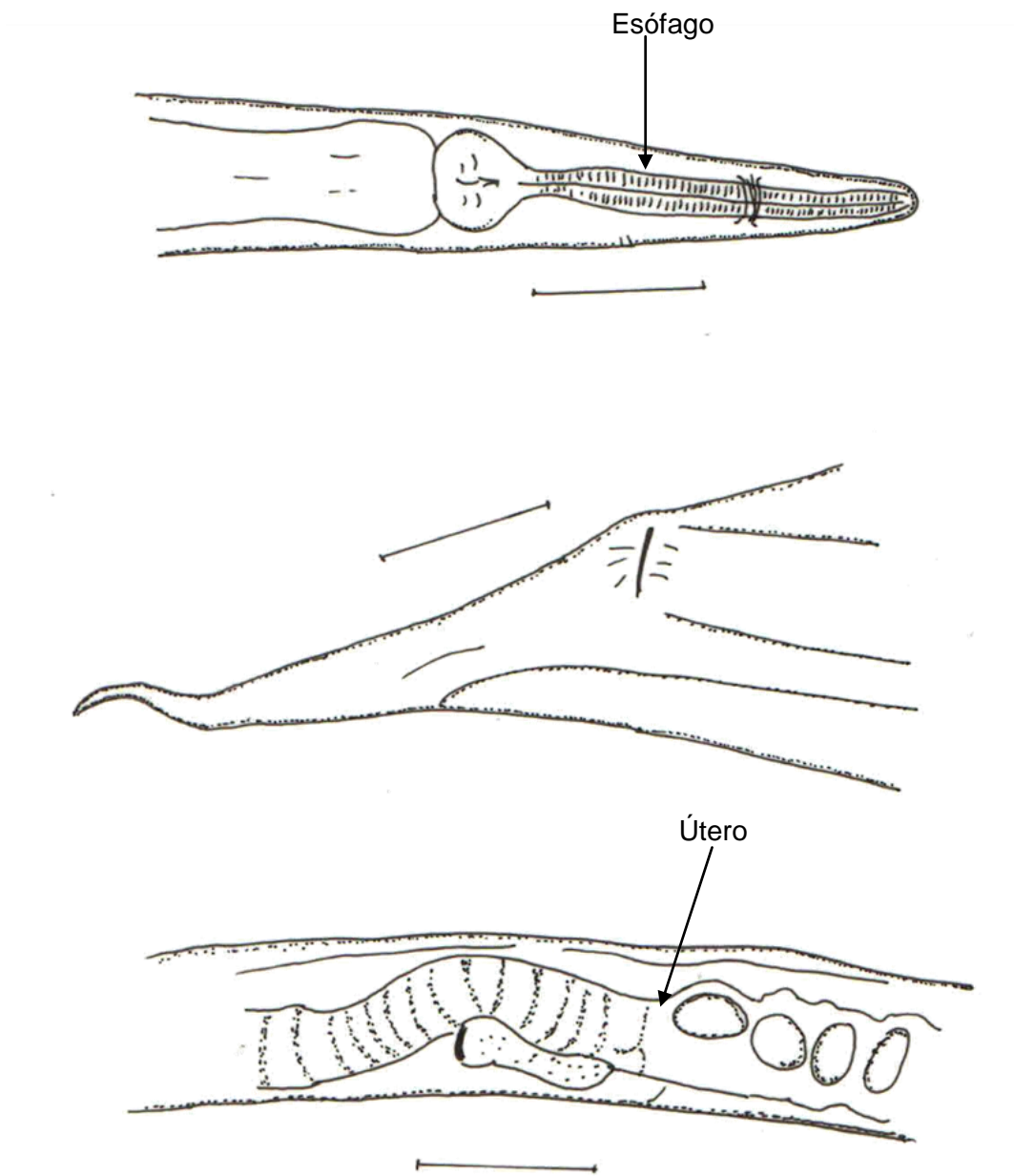


Figura 47. *Cosmocerca* sp. (hembra): extremo anterior (A), extremo posterior (B); ilustración en cámara clara. Escala 0.3 (A y C), 0.03(C) milímetros.

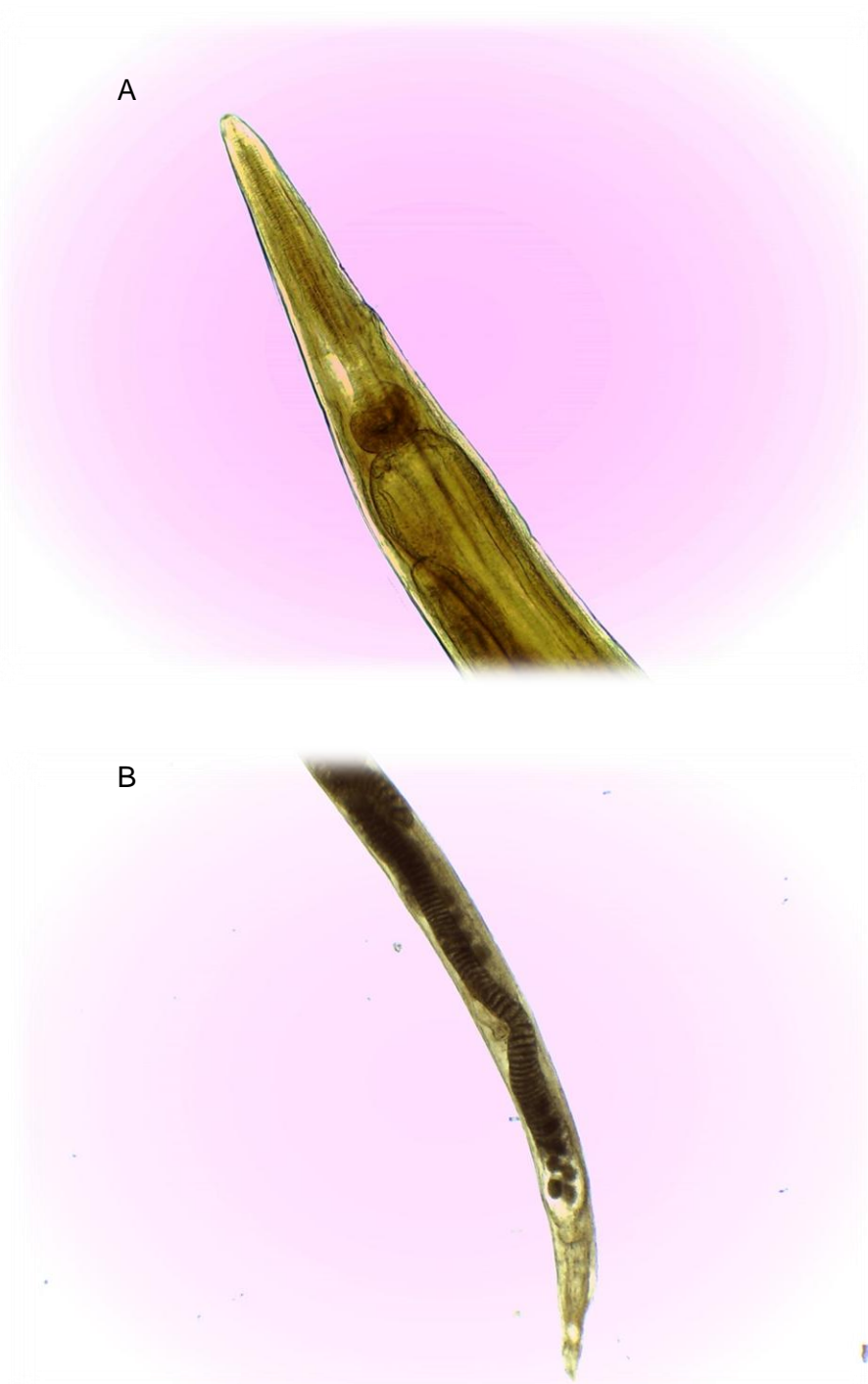


Figura 46. *Cosmocerca* sp. (Hembra): extremo anterior (A), extremo posterior (B), objetivo 10X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Spirurida Chitwood, 1933

Familia: Kathlaniidae Lane, 1914

Género: *Falcaustra* Lane, 1915

***Falcaustra* sp.** Lane, 1915

Caracterización basada en un macho adulto: gusano de color blanquecino con una longitud total de 9.675 por 0.300 de anchura máxima, boca de forma triangular, con tres largos labios; cada uno con una papila. Esófago muscular mide 1.250 de longitud total por 0.072 de ancho, faringe corta mide 0.060 de largo por 0.037 de ancho; corpus cilíndrico mide 0.880 de longitud por 0.072 de ancho, pre-bulbo mide 0.150 de largo por 0.060 de ancho; bulbo esofágico 0.150 de largo por 0.150 de ancho. Anillo nervioso dista a 0.330 del extremo anterior, poro excretor dista 0.840 del mismo extremo y se encuentra anterior al pre-bulbo. En la parte ventral presenta un grupo de músculos oblicuos muy pronunciados, en la zona caudal presenta ocho pares de papilas, distribuidas de la siguiente manera: 3 pares en posición preanal, tres papilas adanal; un par latera, cuatro postanales, de las cuales tres pares son ventrales y un par es lateral. Las espículas son cortas iguales o subiguales, la mayor mide 0.730 de largo y la menor mide 0.700 de largo. La distancia de la abertura anal al extremo posterior es de 0.260.

**Hospedero:** *Rana brownorum* Sander, 1973.

**Hábitat:** cloaca.

**Localidad:** arroyo el chorro

### **Comentario taxonómico**

El ejemplar analizado en este estudio se incluyó en el género *Falcaustra* ya que presenta una cutícula con finas estriaciones transversales, boca triangular con tres

largos labios, cada uno con una papila. Esófago muscular largo con una corta faringe, con un bulbo posterior, provisto de válvulas quitinosas, precedido por una dilatación denominado pseudo-bulbo. Extremidad posterior cónica en ambos sexos, machos con musculatura preanal, oblicua muy desarrollada, pueden o no presentar pseudo-ventosa, las papilas caudales son pequeñas, espículas iguales, gubernáculum presente, algunas veces poco quitinizado (Vicente *et al.*, 1991).

En México se han registrado cinco especies de *Falcaustra* en anfibios; las diferencias entre las especies del género radican principalmente en la presencia de pseudoventosa, arreglo y número de papilas caudales. *F. mexicana* Chabaud y Glovan, 1957, tiene nueve pares de papilas, *F. caballeroi* Caballero, 1934 tiene siete, *F. lowei* Bursey y Goldberg, 2001, presenta diez, *F. intermedia* Caballero 1939 tiene 9, *F. affinis* Leidy, 1956 tiene diez. De éstas, las especies que presentan una pseudo-ventosa son: *F. mexicana*, *F. lowei*, *F. intermedia*, *F. affinis* y la que carece de ella es *F. caballeroi*. El ejemplar recolectado difiere de las otras especies principalmente por la carencia de pseudo-ventosa y el arreglo de las papilas, sin embargo no podemos declarar que se trata de una nueva especie debido a que solo se encontró un ejemplar adulto, por lo que se considera la necesidad de mayor evidencia para poder afirmar lo anterior (Bursey y Brooks, 2011; Bursey y Goldberg, 2001).

El género *Falcaustra* fue establecido por Lane, 1915, cuenta a la actualidad con 98 especies distribuidas por todo el mundo. Son parásitos de anfibios y reptiles, su ciclo de vida no es conocido con precisión para las especies del género; sin embargo, se han identificado larvas del tercer estadio de *Falcaustra* sp. en peces y caracoles de agua dulce. Probablemente la infección al hospedero definitivo sea por vía oral, los caracoles y peces actúen como hospederos paraténicos (Anderson, 2000).

Registros previos de *Falcaustra* en anfibios de México.

- ***Falcaustra caballeroi***: *Rana montezumae*: Lago de Xochimilco, D.F (Caballero, 1935).

- ***Falcaustra inglisi***: *Rana tarahumarae*: Yecora, Sonora (Burse y Goldberg, 2001).
- ***Falcaustra lowei***: *Rana tarahumarae*: Yecora, Sonora (Burse y Goldberg, 2001).
- ***Falcaustra mexicana***: *Ambystoma altamirani*: Contreras, D. F. (Bravo-Hollis y Caballero, 1940).
  - ❖ *Ambystoma altamirani*: La Marquesa, Estado de México (Dyer y Brandon, 1973).
  - ❖ *Ambystoma rivularis*: Nevado de Toluca, Toluca (Dyer y Brandon, 1973).
  - ❖ *Ambystoma leorae*: Río frío, Estado de México (Dyer y Brandon, 1973).
  - ❖ *Ambystoma lermaensis*: San Pedro Tlaltizapán, Estado de México (Mata-López *et al.*, 2002).
  - ❖ *Ambystoma dumerili*: Lago de Pátzcuaro, Michoacán (García-Altamirano *et al.*, 1993).
  - ❖ *Rana dunni*: Lago de Pátzcuaro, Michoacán (Pulido-Flores, 1994).

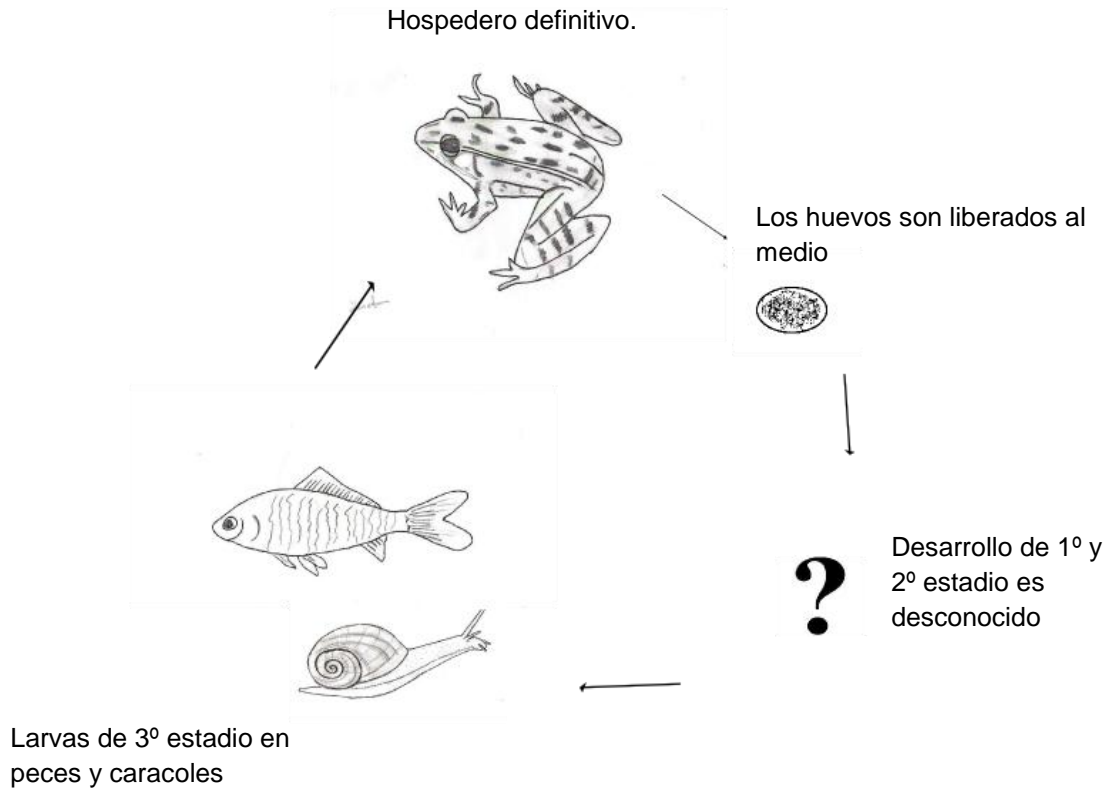


Figura 48. Ciclo de vida de *Falcaustra*.

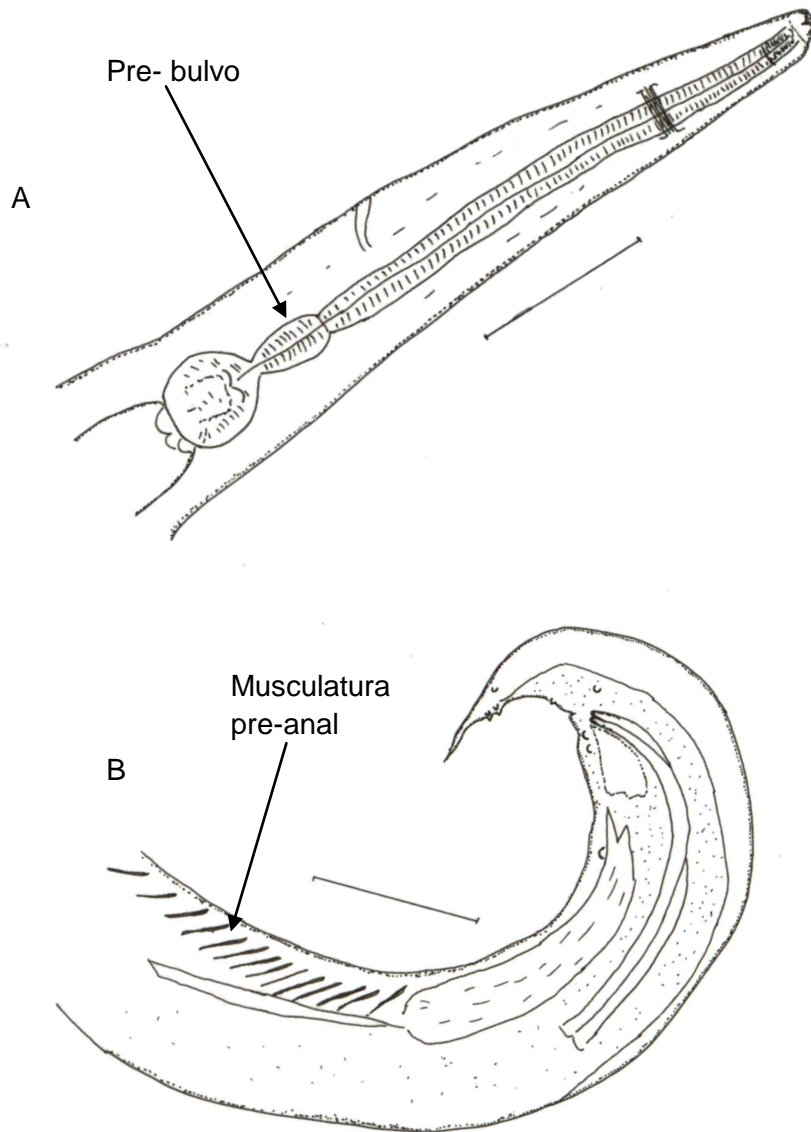


Figura 50. *Falcaustra* sp. (Macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B); esquema en cámara clara, escala 0.3 milímetros.



Figura 49. *Falcaustra* sp. (Macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B) objetivo 40X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Spirurida Chitwood, 1933

Familia: Onchocercidae Leiper, 1911

Género: *Foleyellides* (Ochoterena y Caballero, 1932) Caballero, 1935

***Foleyellides striatus*** Caballero, 1935

Caracterización basada en tres machos adultos: longitud total 12.590-16.500 (14.946) por 0.230-0.425 (0.325) de anchura máxima, extremo cefálico presenta dos anillos con cuatro pequeñas papilas. Esófago extenso, mide 1.330-1.700 (1.515) de longitud total, dividido en dos partes una muscular y otra glandular, la primera de menor tamaño, mide 0.160-0.300 (0.243) de largo por 0.030-0.052 (0.042) de ancho; la segunda mide 1.170-1.400 (1.256) de largo por 0.030-0.011 (0.07) de ancho. Anillo nervioso dista 0.120-0.180 (0.143) del extremo anterior, el poro excretor no se observó. En la parte caudal presenta 4 pares de papilas muy pronunciadas, un par preanal y tres pares postanales, además se observa una placa cuticular situada anterior a las papilas precloacales, las espículas son desiguales en tamaño y forma, la mayor mide 0.200-0.237 (0.212) de largo y la menor mide 0.110-0.225 (0.175) de largo, la distancia del ano al extremo posterior es de 0.050-0.062 (0.056).

Caracterización basada en tres hembras adultas: longitud total 36.875-41.000 (39.458) por 0.380-0.800 (0.643) de anchura máxima, región cefálica igual que en los machos; esófago mide 1.780-2.070 (1.926) de longitud total, dividido en dos partes, una muscular y otra glandular, la primera de menor tamaño, mide 0.230-0.390 (0.290) de largo por 0.045-0.050 (0.047) de ancho, la segunda mide 1.500-1.680 (1.586) de largo por 0.090-0.120 (0.110) de ancho, anillo nervioso a 0.150-0.250 (0.187) del extremo anterior, poro excretor no observable. Vulva a nivel de la

parte posterior del esófago dista 2.500- 3.500 (2.913) del extremo anterior, distancia del ano a la parte posterior 0.500-0.600 (0.566).

**Hospedero:** *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883, *R. brownorum* Sanders, 1973

**Hábitat:** mesenterio.

**Localidad:** arroyo el chorro y carretera Escuintla-las Palmas

### **Comentarios taxonómicos**

Los ejemplares estudiados en este trabajo se asignaron al género *Foleyellides*, ya que presenta alas laterales que recorren a lo largo del cuerpo, la región cefálica presenta círculos concéntricos de papilas, la boca carece de labios; el esófago está dividido en dos partes una muscular y otra glandular. El macho presenta una amplia ala caudal preanal, cuatro pares de papilas anales; las hembras tiene la vulva post-esofágica (Yamaguti, 1961).

*Foleyellides* es morfológicamente similar a *Ochoterenella*, sin embargo se distinguen uno de otro por la presencia de ala caudal; las especies de *Ochoterenella* no presentan alas caudales ni laterales en ninguno de los sexos, mientras que *Foleyellides* si las presentan.

Los ejemplares fueron determinados como *Foleyellides striatus* ya que presentan la cutícula con finas estriaciones transversales; la boca carece de labios, el esófago está dividido en dos porciones, una anterior corta de naturaleza muscular y otra glandular. El macho presenta: alas caudales, cuatro pares de papilas anales bien desarrolladas, de las cuales uno es preanal y tres postanales; espículas finas, cortas y desiguales. Hembras con la vulva situada a nivel de la unión de esófago e intestino. La descripción coincide con la original de Caballero (1935) y la redesccripción de Esslinger (1986).

Las principales diferencias entre especies del genero *Foleyellides* es el arreglo de papilas caudales y la presencia o ausencia de ala caudal. *Foleyellides striatus*

presenta 4 pares de papilas, *F. duboisi* Leiper, 1911, 4 pares, *F. confusa* Schmidt y Kuntz, 1969 5 pares, *F. rhinellae* García, 2014, 5 pares, *F. flexicauda* Schacher y Crans, 1975 y *F. brachyoptera* Wehr y Causey, 1939, 6 pares, *F. americana* Walton 1929 y *F. malayensis* Petit y Yen, 1979, 7 pares, y finalmente *F. ranae* Walton, 1929 8 pares. De estas especies, carecen de ala caudal *F. duboisi*, *F. confusa* y *F. brachyoptera* (García-Prieto, et al., 2014)

*Foleyellides striatus* fue descrita por Caballero en *Rana montezumae* del lago de Xochimilco, México en 1935; son parásitos de anfibios y reptiles. Existen pocos estudios sobre el ciclo de vida del género, por lo que se sabe muy poco sobre sus especies, los miembros de este género viven en el tejido subcutáneo e intermuscular de reptiles y anfibios, la microfilaria se encuentran en la sangre del hospedero y se transmite a través del piquete de mosquitos u otro artrópodo hematófago (Anderson, 2000).

*Foleyellides striatus* está ampliamente distribuido en nuestro país, los registros previos en anfibios de México son:

- *Rana montezumae*: Lago de Xochimilco, Distrito Federal (Ochoterena y Caballero, 1932; Caballero, 1935).
- *Rana* sp., *Rana megapoda*, *Rana durni*: Lago de Cuitzeo, Michoacán (Ochoterena y Caballero, 1932).
- *Rana tarahumarae*: Yecora, Sonora (Burse y Goldberg, 2001).
- *Rana forreri*, *Rana magnaocularis*: Sinaloa (Goldberg y Bursey, 2002).
- *Rana* cf. *forreri*: San Pedro Las Playas, Guerrero (Cabrera-Guzmán et al., 2007).

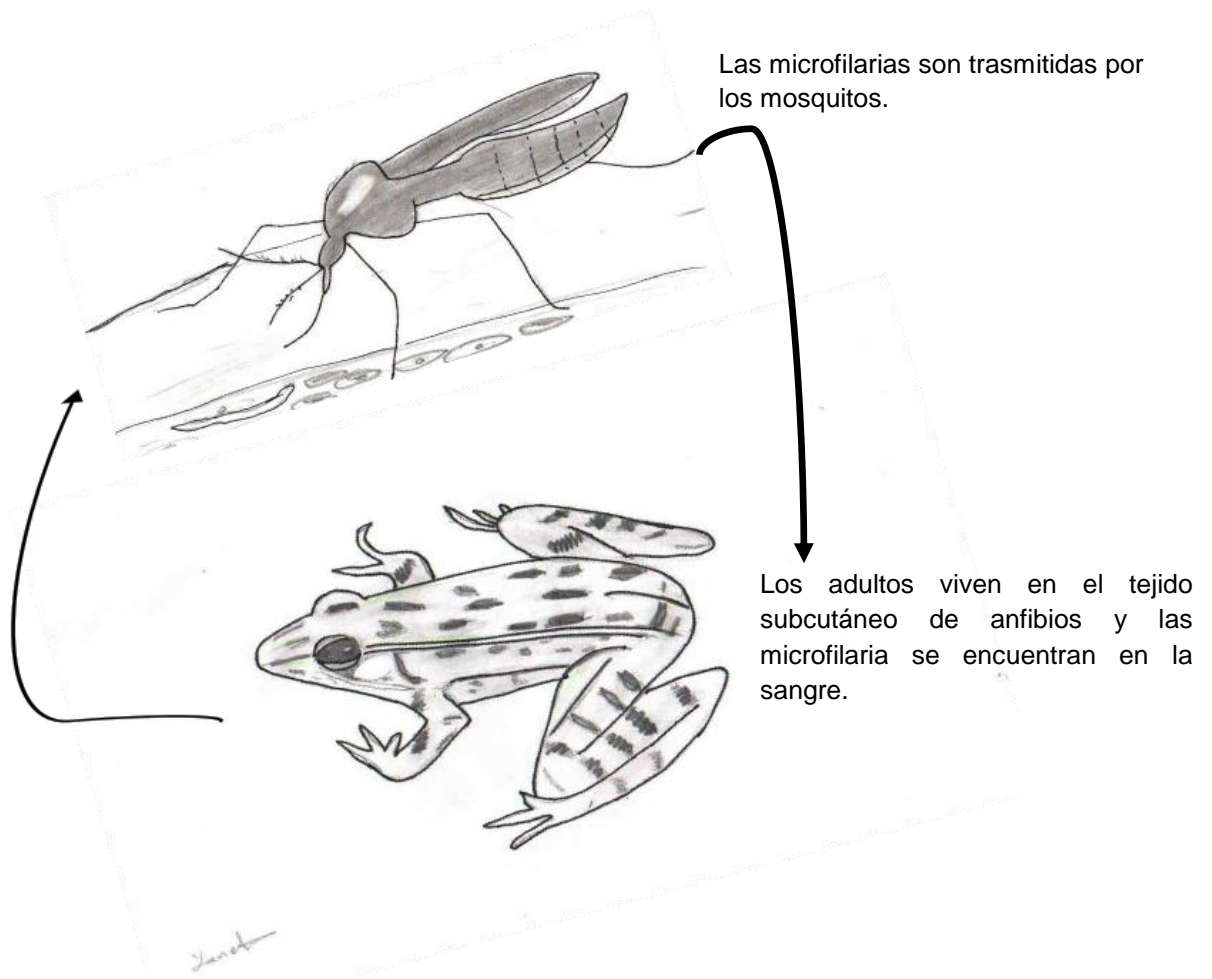


Figura 51. Ciclo de vida del genero *Foleyllides striatus* (Anderson, 2000)

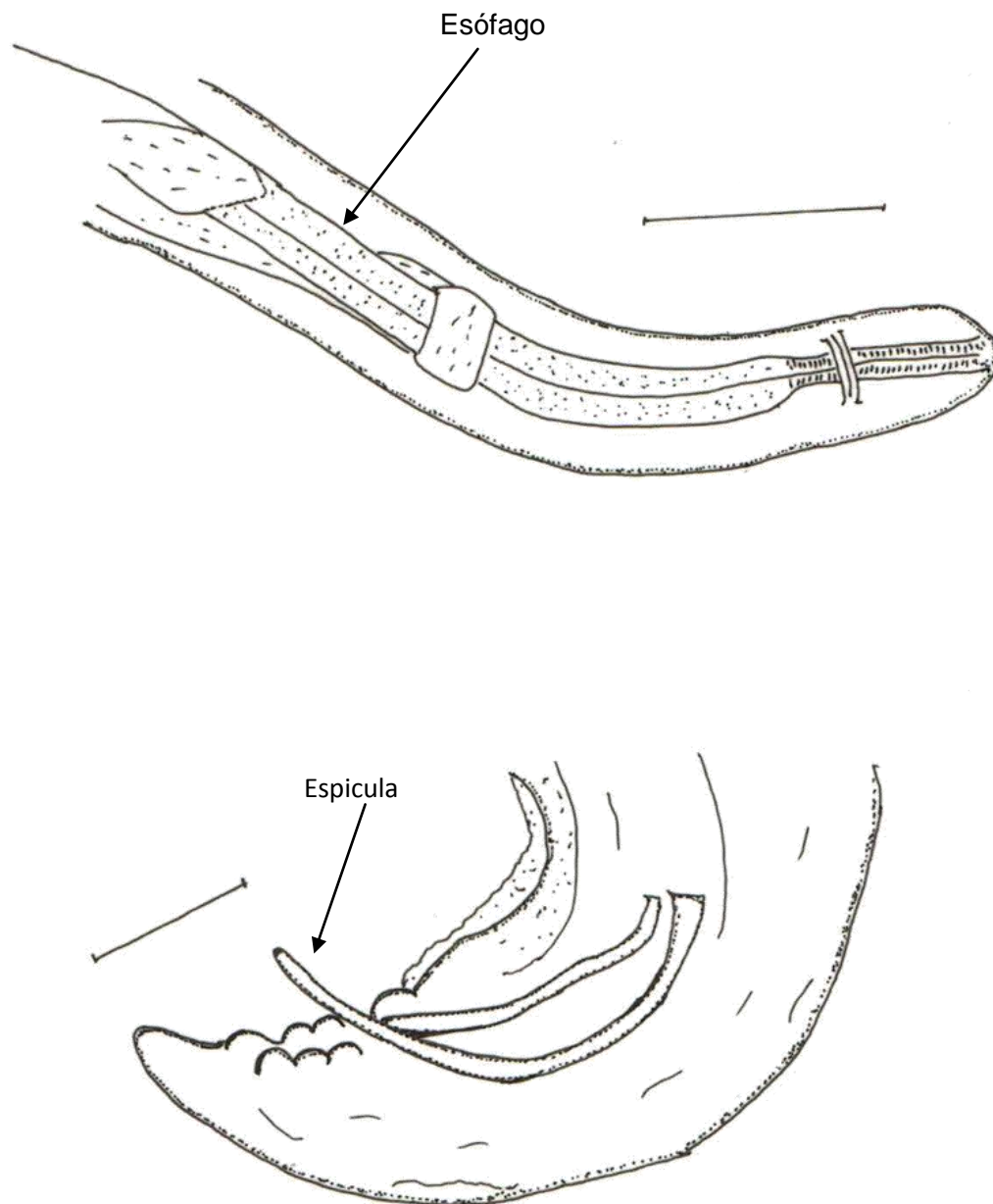


Figura 53. *Foleyelides striatus* (macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B); ilustración en cámara clara, escala: 0.3 (A), 0.05 (B) milímetros.

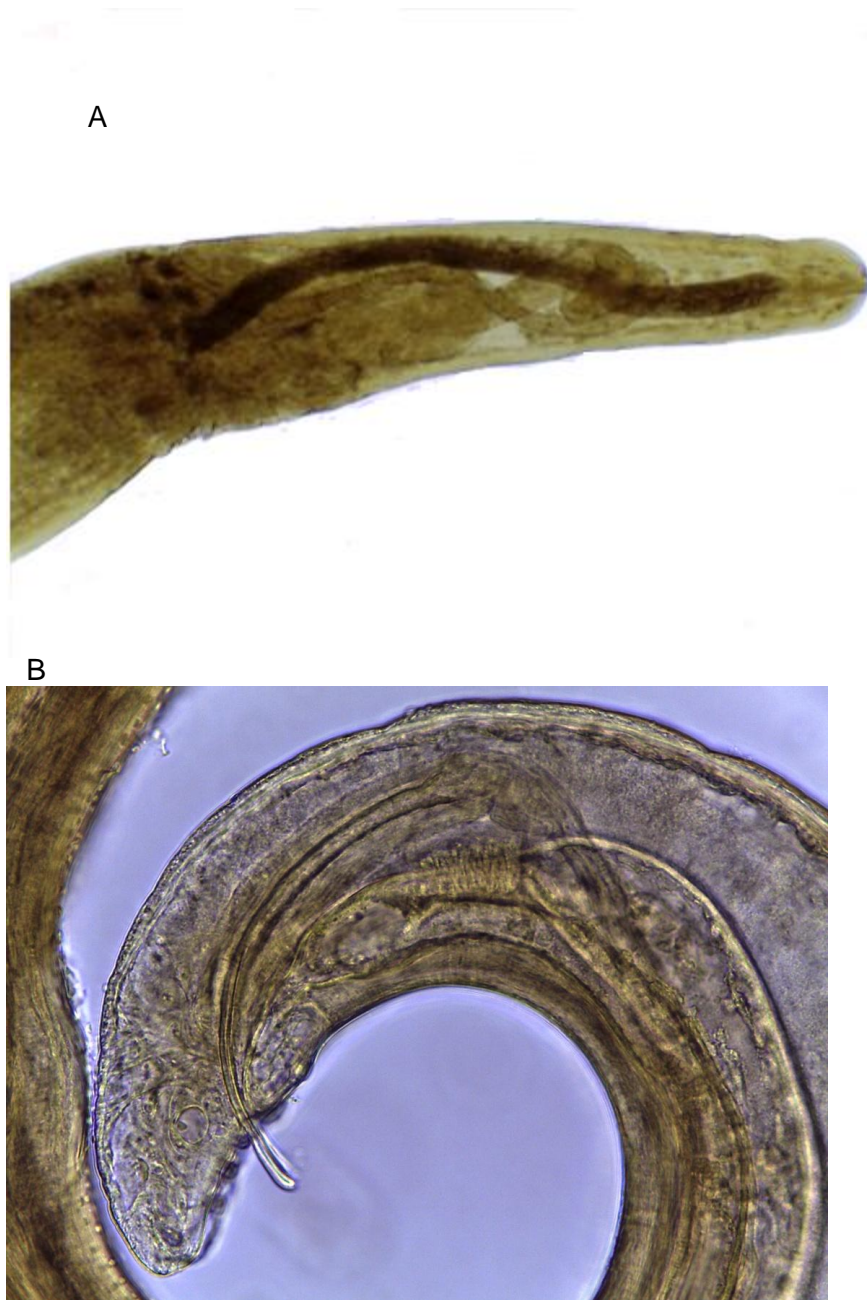


Figura 52. *Foleyelides striatus* (macho): extremo anterior (A), extremo posterior (B), objetivo 40X.

Clase: Secernentea (Von Linstown, 1905) Chitwood, 1952

Orden: Oxyurida Cobbold, 1864

Familia: Pharyngodonidae Travassos, 1920

Género: *Pharyngodon* Diesing, 1861

***Pharyngodon* sp.** Diesing, 1861

Descripción basada en una hembra adulta: gusanos medianos de color blanquecino, longitud total de 6.000 por 0.450 de anchura máxima, boca con tres labios bilobulados; esófago muscular con bulbo terminal, longitud total de 0.682, faringe corta mide 0.037 de largo por 0.025 de ancho; corpus mide 0.500 de largo por 0.045 de ancho, istmo 0.045 de largo por 0.035 de ancho. Bulbo esofágico mide 0.100 de largo por 0.120 de ancho. Anillo nervioso dista a 0.210 del extremo anterior, el poro excretor dista a 0.430 del mismo extremo. Vulva levemente postecuatorial, se encuentra a 2.750 del extremo posterior, útero con gran cantidad de huevos, miden 0.057-0.065 (0.060) de largo por 0.032-0.035 (0.035) de ancho; ano dista 0.430 del extremo posterior; cola terminando en una larga y fina punta, alas laterales que se extienden desde el poro excretor hasta la región anal.

**Hospedador:** *Rana brownorum* Sanders, 1973.

**Hábitat:** intestino

**Localidad:** Las pozas de Berriozabal

### **Comentarios taxonómicos**

El ejemplar se incluyó en el género *Pharyngodon* debido a que presenta: alas laterales, boca con tres labios, esófago con bulbo terminal, poro excretor post-faríngeo, cola que se estrecha bruscamente después del ano terminando en una

fina y larga punta, vulva cerca de la mitad del cuerpo, ramas uterinas delgadas con huevos alargados (Yamaguti, 1961).

Nuestro ejemplar es morfológicamente similar al género *Thelandros* Weld, 1861, sin embargo las hembras de éste género presentan estriaciones transversales muy marcadas y la cola termina en una corta y robusta punta. En cambio, la hembra encontrada no presenta estriaciones transversales marcadas y la cola termina en una delgada y larga punta. El espécimen se logró identificar a nivel genérico debido a que solo se obtuvo una hembra y se necesitan machos adultos para la definición de la especie.

El género fue establecido por Diesing, 1861, son parásitos de anfibios y reptiles. Su ciclo de vida es desconocido a nivel genérico, se conoce vagamente a nivel superfamilia. En algunos miembros de Oxyuroidea las hembras producen huevos con cáscara gruesa, que depositan en estado temprano de desarrollo, junto con las heces del hospedero, y alcanzan el estado infectivo en el medio. En otros, las hembras grávidas migran al ano del hospedador, depositan los huevos en la región perianal donde éstos completan su desarrollo, alcanzando el estado infectivo. En algunos casos los huevos se transfieren de la región perianal a la boca del hospedero mediante actividades de aseo, en donde encuentran las condiciones apropiadas para su desarrollo, la forma de trasmisión es desconocida (Anderson, 2000).

No hay registros previos en anfibios de México.

En algunos casos los huevos se transfieren de la región perianal a la boca del hospedero mediante actividades de aseo.

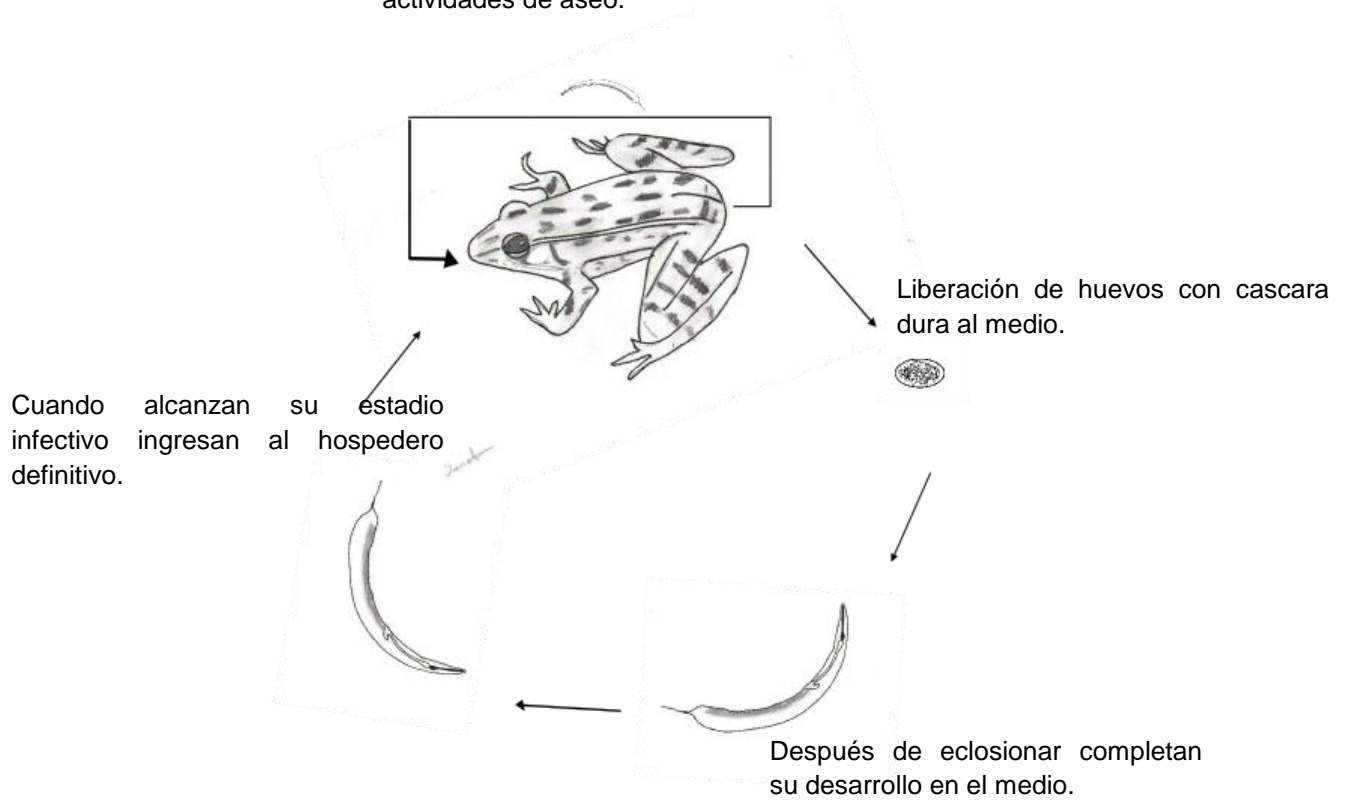


Figura 54. Ciclo de vida de la familia Oxyuroidea (Anderson, 2000).

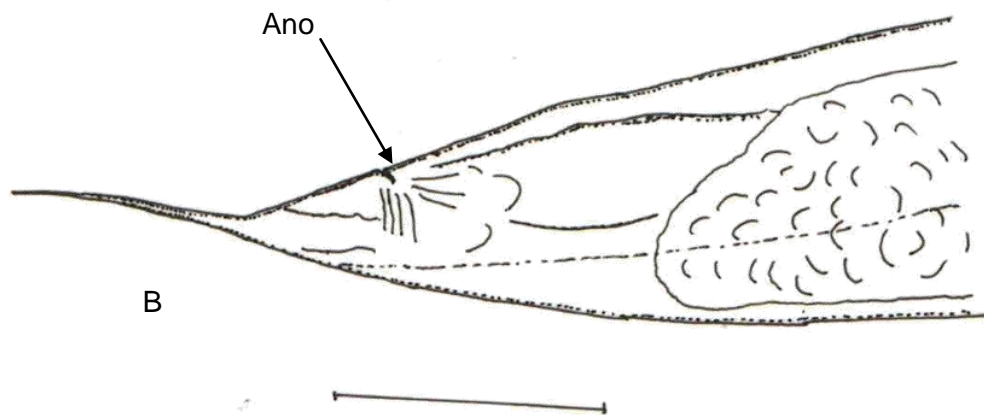
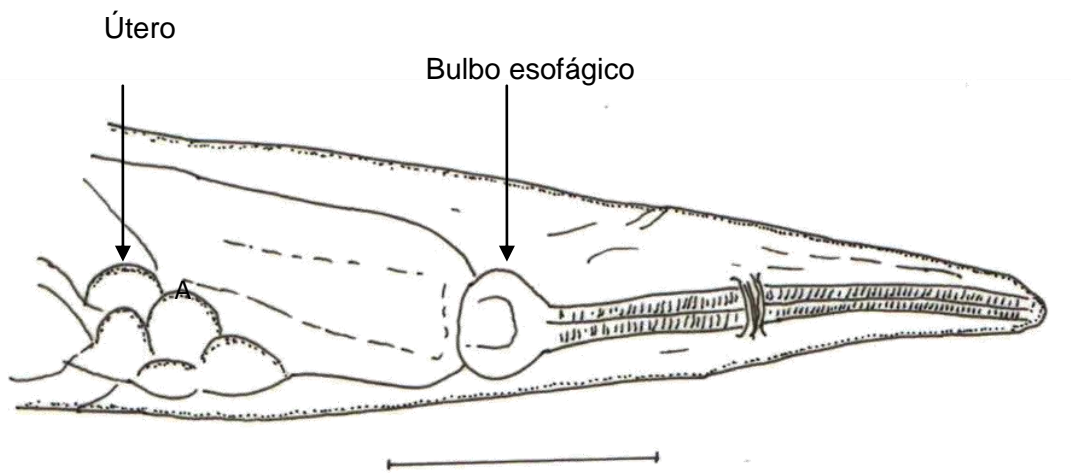


Figura 56. *Pharyngodon* sp. (Hembra): extremo anterior (A), extremo posterior (B), esquema en cámara clara, escala 0.3 milímetros.

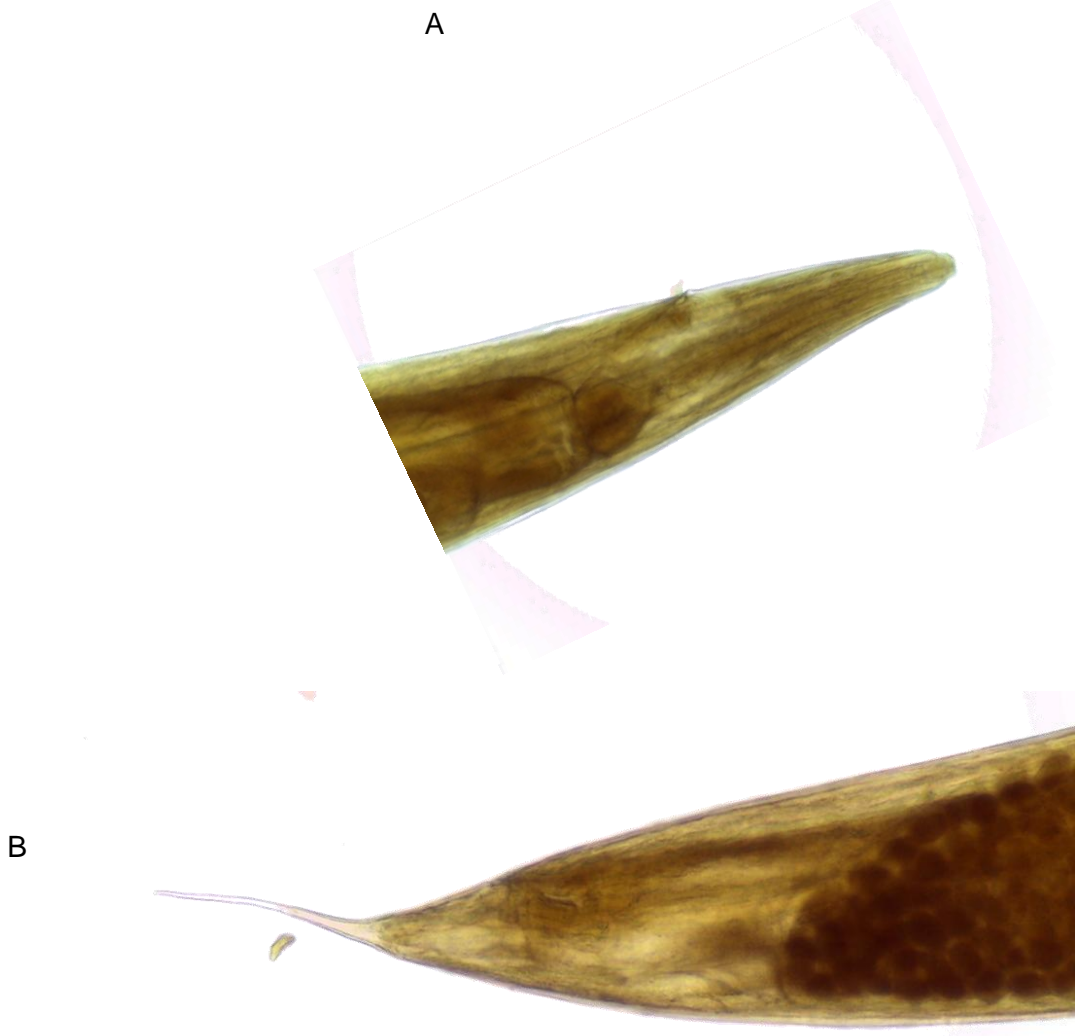


Figura 55. *Pharyngodon* sp.(hembra): extremo anterior (A), extremo posterior (B) objetivo 10X.

## Caracterización de las infecciones

***Rana cf. forreri*** Boulenger, 1883.

En cuanto a la prevalencia, todas las especies presentaron un valor menor al 50%; de ellas, el más alto corresponde al nemátodo *Cosmocerca parva* con el 22.22%, seguida por otro nemátodo *Oxyascaris* sp. con el 14.81%. El valor más bajo lo presentaron siete especies, tres tremátodos: *Gorgoderina parvicava*, *Haematoloechus coloradensis*, la metacercaria tipo *Tretacotyle*, el céstodo Proteocephalidae gen. sp. y tres nemátodos: *Aplectana itzocanensis*, *Eustrongylides* sp., *Spiroxys* sp.; todos con el 3.70%; los valores para las especies restantes varían entre 7.41 y 11.11%.

Respecto a la abundancia promedio las especies presentaron un valor mayor o igual a 1; el céstodo Proteocephalidae gen. sp. presentó el 1.852, que corresponde al valor más alto, en segundo lugar está el tremátodo *Gorgoderina parvicava* que presentó el 1.444. La especie que presentó menor abundancia promedio fue el nemátodo *Eustrongylides* sp. con 0.037; los valores del resto de las especies oscilan entre 0.037 y 0.704.

El céstodo Proteocephalidae gen. sp. presentó una intensidad promedio de 50, que corresponde al valor más alto, le sigue el tremátodo *Gorgoderina parvicava* con 39, mientras que el valor más bajo fue 1, que lo presentó el nemátodo *Eustrongylides* sp. El valor de las otras especies varía entre 1.5 y 19. Los intervalos de intensidad en las especies que se presentaron en más de 1 hospedero varían entre 1 y 11.

Cuadro 4. Valores de prevalencia, abundancia promedio, intensidad promedio e intervalo de intensidad de los helmintos de *Rana cf. forreri*.

Especie	Número de individuos	Hospederos infectados (n=27)	Prevalencia %	Abundancia promedio	Intensidad promedio	Intervalos de Intensidad
<i>Gorgoderina parvicava</i>	39	1	3.70	1.444	39	-
<i>Haematoloechus floedae</i>	15	3	11.11	0.556	5	(1-11)
<i>Haematoloechus coloradensis</i>	3	1	3.70	0.111	3	-
Metacercaria tipo Tetracotyle	19	1	3.70	0.704	19	-
Proteocephalidae gen. sp.	50	1	3.70	1.852	50	-
<i>Rhabdias cf. savagei</i> .	3	2	7.41	0.111	1.50	(1-2)
<i>Oswaldocruzia subauricularis</i>	8	2	7.41	0.296	4	(2-5)
<i>Oxyascaris</i> sp.	10	4	14.81	0.370	2.5	(1-5)
<i>Cosmocerca parva</i>	14	6	22.22	0.519	2.3	(2-3)
<i>Aplectana itzacanensis</i>	2	1	3.70	0.074	2	-
<i>Foleyellides striatus</i>	3	2	7.41	0.111	1.50	(1-2)
<i>Eustrongylides</i> sp.	1	1	3.70	0.037	1	-
<i>Spiroxys</i> sp.	2	1	3.70	0.074	2	-

### ***Rana brownorum* Sanders, 1973**

Los helmintos encontrados en esta especie de rana presentan una prevalencia menor al 50%; de ellos el más alto le corresponde al tremátodo *Haematoloechus coloradensis*, le siguen los nemátodos *Rhabdias* sp. y *Oxyascaris* sp. con un valor de 14%; el resto de las especies tiene el 7%. En cuanto a la abundancia promedio, la especie que presentó el valor más alto fue la metacercaria con el 2.85, en segundo lugar está el nemátodo *Rhabdias* sp. con 0.71, el más bajo le corresponde a tres nemátodos: *Cosmocerca* sp., *Falcaustra* sp., *Pharyngodon* sp. y al acantocéfalo *Oncicola* sp. con el 0.07; los valores de las otras especies oscilan entre 0.14 a 0.71 respectivamente. La intensidad promedio más alta fue de

la metacercaria con un valor de 40, el más bajo le corresponde a tres nemátodos; *Cosmocerca* sp., *Falcaustra* sp., *Pharyngodon* sp., y al acantocéfalo *Oncicola* sp., con un valor igual a 1, los valores del resto de las especies varían en un intervalo de 2 a 5. Los intervalos de intensidad de las especies que se presentaron en mas de un hospedero oscilan entre 1-7

Cuadro 5. Valores de prevalencia, abundancias promedio, intensidad promedio e intervalos de intensidad de la helmintofauna de *Rana brownorum*.

Especie	Número de Individuos	Hospederos infectados (n=15)	Prevalencia %	Abundancia promedio	Intensidad promedio	Intervalo de intensidad
<i>Haematoloechus coloradensis</i> .	7	2	14	0.50	3.5	(2-5)
<i>Megalodiscus</i> sp.	2	1	7	0.14	2	-
Metacercaria	40	1	7	2.85	40	-
<i>Rhabdias</i> sp.	10	2	14	0.71	5	(3-7)
<i>Oxyascaris</i> sp.	9	2	14	0.64	4.5	(1-6)
<i>Foleyellides striatus</i>	3	1	7	0.21	3	-
<i>Oswaldocruzia</i> sp.	2	1	7	0.14	2	-
<i>Cosmocerca</i> sp.	1	1	7	0.07	1	-
<i>Falcaustra</i> sp.	1	1	7	0.07	1	-
<i>Pharyngodon</i> sp.	1	1	7	0.07	1	-
<i>Oncicola</i> sp.	1	1	7	0.07	1	-

## Discusión

En el presente estudio se registró la helmintofauna de dos especies de ranas leopardo, de algunas localidades del estado de Chiapas. Para *Rana cf. forreri* se recolectaron un total de 169 helmintos distribuidos en 13 taxa: tremátodos, céstodos y nemátodos; de ellos se encontraron 9 en estado adulto y 4 en estado larvario. En *Rana brownorum* se colectaron un total de 77 helmintos, que corresponden a 11 taxa: tremátodos, acantocéfalos y nemátodos, de ellos 8 taxa se encontraron en estado adulto y tres en estado larvario.

Sólo tres especies, 1 tremátodo y 2 nemátodos se encontraron en ambas especies de hospederos, *Haematoloechus coloradensis*, *Foleyellides striatus* y *Oxyascaris* sp. En el primer caso, el parásito tiene como hospederos intermediarios a gasterópodos de las familias Lymneidae, Physidae o Planorbidae, a náyades de libélulas (Odonata) así como diversos insectos acuáticos. En el segundo caso las hembras adultas que viven en el tejido del hospedador definitivo, liberan los huevos de los cuales surgen las microfilarias que se pueden alojar en el tejido o en la sangre para posteriormente infectar y desarrollarse en algún mosquito u otro artrópodo hematófago; el ciclo de vida de la tercera especie se desconoce. Así mismo presentaron miembros que pertenecen al mismo género como: *Rhabdias* (*Rhabdias cf. savagei* en *Rana cf. forreri* y en *Rhabdias* sp. en *Rana brownorum*), *Cosmocerca* (*Cosmocerca parva* en *R. cf. forreri* y *Cosmocerca* sp. en *R. brownorum*) y *Oswaldocruzia* (*Oswaldocruzia subaricularis* en *Rana cf. forreri* y *Oswaldocruzia* sp. en *R. brownorum*).

En base a lo anterior podemos declarar que nuestros hospederos tienen ambientes similares y hábitos en común, es decir que los invertebrados que funcionan como hospederos intermediarios de estos parásitos, forman parte de la dieta de ambas especies de ranas, y también ambas se encuentran expuestas a vectores (mosquitos) que transmiten a los parásitos al alimentarse de ellas. Sin embargo es de llamar la atención que siendo ambas ranas del mismo grupo (*Lacusirrana* sensu Hillis y Wilcox, 2005), no compartan un mayor número de especies de parásitos, considerando la semejanza de hábitos. A esto puede influir en primer lugar el tipo de hospedero intermediario, por ejemplo en el caso de

*Gorgoderina parvicava* que tiene como hospedero intermediario a un molusco bivalvo, en cambio *Megalodiscus* tiene como hospederos intermediarios a un molusco gastropodo. *Oncicola* tiene como hospedero intermediario a un milípedo, mientras que Proteocephalidae gen sp. tiene a un copépodo. En segundo lugar las localidades donde se colectaron ambos hospederos son diferentes, lo que puede influir la presencia o ausencia de la especie parásita.

El grupo con mayor número de especies para ambos hospederos fueron los nemátodos. *Rana* cf. *forreri* presentó un total de 8 especies contra 5 de tremátodos. *Rana brownorum* presentó un total de 7 especies contra 3 de tremátodos, en este caso es similar a los registros previos de Cabrera-Guzmán, (2002) y Yáñez-Arenas *et al.*, (2010), en los que predominan las especies de nemátodos. Cabe señalar que a pesar de que los tremátodos presentaron menor número de especies, tuvieron un mayor número de individuos. Pérez-Ponce de León *et al.*, (2000) declaran que los organismos asociados a hábitats acuáticos presentan mayor número de especies de tremátodos, a diferencia de hílidos y sapos que son predominantemente terrestres y arborícolas respectivamente, los cuales son parasitados con mayor número de nemátodos. Las ranas estudiadas en este trabajo, de acuerdo con lo que muestra su registro helmintológico, pasan mayor tiempo en el ambiente terrestre, en donde se infectan con las especies de nemátodos (por penetración o por vectores); sin embargo la presencia de algunas especies de tremátodos en abundancia considerable, indica que su asociación en el ambiente acuático es muy importante, particularmente en la fase de renacuajo y en la época de reproducción.

En cuanto a los parámetros de infección, la prevalencia más alta en *R. cf. forreri* la obtuvo el nemátodo *Cosmocerca parva* con 22.22%. En *R. brownorum* fue un triple empate entre *Haematoloechus coloradensis*, *Rhabdias* sp. y *Oxyascaris* sp. con el 14%. Éstos valores indican que *R. brownorum* estuvo más en contacto con ambiente acuático que *R. cf. forreri* ya que *Cosmocerca* spp. se transmite en ambientes terrestres, mientras que *Haematoloechus* se transmite en ambientes acuáticos.

El parásito que obtuvo un alto valor en abundancia en *Rana cf. forreri* fue Proteocephalidae gen. sp. con el 1.852, los integrantes de esta familia, incluyen en su ciclo de vida a varios invertebrados como hospederos intermediarios, y como hospederos definitivos a reptiles y anfibios, en este caso las ranas se infectan al ingerir invertebrados parasitados. En segundo lugar tenemos a *Gorgoderina parvicava* con el 1.44, en su ciclo de vida involucra a moluscos bivalvos, larvas de insectos o renacuajos y completa su desarrollo en anuros o caudados, que se infectan al consumir la muda de los renacuajos o comer larvas de insectos infectados. Lo anterior nos indica que nuestro hospedero se alimenta de los invertebrados que viven en zonas acuáticas, pueden consumir renacuajos o comer su propia muda.

En *R. brownorum*, el valor más alto en abundancia lo presentó la metacercaria enquistada con un valor de 2.85, la cual es un tremátodo que se transmite en el ambiente acuático. En segundo lugar está *Rhabdias* sp. con el 0.71, la cual infecta al hospedero definitivo por penetración cutánea, en ambientes terrestres. Lo anterior nos deja ver que este hospedero vive tanto en ambientes acuáticos como terrestres, dependiendo de su fase de desarrollo y sus actividades de alimentación.

En cuanto a la intensidad promedio el valor más alto lo presentó Proteocephalidae gen. sp. con un valor de 50, para *R. cf. forreri*. En *Rana brownorum* lo presentaron las metacercarias no identificadas con un valor de 40, en ambos casos todos los ejemplares fueron encontrados en un solo hospedero.

Del total de las especies de helmintos adultos recolectados en los hospederos, el 78.57% (*Gorgoderina parvicava*, *Haematoloechus floedae*, *Haematoloechus coloradensis*, *Megalodiscus* sp., *Cosmocerca parva*, *Cosmocerca* sp., *Rhabdias* sp., *Rhabdias cf. savagei*, *Oswaldicruzia subauricularis*, *Foleyellides striatus* y *Aplectana itzocanensis*) son característicos de este grupo de vertebrados. Se ha identificado que sus hospederos definitivos son anfibios de diferentes géneros, por ejemplo: *Gorgoderina parvicava*, *Haematoloechus floedae*, *Haematoloechus coloradensis*, *Cosmocerca parva*, *Rhabdias* sp., *Rhabdias cf. savagei*, *Foleyellides*

*striatus* se han registrado en el género *Rana*. *Oswaldicruzia subauricularis* se han reportado en los géneros: *Rhinella*, *Rana* y *Smilisca*. *Aplectana itzocanensis* en *Pseudacris*, *Rhinella*, *Ollotis*, *Leptodactylus*, *Pachymedusa* y *Smilisca*. Especies de *Megalodiscus* se han reportado en *Ambystoma* y en *Rana*. *Cosmocerca parva* y *Cosmocerca* sp. en *Smilisca*, *Rhinella*, *Leptodactylus*, *Pseudacris*, *Dendropsophus* y *Pachymedusa*. El 21.42% restante *Oxyascaris* sp. *Falcaustra* sp., *Pharyngodon* sp., se consideran como generalistas, ya que se han registrado en más de un grupo de vertebrados como su hospedero definitivo (peces, reptiles y anfibios).

En cuanto a las larvas registradas, ninguna de ellas incluyen regularmente en su ciclo de vida a anfibios, y la vía de infección en su mayoría es mediante la ingestión, lo que sugiere que las ranas de nuestro estudio son hospederos accidentales o paraténicos, que se infectaron al consumir invertebrados parasitados por dichas larvas, es por ello que presentan valores bajos tanto en prevalencia como en abundancia. Estas larvas se han registrado regularmente en otros hospederos como: peces dulceacuícolas y caracoles (*Proteocephalidae* gen. sp.), milípedos (*Oncicola* sp.). Copépodos y peces dulceacuícolas (*Spiroxys* sp.), peces y larvas de insecto (metacercaria tipo *Tetracotyle*).

Al comparar nuestro registro con los estudios previos de *R. cf forreri* y *R. brownorum* (Cuadro 1), observamos, que la mayoría de las especies descritas en nuestro trabajo ya han sido registradas previamente en los mismos hospederos de otras regiones de México.

Sin embargo, identificamos nuevos registros para ambos hospederos. En *R. cf. forreri* se identificó a *Gorgoderina parvicava*, registrada previamente en otros anfibios como *Rana berlandieri* en Veracruz (Guillén-Hernández *et al.*, 2000). *Haematoloechus floedae*, registrada en *Rana brownorum* en Yucatán (León-Règagnon *et al.*, 2005a), *Proteocephalidae* gen. sp. registrado en *Ambystoma dumerili* en Michoacán (García-Altamirano *et al.*, 1993). *Cosmocerca parva* registrada en *Rana vaillanti* en Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004), *Eustrongylides* sp. registrado en *Rana megapoda* en Michoacán (Ramírez-Lezama

y Osorio-Sarabia 2002); *Spiroxys* sp., registrado en otros anfibios como *Rana vaillanti* de Veracruz (Paredes-Calderón *et al.*, 2004).

Para *R. brownorum* los nuevos registros son *Haematoloechus coloradensis* registrada anteriormente en otros anfibios como *Rana* cf. *forreri* de Guerrero (Cabrera-Guzmán *et al.*, 2007), en el caso de *Falcaustra* sp. los integrantes del género se han registrada en varios anfibios entre ellos *R. montezumae*; y por ultimo *Pharyngodon* sp. registrado en nuestro país únicamente en reptiles, sin embargo se tienen registros que son también parásitos de anfibios en otras partes del mundo (Paredes León *et al.*, 2008).

Se encontró un taxón en ambos hospederos, que no se había documentado en anfibios ni reptiles de México: *Oxyascaris* sp.; aunque se ha registrado en otros lugares del mundo como parásitos de estos grupos de vertebrados (Baker y Vaucher, 1985).

De acuerdo a lo anterior, el presente trabajo aporta 5 nuevos registros para *R. cf. forreri*, 3 para *R. Brownorum* y un registro nuevo para México. Debido a los escasos estudios realizados sobre helmintofauna en anfibios en el estado de Chiapas, el presente trabajo aporta 21 nuevos registros para esta localidad.

Por otra parte, notamos que algunas especies de parásitos con amplia distribución en México, previamente registradas en otros estados del país, tanto en los hospederos aquí estudiados, como en otras especies de *Rana* de diferentes zonas de la Republica estuvieron usentes. Este es el caso de *Glypthelmins quieta*, *Cephalogonimus americanus*, *Aplectana incerta* y *Langeronia macrocirra*. *Glypthelmins quieta* se ha registrado en los estados de Sinaloa, Sonora, Jalisco, Colima (*R. cf. forreri*), Michoacán, Oaxaca, Distrito Federal y Estado de México. *Cephalogonimus americanus* se ha registrado en Sinaloa (*R. cf. forreri*), Nuevo León, Michoacán, Distrito federal, Estado de México y Veracruz. *Aplectana incerta* se ha registrado en Nuevo León, Sonora, Sinaloa, Guerrero (*R. cf. forreri*), Veracruz y Yucatán (*R. brownorum*). Finalmente *Langeronia macrocirra* se ha registrado en Sonora, Jalisco, Colima (*R. cf. forreri*), Guerrero, Veracruz, Chiapas y Yucatán (*R. brownorum*) (Paredes-León *et. al.* 2008). Como se puede observar *Glypthelmins quieta*, *Cephalogonimus americanus* y *Aplectana incerta* presentan

una distribución sobre la vertiente del Pacífico y en la meseta central de México, limitándose al extremo sur de la región Neártica. *Langeronia macrocirra* se distribuye primordialmente en la región Neártica, sin embargo llega a extenderse hasta el estado de Chiapas (Pérez Ponce de León *et al.*, 2008). Es probable que la ausencia de estas especies en el presente trabajo, se deba en parte a la influencias Neotropical sobre la helmintofauna de estas dos especies de *Rana* en Chiapas. Por ejemplo, *Rhabdias* sp. y *R. cf. savagei* que si registramos en este estudio, sólo se han registrado en Veracruz, Tabasco, y Costa Rica respectivamente, mientras que *O. subauricularis* se ha registrado en Yucatán, Veracruz, Chiapas y Guerrero, en los límites norteños de la región Neotropical (Pérez-Ponce de León, 2005).

El presente estudio es de gran importancia debido a que proporciona valiosa información sobre la helmintofauna de ambos hospederos, sin embargo aun falta mucho trabajo por hacer, ya que varias especies de este estudio solo se identificaron a nivel género, para lo cual, es necesario realizar más estudios sobre la helmintofauna, en los cuales se amplíe la cobertura geográfica de recolecta y la cantidad de hospederos, para que de esta manera, se obtenga mayor evidencia para lograr identificar los taxones adultos no identificados a nivel de especie.

## **Conclusiones**

- La helmintofauna de *Rana cf. forreri* está conformada por 13 taxa, de los cuales 4 pertenecen al grupo de los tremátodos, 1 a los Cestodos y 8 a los nemátodos.
  
- La helmintofauna de *Rana brownorum* está conformada por 11 taxa, de los cuales 3 pertenecen al grupo de los tremátodos, 1 a los acantocéfalos y 7 a los nemátodos.
  
- El trabajo aporta 5 nuevos registros de helmintos para *R. cf. forreri*, y 3 para *R. brownorum*.
  
- El presente trabajo aporta 21 nuevos registros de helmintos para la localidad y uno para México.
  
- El phylum con mayor número de especies en ambos hospederos corresponde al grupo de nemátodos, para *R. cf. forreri* 8 y *R. brownorum* 7, coincidiendo con estudios previos.
  
- Del total de las especies de helmintos adultos registrados, 11 son característicos de este grupo de vertebrados, y 3 se consideran como generalistas.
  
- La prevalencia más alta en *R. cf. forreri* le corresponde al nemátodo *Cosmocerca parva* con el 22.22%. Para *R. brownorum*, les corresponde al

tremátodo *Haematoloechus coloradensis*, los nemátodos *Rhabdias* sp. y *Oxyascaris* sp., con un valor de 14%.

- La especie con mayor abundancia en *R. cf. forreri* fue Proteocephalidae gen. sp. con un valor de 1.852. En el caso de *R. brownorum* la especies con una mayor abundancia fue una metacercaria con un valor de 2.85.

## **Bibliografía**

- Anderson, R. C. 2000. Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission. CAB International Publishing, 650 pp.
- Baker, M. R. 1985. Redescription of *Aplectana itzaocanensis* and *A. incersa* (Nematoda: Cosmocercidae) from Amphibians. Transactions of the American Microscopical Society, 104: 272-277.
- Baker, M. R. y Vaucher, C. 1985. Parasitic Helminths from Paraguay VII: Systematic Position of *Oxyascaris* Travassos, 1920 (Nematoda: Cosmocercidae). Revue Suisse De Zoologie, 92: 303-310.
- Ben-Slimane, B. y Durette-Desset, C. 1995. *Oswaldocruzia* (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea) parasites d'Amphibiens du Brésil et de l'Equateur, avec redefinition de l'espece-type *O. subauricularis* (Rudolphi, 1819) et d' *O. mazzai* Travassos, 1935. Revue Suisse de Zoologie, 102: 635-653.
- Ben-Slimane, B. y Durette-Desset, C. 1996. Les Nematodes Trichostrongylina parasites d' Amphibiens et de Reptiles: problemes taxonomiques, phylétiques et biogéographiques, systematic parasitology, 35: 179-206.
- Ben-Slimane, B. y Durette-Desset, C. 1997. Revisión du genre *Oswaldocruzia* (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea) en zone neartique avec description de cinq nouvelles especes, Zoosystema, 19: 61-79.
- Birch-Buckner, C. 1972. An intestinal Cestode of the Colorado River squawfish, *Ptychocheilus lucius* Girard. Arizona State University. paper 1: 123 pp.
- Bowles, J., Hope, M., Tiu, W., Lui, X. Y Mcmanus, D. P. 1993. Nuclear and mitochondrial genetic markers highly conserved between chinese and Philippine *Schistosoma japonicum*. Acta tropical, 55: 217-229.
- Bravo-Hollis, M. 1941b. Revisión de los Géneros *Diplodiscus* Diesing, 1836 y *Megalodiscus* Chandler, 1923 (Trematoda: Paramphistomoidea). II.

Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología, 12: 643-663.

- Bravo-Hollis, M. 1943a. Dos nematodos parásitos de anuros del sur de Puebla. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología, 14: 69-78.
- Bravo-Hollis, M. 1943b. Estudio sistemático de los tremátodos parásitos de los "Ajolotes" de México I. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología, 14:141-159.
- Bravo-Hollis, M. y Caballero, E. 1940. Nemátodos parásitos de los batracios de México IV. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología, 11: 239–247.
- Bray, R. A., Gibson, D. I., y Jones, A. 2001. Keys to the Trematoda. Volume 3. CABI Publishing and the Natural History Museum. London, U.K. 824 pp.
- Brent, B. N. y Dunagan T. T. 1989. Reconsideration of the Acanthocephalan genus *Echinopardalis*, with a description of Adult *E. atrata* and a key to genera of the Oligacanthorhynchidae. Proceedings of the Helminthological Society Washington, 56: 8-13.
- Brooks, R. D., León-Règagnon, V. y Pérez-Ponce de León, G. 2001. Los parásitos y la biodiversidad. En: H. M. Hernández, A. N. García-Aldrete, M. Ulloa, y F. Álvarez (comps). Enfoques contemporáneos para el estudio de la biodiversidad. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Fondo de Cultura Económica, México, 245-289 pp.
- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, M. J y Shostak, W. A. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Revisited. Journal Parasitology, 83: 575-583.
- Bursey, C. R. y Goldberg, S. R. 2001. *Falcaustra lowei* n. sp. and other helminths from the Tarahumara frog, *Rana tarahumarae* (Anura: Ranidae), from Sonora, México. Source: Journal of Parasitology, 87: 340-344.
- Bursey, C. R. y Golderg, S. R. 2007. A new species of *Oxyascaris* (Nematoda, Cosmocercidae) in the Costa Rica brook frog, *Duellmanohyla uranochroa* (Anura, Hylidae). Acta Parasitologica, 52: 58-61.

- Burseý, C. R. y Brooks, D. R. 2011. Nematode Parasites of Five Species of Turtles from the Area de Conservación Guanacaste, Costa Rica, with Description of a New Species of *Falcaustra*. *Comparative Parasitology*, 78: 107-119.
- Caballero y C. E. 1935. Nematodos parásitos de los batracios de México. III. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*. 6: 103-117.
- Caballero y C. E. 1949b. Estudios helmintológicos de la región oncocercosa de México y de la República de Guatemala. *Nematoda*, 5ª Parte. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, serie zoología*, 20, 279–292.
- Caballero, C. E. y Sokoloff, D. 1934c Segunda contribución al conocimiento de la parasitología de *Rana montezumae*, con un resumen, descripción de una nueva especie, clave del género *Haematoloechus*. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*. 5: 5-40.
- Caballero-Deloya, J. 1974. Estudios helmintológicos de los animales silvestres de la Estación de Biología Tropical “Los Tuxtlas”, Veracruz. *Nematoda* 1. Algunos nemátodos parásitos de *Bufo horribilis* Wiegmann, 1833. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*. 45: 45–50.
- Cabrera-Guzmán, E. 2002. Comunidades de helmintos parásitos de *Rana cf. forreri* Boulenger, 1883 (Amphibia: Ranidae en dos localidades del municipio de Acapulco, Guerrero, México. Tesis de licenciatura, 130 pp.
- Cabrera-Guzmán, E., León-Règagnon, V. y García-Prieto, L. 2007. Helminth Parasites of the Leopard Frog *Rana cf. forreri* (Amphibia: Ranidae) in Acapulco, Guerrero, México, *Comparative Parasitology*, 74: 96-107.
- Cabrera-Guzmán, E., Garrido-Olvera, L., y León-Règagnon, V. 2010, Helminth Parasites of the Leopard Frog *Lithobates* sp. Colima (Amphibia: Ranidae) from Colima, México, *Journal of Parasitology*, 96: 736-739.

- Coil, W. H. 1954. Contributions to the life cycle of *Gorgoderina* tremátodos, American Midland Naturalist, 32: 481-500.
- Cort, W. W. 1915. North American frog lung flukes. Transactions of the American Microscopical Society, 34: 150-160.
- Dronen, N. O. 1978. Host-parasite population dynamics of *Haematoloechus coloradensis* Cort, 1915 (Digenea: Plagiorchiidae). The American Midland Naturalist, 99: 330-349.
- Durette-Desset, M. C. 1985. Trichostrongyloid Nematodes and their vertebrate host: Reconstruction of the phylogeny of a parasitic group Advances. Parasitology, 24: 239-306.
- Dyer, W. G. y Brandon, R. A. 1973. New host records of *Hedruris siredonis*, *Falcaustra elongata*, and *Falcaustra mascula* from Mexican salamanders. Proceedings of the Helminthological Society of Washington, 40: 27-30.
- Esch, G. W. y Fernández, J. C. 1993. A functional biology of parasitism: Ecological and evolutionary implications. Cambridge, Chapman y Hall, New York. 337 pp.
- Espinoza-Jiménez, A., García-Prieto, L., Osorio-Sarabia, D., y León-Règagnon, V. 2007. Checklist of Helminth Parasites of the Cane Toad *Bufo marinus* (Anura: Bufonidae) From Mexico. Journal of Parasitology, 93: 937-944.
- Esslinger, J. H. 1986. Redescription of *Foleyellides striatus* (Ochotereana and Caballero, 1932) (Nematoda: Filarioidea) from a Mexican Frog, *Rana montezumae*, with Reinstatement of the Genus *Foleyellides* Caballero, 1935. Proceedings of the Helminthological Society, 53: 218-223.
- Falcón-Ordaz, J., Winfield-Pérez, C., Mendoza-Garfias, B., Parra-Olea, G. y Pérez-Ponce de León, G. 2007. *Cosmocerca acanthurum* n. sp. (Nematoda: Cosmocercidae) in *Pseudoeurycea leprosa* and *Chiropterotriton orculus* from the Transmexican Volcanic Belt, Central Mexico, with a checklist of the helminth parasites of plethodontid salamanders. Zootaxa, 1434: 27-49.
- Flores-Villela, O. 1993. Herpetofauna Mexicana, Lista anotada de las especies de anfibios y reptiles de México, cambios taxonómicos recientes, y

nuevas especies. Carnegie Museum of Natural History Special Publications, 17: 1-73.

- Flores-Villela, O., Geréz, P. 1994. Biodiversidad y conservación en México: vertebrados, vegetación y uso del suelo, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad y Universidad Nacional Autónoma de México, Ediciones Técnico Científicas S. A. de C. V., México, 440 pp.
- Flores-Villela, O., Canseco-Márquez, L. 2004. Nuevas Especies y Cambios Taxonómicos para la Herpetofauna de México. Acta Zoologica Mexicana, 20: 115-144.
- Frost, D. R., Grant, T., Faivovich, J., Bain, R., Haas, A., Lio H. C., De Sa´R., Channing A., Wilkinson M., Donnellan S., Raxworthy C., Campbell J., Blotto B., Moler P., Drewes R., Nussbaum R., Lynch L., Green D. y Wheeler W. 2006. The amphibian tree of life. Bulletin of the American Museum Natural History, 297: 1-370.
- Galicia-Guerrero, S., Bursey, C. R. Goldberg, R.S. y Salgado-Maldonado, G. 2000 Helminths of two sympatric toad species, *Bufo marinus* (Linnaeus) and *Bufo marmoratus* Wiegmann, 1833 (Anura: Bufonidae) from Chamela, Jalisco, México. Comparative Parasitology, 67: 129-133.
- García-Altamirano, I., Pérez-Ponce de León, G. y García-Prieto, L. 1993. Contribución al conocimiento de las comunidades de helmintos de dos especies de anfibios endémicos del lago de Pátzcuaro, Michoacán: *Rana dunni* y *Ambystoma dumerilli*. Cuadernos Mexicanos de Zoología 1: 73-80.
- García-Prieto, L., Ruíz-Torres, N. Osorio-Sarabia, D. y Merlo-Serna, A. 2014. *Foleyellides rhinellae* sp. nov. (Nematoda, Onchocercidae) a new filaria parasitizing *Rhinella marina* (Anura, Bufonidae) in México. Acta parasitológica, 59: 478-484.
- Gibson, D. I., Jones, A. y Bray R. 2001. Keys to the Tremátoda. Volume 1. CABI Publishing and the Natural History Museum. London, U.K., 521 pp.
- Goldberg, S. R., y Bursey C. R. 2002. Helminth parasites of seven anuran species from Northwestern Mexico. Western North American Naturalist 62: 160-169.

- Goldberg, S. R., Bursey, C. R. y Gergus, E. W. A. 2001. Helminth communities of subpopulations of the Pacific Treefrog, *Pseudacris regilla* (Hylidae), from Baja California, Mexico. *Southwest Naturalist*, 46: 223-230.
- Goldberg, S. R., Bursey, C. R., Salgado-Maldonado, G., Báez-Valé, R. y Cañeda-Guzmán, C. 2002. Helminth parasites of six species of anurans from Los Tuxtlas and Catemaco Lake, Veracruz, México. *Southwestern Naturalist*, 47: 293-299.
- González, C. E. y Hamann, M. I. 2007. Nematode parasites of two species of *Chaunus* (Anura: Bufonidae) from Corrientes, Argentina. *Zootaxa*, 13: 27-34.
- González, C. E. y Hamann, M. I. 2008. Nematode parasites of two anuran species *Rhinella schneideri* (Bufonidae) and *Scinax acuminatus* (Hylidae) from Corrientes, Argentina. *Revista de Biología Tropical*, 56: 21-47.
- Grismer, L. 2002. Amphibians and reptiles of Baja California. Including its Pacific islands and the islands in the Sea of Cortes. University of California Press, Berkeley, 399 pp.
- Grump, M. L. 2010. Amphibian diversity and life history. En: Dodd, K. C. Jr. *Amphibian ecology and conservation a handbook of techniques*. Oxford University press, United States of America, 3-19 pp.
- Guillén-Hernández, S., Salgado-Maldonado, G. y Lamothe-Argumedo, R. 2000. Digenean (Plathelminthes: Trematoda) of seven sympatric species of anurans from Los Tuxtlas, Veracruz, Mexico. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 35: 10-13.
- Harding, J. H. 1997. *Amphibians and Reptiles of the Great Lakes Region*. University of Michigan Press, 378 pp.
- Harwood, P. D. 1932. The helminths parasitic in the Amphibia and Reptilia in Houston, Texas and vicinity. *Proceedings of the U.S. National Museum* 81: 1-71.
- Hedrick, L. R. 1935. Taxonomy of the nematode genus *Spiroxys* (family Spiruridae): The life history and morphology of *Spiroxys contortus* (Rudolphi); Nematoda: Spiruridae. *Journal of parasitology*, 21: 309 pp.

- Hillis, D. M. 1988. Systematics of the *Rana pipiens complex*: puzzle and paradigm. Annual Review Ecology Evolution and Systematics, 19: 39-63.
- Hillis, D. M. y Frost, J. S. 1985. Three new species of leopard frogs (*Rana pipiens complex*) from the Mexican Plateau. Occasional. Papers Museum of Natural History University of Kansas, 117: 1-14.
- Hillis, D. M. y Wilcox, T. P. 2005. Phylogeny of the New World true frogs (*Rana*), Molecular Phylogenetics and Evolution 34: 299-314.
- Hillis, D. M., Frost, J., Wright D. A., 1983. Phylogeny and biogeography of the *Rana pipiens complex*: a biochemical evaluation. Systematic Zoology, 32: 132-143.
- Hoffman, G. L. 1999. parasites of north American freshwater fishes. 2<sup>a</sup> edition Cornell university Press, Ithaca, New York, 539 pp.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía, Marco Geoestadístico Nacional 2010 en: [www.inegi.org.mx](http://www.inegi.org.mx). 20-11-2013
- Jones, A., Bray, R. y Gibson, D. I. 2001. Keys to the Trematoda. Volume 2. CABI Publishing and the Natural History Museum. London, 745 pp.
- Kuzmin, Y., Tkach, V. V. y Snyder, S. D. 2003. The Nematode Genus *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae) from Amphibians and Reptiles of the Nearctic. Comparative Parasitology, 70: 101-114.
- Lamothe-Argumedo, R. 1997. Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. AGT Editor S.A. México. 43 pp.
- León-Règagnon, V., Brooks, D. R. y Perez-Ponce de León. 1999. Differentiation of Mexican Species of *Haematoloechus* Looss, 1899 (Digenea: Plagiorchiformes): Molecular and Morphological Evidence. The Journal of Parasitology, 85: 935-946.
- León-Règagnon, V., Guillén-Hernández, S. y Arizmendi-Espinosa, M. 2005a. Intraspecific variation of *Haematoloechus floedae* Harwood, 1932 (Digenea: Plagiorchiidae), from *Rana* spp. in north and Central America. Journal of Parasitology, 91: 915-921.

- León-Règagnon, V., Martínez-Salazar, E.A., Lazcano-Villarreal, D. y Rosas-Valdéz, R. 2005b. Helminth parasites of four species of anurans from Nuevo León, Mexico. *Southwestern Naturalist*, 50: 251-258.
- Machado-Filho, D. A. 1950. Revisao do genero *Prosthenorchis* Travassos, 1915 (Acanthocephala). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 48: 495-544.
- Mata-López, R., Garcia-Prieto, L. y León-Règagnon, V. 2002. Infracomunidades de helmintos parásitos de *Ambystoma lermaensis* (Caudata: Ambystomatidae) en Lerma, México. *Revista de Biología Tropical*, 50: 303-307.
- Martínez-Salazar, E. A. 2008. Sistemática y biogeografía del género *Rhabdias* Stille y Hassall 1905 (Nematoda: Rhabdiasidae) en México. Tesis doctoral, 495 pp.
- Monet-Mendoza, A., Osorio-Sarabia, D. y García-Prieto, L. 2005. Helminths of the Virginia opossum *Didelphis virginiana* (Mammalia: Didelphidae) in Mexico. *Journal of Parasitology*, 91: 213-219.
- Moravec, F. y Kaiser, H. 1994. Description of *Cosmocerca longispicula* sp. nov. (Nematoda: Cosmocercidae), a parasite of a Dendrobatid frog from Martinique, French Antilles. *Parasitol Reserver*, 80: 29-32.
- Muñoz, A. 1992. Riqueza, diversidad y estatus de los anfibios amenazados en el sureste de México; una evaluación para determinar las posibles causas de la declinación de sus poblaciones, Colegio de la Frontera Sur.
- Ochoterena, I. y Caballero, E. 1932. Una nueva filaria parásita de las ranas. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*, 3, 29-32.
- Ostrowsky de N. 1992. Fauna de agua dulce de la República de Argentina. Vol. 9. Trematoda. Fascículo 1. Furcocercaria. PROFADU. La Plata. Argentina. 55 pp.
- Paredes-Calderón, L., León-Règagnon, V. y García-Prieto, L. 2004. Helminth infracommunities of *Rana vaillanti brocchi* (Anura: Ranidae) in los Tuxtlas, Veracruz, México. *Journal of Parasitology*, 90: 692-696

- Paredes-León, R., García-Prieto, L., Guzmán-Cornejo, C., León-Règagnon, V. y Pérez, T. M, 2008, Metazoan parasites of Mexican amphibians and reptiles, *Zootaxa* 1904, Magnolia Press Auckland, New Zealand. 166 pp.
- Pearse, A. S. 1936. Parasites from Yucatan. Publication of the Carnegie Institution of Washington, 457: 45-59.
- Pérez-Ponce de León, G. 2005. Biodiversity and biogeographic patterns in the mesa central of México: insights from host-parasite Systems. *Journal of Parasitology*, 89: 126-133.
- Pérez-Ponce de León, G., y García-Prieto, L. 2001. Los parásitos en el contexto de la biodiversidad y la conservación. CONABIO. *Biodiversitas* 34:11-15.
- Pérez-Ponce de León, G., León-Règagnon, V., García-Prieto, L. y Razo-Mendivil, U. 2000. Digenean fauna of Amphibians from central México: Nearctic and Neotropical influences. *Comparative parasitology*, 67: 92-106.
- Pulido-Flores, G. 1994. Helminths of *Rana dunnii* especie endémica del lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. *Anales del Instituto de Biología de Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*. 65: 205-207.
- Ramírez-Lezama, J. y Osorio-Sarabia, D. 2002. Lesiones histológicas en músculo esquelético, causadas por larvas de *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) en ranas comestibles del Lago de Cuitzeo, Michoacán, México. *Veterinaria México*, 33: 335-341.
- Richardson, D. J. 2006. Life Cycle of *Oligacanthorhynchus tortuosa* (Oligacanthorhynchidae), an Acanthocephalan of the Virginia Opossum (*Didelphis virginiana*). *Comparative Parasitology*, 73: 1-6.
- Romero-Mayen, A. R. 2011. Fauna helmintológica de *Lithobates Ppsilon* (Webb, 2001) en dos localidades del occidente de México. Tesis de maestría. 90 pp.
- Sanders, O. 1973. A new leopard frog (*Rana berlandieri brownorum*) from southern México. *J. Herpetol.* 7: 87-92.

- Snyder S. D. y Janovy J. 1996. Behavioral basis of second intermediate host specificity among four species of *Haematoloechus* (Digenea: Haematoloechidae). *Journal of Parasitology*, 82: 94-99.
- Teixeira de Freitas, J. F. 1958. Estudos sobre “Oxyascarididae” (Travassos, 1920) (Nematoda, Subuluroidea). *Memórias do instituto Oswaldo Cruz*, 56: 489-540.
- Vicente, J. J., Rodríguez H. O., Gomes C. D. y Pinto R. M. 1991. Nematóides do Brasil 2ª parte: Nematóides de Anfíbios. *Revista Brasileira de Zoología*, 7: 549-629.
- Vidal-Martinez, V., Aguirre-Macedo, L., Scholz T. González-Solís, D. y Mendoza-Franco, E. 2002. Atlas de los helmintos parásitos de cíclicos de México. Instituto Politécnico Nacional. 183 pp.
- Vitt, L., J. y Caldwell, J. P. 2011. *Herpetology: An introductory biology of Amphibians and reptiles*. Elsevier Incorporation, 757 pp.
- Vogt, R. C., Villarreal. J. L. y Pérez-Higareda, G. 1997. Lista anotada de anfibios y reptiles. En E. González–Soriano, R. Dirzo y R. C. Vogt (eds). *Historia Natural de Los Tuxtlas*. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 507-528.
- Walton, A. C. 1929. Studies on some nematodes of North American frogs I. *Journal of Parasitology*, 15: 228-249.
- Yamaguti, S. 1961. *Systema Helminthum. The Nematodes of Vertebrates*. Interscience, New York, 3: 679 pp.
- Yamaguti, S. 1963. *Systema Helminthum. Acanthocephala*. Interscience, New York. 5: 423 pp.
- Yamaguti, S. 1971. *Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates*. Keigaku Publishing. Tokyo Vol. I, 1974 pp. Vol. II, 349 grabados.
- Yamaguti, S. 1975. *A synoptical review of life histories of digenetic trematodes of vertebrates*. Keigako publishing, tokio. 327 pp.
- Yáñez-Arenas, C. A. y Guillén-Hernández, S. 2010, Helminth fauna of *Lithobates brownorum* (Anura: Ranidae) at three localities in the state of Yucatán, México, *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 81: 191-195.

- Zaldívar-Riverón, A., León-Regagnon, V., y Nieto-Montes de Oca, A., 2004. Phylogeny of the Mexican coastal leopard frogs of the *Rana berlandieri* group based on mtDNA sequences. *Molecular Phylogenetics Evolution*, 30: 38-49.

## **ANEXOS**

## **Anexo A**

### TÉCNICAS PARA TINCIÓN DE HELMINTOS

Paracarmín de Meyer

- 1.- Lavar en alcohol al 96%, dos cambios de 10 minutos cada uno.
- 2.- Teñir con Paracarmín de Meyer durante 8 a 10 minutos.
- 3.- Lavar con alcohol al 96% para quitar el exceso de colorante durante 5 o más minutos.
- 4.- Diferenciar en alcohol acidulado al 2% con ácido clorhídrico, hasta que los bordes del gusano queden blancos y los órganos internos visiblemente teñidos.
- 5.- Lavar con alcohol al 96% por uno o dos minutos para evitar que el alcohol ácido siga actuando.
- 6.- Lavar con alcohol absoluto durante 20 o 30 minutos.
- 7.- Aclarar en salicilato de metilo no más de 15 minutos.
- 8.- Montar con bálsamo de Canadá, el parásito debe quedar ventral, vertical y en el centro de la preparación.
- 9.- Etiquetar con los datos de la recolecta.

## **Anexo B**

### TÉCNICA PARA PREPARAR Y ESTUDIAR NEMATODOS.

1. Se coloca cada uno de los ejemplares en una solución aclarante como lactofenol de Amman, líquido de Lent, glicerina etc. por unos minutos o varias horas, según el tamaño y grosor de los ejemplares.
2. Una vez aclarados si son demasiado gruesos, antes de observarlos al microscopio se ponen en un portaobjetos limpio entre dos calcitas de papel o cartón, con suficiente líquido y encima se les pone un cubreobjetos, que permite rodarlos si es necesario y evita que se aplanen demasiado y se rompan.

3. una vez montados se miden y dibujan procurando observar todas aquellas estructuras esenciales para su determinación taxonómica.
4. se desmontan con la ayuda de un pincel y se colocan en un frasco que contenga alcohol al 70% y se etiquetan con todos los datos de colecta.

## **Anexo C**

### ANÁLISIS MOLECULAR

#### **Extracción de ADN con el Kit Wizard SV Genomic DNA Purification System (Promega)**

1. Colocar 20 mg de tejido de la muestra en un tubo eppendorf de 1.5 ml.
2. Añadir 275 µl de la solución de digestión a cada tubo:

<b>Solución de Digestión</b>	<b>Volumen</b>
<b>Mezcla Maestra</b>	<b>por Muestra</b>
Solución de Lisis Nuclear	200 µl
0.5 M EDTA (pH 8.0)	50 µl.
Proteinasa K, 20mg/mL	20 µl.
Solución RNasa, 4mg/mL	5 µl.
<b>Volumen Total</b>	<b>275 µl.</b>

Incubar los tubos de muestra durante la noche (16-18 horas) a 55 ° C.

4. Añadir 250 µl. de Buffer de lisis a cada muestra. Mezclar con vortex.
5. Procesar el lisado tan pronto como sea posible después de añadir el tampón de lisis. Si se congela a -70 ° C, se debe descongelar y calentar a 55 ° C durante una

hora antes del procesamiento. Los lisados deben estar calientes para el procesamiento.

**Purificación de ADN genómico a partir de lisado usando una microcentrífuga.**

6. Transferir cada lisado de muestra del tubo de 1.5 ml a una minicolumna ensamblada con el tubo colector.

7. Centrifugar a 12,600 rpm durante 3 minutos.

8. Retirar la minicolumna del ensamble y desechar el líquido del tubo colector. Volver a colocar la minicolumna dentro del tubo colector.

9. Agregar 650 µl. de solución de lavado (con 95% de etanol) a cada muestra. Centrifugar a 12,600 rpm durante 1 minuto. Deseche el líquido del tubo colector. Repita este paso para un total de 4 lavados.

10. Desechar el líquido del tubo colector y volver a montar la minicolumna. Centrifugar durante 2 minutos a 12,600 rpm para secar.

11. Transferir la minicolumna a un tubo nuevo de 1,5 ml. Agregar 200 µl. de agua libre de nucleasa a temperatura ambiente. Incubar durante 2 minutos a temperatura ambiente.

12. Centrifugar a 12,600 rpm durante 1 minuto. No desechar el líquido del tubo de elución.

13. Añadir un adicional de 50 µl de agua libre de nucleasa e incubar a temperatura ambiente durante 2 minutos. Centrifugar a 12,600 rpm durante 2 minutos.

14. Retirar la minicolumna y almacenar el ADN purificado de -20 a -70 °C.

### **XIII. Purificación de productos de PCR con el kit Montage PCR Centrifugal Filter Devices (MILLIPORE)**

1. Insertar la columna de filtración en uno de los 2 viales previstos del mismo kit
2. Pipetear 377  $\mu$ l de agua destilada, sin tocar la membrana con la punta de la pipeta. Añadir 23  $\mu$ l de reacción de PCR (solo fase acuosa) a la columna. Sellar con la tapa unida.
3. Coloque el conjunto en una centrifuga compatible y contrapeso con un dispositivo similar.

NOTA: al colocar el dispositivo montado en el rotor de la centrifuga alinear la correa dentro del rotor.

4. Centrifugar a 3,489 rpm durante 15 minutos.

NOTA: Para un rendimiento óptimo en la recuperación, no centrifugar durante más de 15 minutos o mayor que 3,489 rpm para evitar que ocurra un secado excesivo de la muestra.

5. Retirar el conjunto de la centrifugadora. Separar el vial de la columna de filtración. Guardar el filtrado hasta que se analice la muestra.

#### **Para recuperar el ADN purificado:**

6. Colocar la columna de filtración en posición vertical en un vial limpio y añadir 20  $\mu$ l de agua destilada cuidadosamente hasta el final púrpura del depósito. (Evitar tocar la superficie de la membrana).
7. Invertir la columna y centrifugar a 3,489 rpm durante 2 minutos.
8. Guardar el purificado en congelación hasta su uso.

### **XIV. Purificación de los Productos de Reacción de Secuenciación con Sephadex® G-50 (Columnas Centri-Sep)**

1. Agregar 800  $\mu$ l de Sephadex en suspensión en cada columna estéril, dejándose hidratar por dos horas a temperatura ambiente. Eliminar burbujas de aire en el gel

de la columna mediante la inversión de la columna y golpeándola muy suavemente.

2. Transcurrido ese tiempo, después de que el gel se ha asentado y está libre de burbujas, quitar la tapa superior de la columna y retirar la base de la columna oprimiendo con el dedo la boca de la columna para que el agua comience a fluir colocándose en un tubo colector.

3. Cuando el agua haya drenado totalmente por gravedad, desechar el líquido del tubo colector y centrifugar las columnas a una velocidad de 3000 rpm durante 2 minutos para eliminar el exceso de agua. La posición de la columna tomando la marca de orientación moldeada en la columna debe apuntar hacia fuera del rotor.

4. Desechar el fluido intersticial del tubo colector. No permitir que el material de gel se seque en exceso. Procesar la muestra tomada en los próximos minutos.

### **Procesamiento de muestras**

5. Transferir los 10  $\mu$ l del producto de secuenciación a la parte superior del gel. Cuidadosamente dispensar la muestra directamente sobre el centro de la cama de gel, sin perturbar la superficie del gel. No tocar las paredes de la columna con la mezcla de reacción o la punta de la pipeta de la muestra, ya que esto puede reducir la eficacia de la depuración y posiblemente arruinar el análisis debido a un exceso de colorantes.

6. Colocar la columna en el tubo eppendorf de 1.5  $\mu$ l ya rotulado con la clave de la muestra.

7. Centrifugar a 3,000 rpm durante 2 minutos manteniendo la orientación adecuada de columna. La muestra purificada se acumula en la parte inferior del tubo eppendorf.

8. Desechar el sephadex de la columna en recipiente para desechos no tóxicos. Las columnas, tubos colectores, tapas y bases se colocan en el recipiente dispuesto para lavar.

9. Los tubos eppendorf (con el ADN purificado) se colocan en la centrifuga al vacío, donde se centrifugan hasta secar la muestra. No aplicar calor.

10. Las muestras ya secas se almacenan a una temperatura de -20 °C.

#### **XV. Sephadex en suspensión para rellenar columnas Centri-Sep**

2.6 g de Sephadex.

40 mL de ddH<sub>2</sub>O.

Se mezcla en el vortex hasta que el sephadex se haya disuelto completamente.

Se mantiene en el refrigerador a -20° C.