



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

**ESTUDIO TAXONÓMICO DE ALGUNOS
TREMATODOS DEL TUBO DIGESTIVO DE PECES
DEL PACÍFICO MEXICANO**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGA

P R E S E N T A

MARÍA ANGÉLICA ESTRADA GARCÍA

DIRECTORA DE TESIS: DRA. LORENA GARRIDO OLVERA

Ciudad Universitaria, D. F.





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

DEDICATORIA...

A mis padres Ma. Esther García Villeda y Raúl Estrada Hernández quienes me han brindado su apoyo incondicional a lo largo de mi vida dándome ánimos en cada momento que lo necesitaba, porque gracias a ellos he podido culminar una meta más en mi vida.

A mis hermanos Carolina, Raúl, Natalia y Alejandro, los cuáles han estado siempre a mi lado apoyándome y sobre todo porque han contribuido a mi crecimiento personal y profesional, porque gracias a ellos soy lo que soy, ya que su ejemplo me ha servido para poder superarme y ser mejor cada día. Raúl esto es para ti porque creer en mí incondicionalmente y ¡vamos por Enfermería! , Carolina gracias por todo lo que me has brindado, por estar en todo, por ser esa hermana ejemplar, Natalia a ti, por ser mi gran amiga por ser mi confidente gracias por todo lo que me das, Alejandro eres el más pequeño y este trabajo lo finalice a tu lado gracias por darme ánimos cuando nadie más se daba cuenta, esto es para ti porque sé que tu también lograras en un futuro algo muy grande. Los amo hermanos.

A mi sobrino Alex que aunque te encuentres lejos siempre estás en mis pensamientos, y fuiste y eres motivo para que yo siga adelante.

A mi abuelita Alicia a quien le hubiese llenado de alegría presenciar la culminación de esta meta en mi vida, pero se que desde donde se encuentra será testigo.

A mis abuelos Concepción y Juan, a mis tíos con los cuáles he vivido a lo largo de mi vida, en especial a mi tío Felipe que desde pequeña me cuido y ayudo con mis tareas y proyectos escolares haciéndolos más amenos y divertidos, quién es como mi segundo padre ya que siempre ha estado detrás de una locura mía.

A mis primos en especial a Cinthia, Mariana y Rosario quienes juntas siempre reímos y me acompañan en mis logros , las quiero nenas.

A mis mejores amigas Marlene y Liliana quienes ha estado a mi lado en los peores y mejores momentos de mi vida y quienes también estuvieron desde el comienzo de este Trabajo, y el inicio de esta aventura de ser Bióloga gracias por las risas, lagrimas juntas, las quiero.

A Carla y René amigos que estuvieron presentes en el inicio y final de este proyecto, quienes siempre me sacaban una sonrisa cuándo algo iba mal y quienes han estado a mi lado incondicionalmente.

A todos mis amigos de la Fes Iztacala Vale, Flavio, Hugo, Adry, Joel, Ale, Vale Quintero, Kary quienes también formaron parte de este trabajo y fueron testigos del esfuerzo para poder concluir este episodio, que con sus preguntas de ¿Cómo va la tesis Bióloga? Fueron determinantes para que diera prisa a concluir este trabajo. Y que gracias a todos ellos he vuelto reír más que en otro lado.

A mi asesora Lorena Garrido por creer en mí, apoyarme y dirigirme cuándo mi proyecto de Tesis no tenía timón, Lore mil gracias por todos tus consejos por vivir conmigo esta meta en mi vida, eres pieza fundamental en la culminación de este trabajo sin ti no hubiera sido posible, gracias por ser una de mis mejores Profesoras, gracias por compartir tus conocimientos conmigo.

A mis compañeros Helminólogos Lulú, Lupita, Karla, Mario, Jahir y Ricardo quienes vivieron a mi lado altas y bajadas, quienes siempre tuvieron una palabra de aliento y retroalimentaban mi trabajo con sugerencias y opiniones, ¡Gracias! Chicos por todas esas risas que hacían que las estancias en el Laboratorio fueran más cortas y amenas, los quiero!

A ti que no sé donde te encuentres, ni como te llames , pero que se que en un momento llegaras a mi vida.

A ti Dios porque has estado presente en mi vida, me has levantado en los momentos más difíciles, gracias por darme la fuerza para seguir y no desistir en el camino, simplemente gracias por todo lo que me has dado.

AGRADECIMENTOS

A la Universidad por darme la oportunidad de ser parte de su comunidad, por brindarme una segunda oportunidad al entrar a una segunda Carrera.

Al M. C Luis García Prieto por su apoyo en este trabajo ya que con sus comentarios, sugerencias y apoyo bibliográfico hicieron que este trabajo llegara a su conclusión. Porque siempre estaba abierto a orientarme cuándo así requería. Gracias Luis por esos momentos de risas que ocasionaban que la estancia o las clases fueran más amenas. Te admiro por ser una gran persona, porque antes de ser Maestro y jefe te convertías en un amigo para nosotros.

Al M. C David Osorio que también formo parte del desarrollo de este Trabajo, quién me oriento y me escucho con atención en los momentos que lo necesitaba y siempre estaba abierto ayudarme, gracias David por el material que compartiste para poder llevar a cabo este trabajo y del cual se genero mucha información nueva.

A la Doctora Rosario Mata por sus enseñanzas y sugerencias las cuáles no solo me ayudaron a mejorar mi escrito, sino también a mi crecimiento profesional y personal. Gracias Rosario porque fue en tus clases de Animales I donde inicio mi interés por los helmintos y donde inicie esta aventura.

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	1
ANTECEDENTES.....	5
OBJETIVOS.....	8
MATERIAL Y MÉTODOS	9
RESULTADOS.....	10
<i>Diplangus mexicanus</i>	12
<i>Genolinea laticauda</i>	16
<i>Ophisthadena dimidia</i>	20
<i>Hypocreadium myohelicatum</i>	31
<i>Opecoelina scorpaenae</i>	37
<i>Pachycreadium gastrocotylum</i>	41
<i>Pseudopecoelus sp.nov.</i>	45
CONCLUSIONES.....	49
BIBLIOGRAFÍA.....	50
APÉNDICE I	54

INTRODUCCIÓN

El parasitismo es una relación entre distintas especies, en la que el parásito depende metabólicamente del hospedero y aunque siempre le provoca daño, normalmente no provoca su muerte. Sin embargo, el hospedero puede morir a causa de una infección secundaria o sufrir alteraciones en su crecimiento. Cabe mencionar que esta relación tiene una implicación ecológica, pues el parásito obtiene beneficios del hospedero como protección y hábitat (Bush *et al.*, 1997; Poulin, 2000).

Los parásitos no pertenecen a un sólo grupo taxonómico, de hecho casi todos los Phyla del Reino Animal tienen representantes parásitos, entre ellos están los helmintos. El término “helminto” se utiliza para referirse a especies de aspecto vermiforme (gusanos) que parasitan a otros organismos. Los helmintos son un grupo abundante en la naturaleza, que no refleja relaciones filogenéticas, ya que bajo este término se incluyen representantes de cuatro Phyla: Platyhelminthes, Acanthocephala, Nematoda y Annelida (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

Los platelmintos o gusanos planos agrupan a una gran cantidad de organismos muy heterogéneos que viven asociados a una gran variedad de animales. Este grupo abarca desde especies de vida libre como los turbelarios hasta especies parásitas como los cestodos (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988). Dentro de los platelmintos también se encuentran los trematodos, término propuesto por Rudolphi en 1808 que deriva del griego “*trema*” que significa agujero y “*trao*” que significa atravesar, lo cual se refiere a los órganos de fijación a los que denominamos ventosas (comúnmente dos), una rodeando la boca (ventosa oral) y otra posterior (ventosa ventral o acetábulo) (Noble y Noble, 1965) (Figura 1).

Los trematodos son organismos acelomados, que presentan un aparato digestivo generalmente incompleto, conformado por boca, faringe, esófago e intestino. La boca se encuentra localizada en el extremo anterior del cuerpo, en el centro de la ventosa oral (excepto en los Gasterostomata, en los cuales la boca se encuentra ventralmente en la región ecuatorial). La faringe es musculosa y le continúa un esófago casi siempre corto, formado por células epiteliales, que a su vez comunica con el intestino, el cual se bifurca



dando origen a dos ciegos, que terminan en la región posterior del cuerpo (Lamothe-Argumedo, 2010) (Figura 1).

El aparato excretor es protonefridial, con numerosas células en flama distribuidas en el parénquima siguiendo un patrón característico para cada especie. Cada una de las células en flama comunica con un túbulo colector que desemboca en un conducto excretor, que a su vez se abre en la vesícula excretora (Lamothe-Argumedo, 2010).

La mayoría de los trematodos son hermafroditas, pero se conocen formas dioicas con dimorfismo sexual, tal es el caso de la familia Shistosomatidae. La reproducción sexual puede tener lugar por autofecundación o por fecundación cruzada. El aparato reproductor masculino consta generalmente de dos testículos que pueden estar ramificados, aunque puede haber sólo uno o más de dos. De cada testículo sale un conducto eferente, los vasos eferentes se unen formando un vaso deferente común (en algunas especies, se ensancha formando una vesícula seminal), que desemboca en la bolsa del cirro. Cuando no existe una bolsa del cirro, hay un conducto eyaculador que desemboca en el poro genital. El aparato reproductor femenino es complejo y se encuentra constituido generalmente por un sólo ovario, cuya posición y forma son de importancia taxonómica. Del ovario parte un oviducto que en su región distal se encuentra rodeado por las células de la glándula de Mehlis, recibiendo entonces el nombre de ootipo, a esta estructura llegan los viteloductos provenientes de las glándulas vitelógenas para salir al útero y el conducto de Laurer. El primero desemboca en el poro genital, mientras que el segundo lo hace sobre la línea media en la región dorsal del cuerpo. Los huevos por lo general son pequeños, de cáscara amarilla, sin filamentos y operculados (Schmidt y Roberts, 1977) (Figura 1).

Los trematodos presentan un ciclo biológico con diferentes estadios: huevo, miracidio, esporocisto, redia, cercaria, metacercaria y adulto. Algunas de estas fases son de vida libre y otras parásitas, poseen diferentes etapas de desarrollo en el medio, lo cual depende de su especificidad y su ciclo de vida (Figura 2). Estos platelmintos pueden presentar ciclos de vida sencillos o complejos, es decir, pueden intervenir uno o varios hospederos, el primer hospedero es casi siempre un molusco y los demás son invertebrados o vertebrados (Lamothe-Argumedo, 2010; García Prieto *et al.*, 2014)



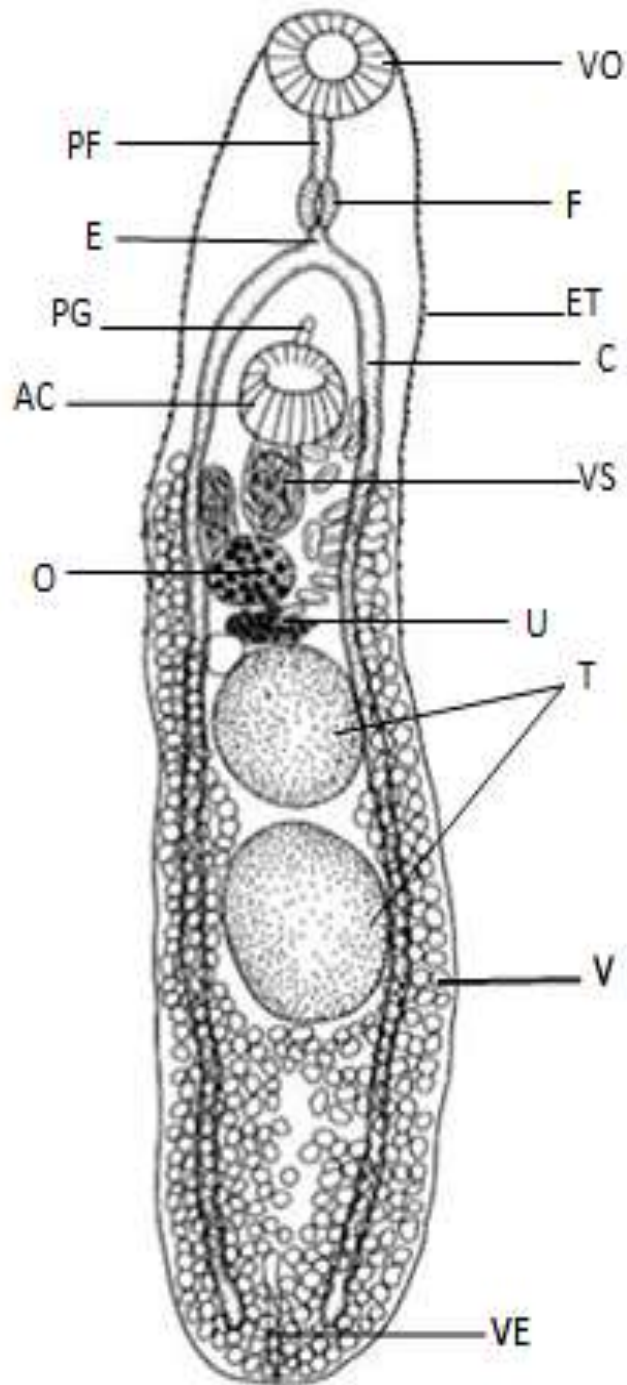


Figura 1: Esquema general de un trematodo (Modificado de Linton, 1940).

AC: acetábulo, C: ciego, E: esófago, ET: espinas tegumentarias, F: faringe, O: ovario,
 PF: prefaringe, PG: poro genital, T: testículos, U: útero, V: vitelógenas, VE: vesícula excretora,
 VO: ventosa oral



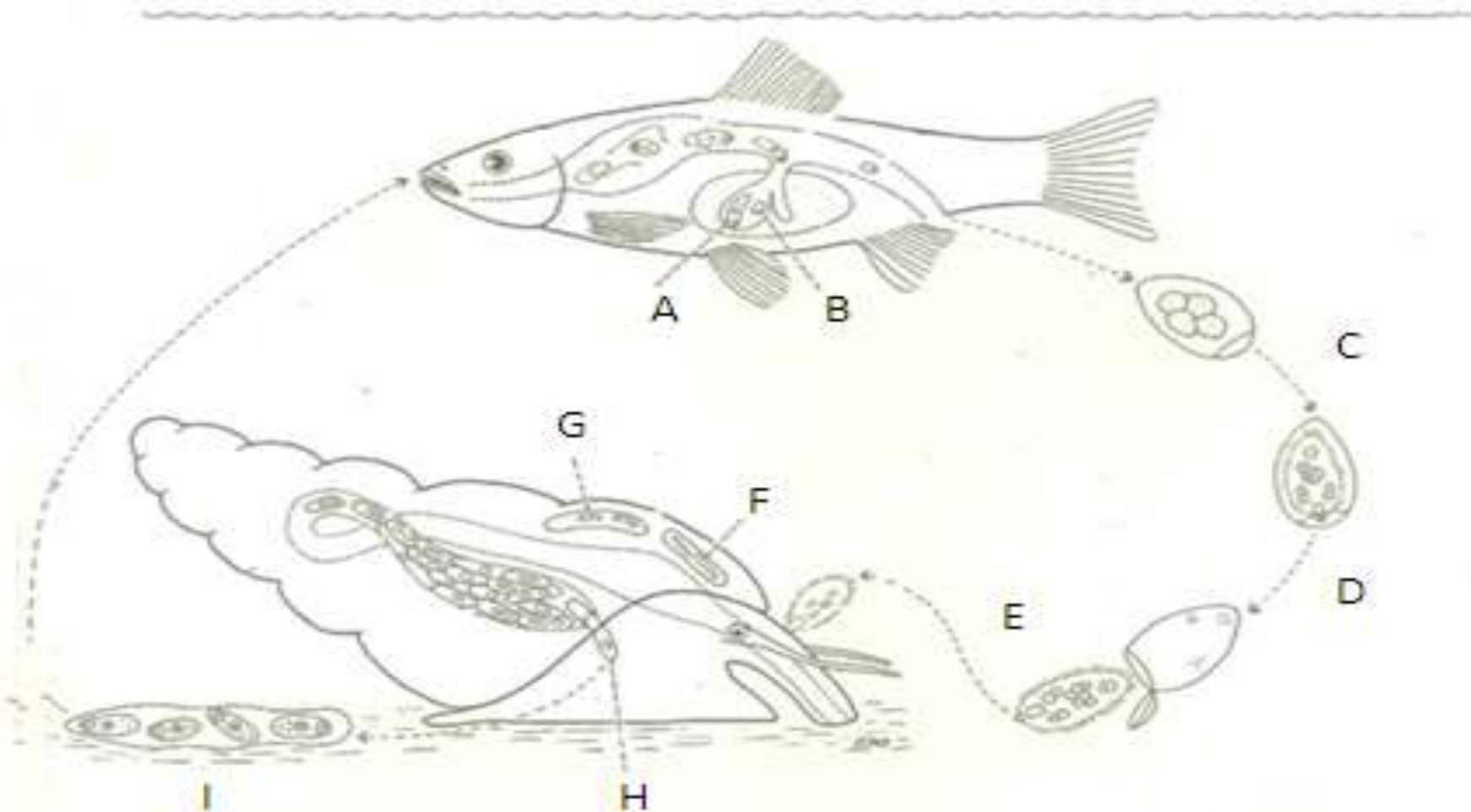


Figura 2: Ciclo de vida representativo de trematodos parásitos de peces (Modificado de Olsen, 1974). A: adulto, B: huevo, C: los huevos salen con las heces al agua, D: los huevos eclosiona en el agua en 15 a 20 días, E: miracidio, F: esporocisto, G: redias, H: cercarías, I: metacercaria



ANTECEDENTES

Actualmente sabemos que los helmintos son un grupo muy diverso en el Reino animal, pues el número estimado de especies va de 23,670 y 52,000 (Hugot *et al.*, 2001; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2011), con aproximadamente 13,570 a más de 40,000 especies nominales de platelmintos. Los peces son el grupo de hospederos de helmintos más estudiado en México, debido probablemente a que son los hospederos más asequibles de obtener además de su valor comercial implícito. En consecuencia, los peces actinopterigios cuentan con el mayor número de registros helmintológicos (más de 589 especies), siendo los trematodos el grupo más rico con 544 especies (García Prieto *et al.*, 2014).

Los primeros registros de trematodos en el Pacífico mexicano fueron realizados por Manter a finales de la década de los años treinta y a principios de los cuarentas (Manter, 1934, 1936, 1940). Desde entonces se han registrado aproximadamente 200 especies que parasitan a peces de más de 60 familias distribuidas a lo largo de esta vertiente. De ellas, 189 taxones han sido registrados sólo del tubo digestivo de sus hospederos (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007).

Las familias de trematodos Opecoelidae, Acanthocolpidae y Hemiuridae poseen la mayor riqueza de especies (26, 15 y 20, respectivamente), mientras que Accacoeliidae, Aspidogasteridae, Dictysarcidae, Didymozoidae, Diplangidae, Enenteridae, Gyliuchenidae, Haploplanchnidae, Haploplanchnidae, Hirudinellidae, Opistholebetidae, Ptychogonimidae, Sanguinicolidae, Sclerodistomidae y Zoogonidae están representadas por no más de cuatro especies. En cuanto a la distribución geográfica, Acanthocolpidae y Lepocreadiidae son las familias más ampliamente distribuidas, ya que sus especies han sido reportadas en ocho estados de los 11 que tienen litoral en esta zona del territorio nacional. Con respecto a los hospederos, las familias Carangidae, Serranidae, Lutjanidae y Haemulidae albergan una mayor riqueza de especies de trematodos (Cuadro 1)



Cuadro 1. Diversidad de especies de trematodos registradas en el tubo digestivo de peces marinos del Pacífico mexicano (Obtenida de Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007; Maldonado Tapia, 2010; Rodríguez-Santiago *et al.*, 2014).

TREMATODOS	PECES	DISTRIBUCIÓN POR ESTADO
Familia (especies)	Familia (especies)	
Acanthocolpidae (15)	Carangidae (5), Sciaenidae (3), Clupeidae (1), Balistidae (2), Haemulidae (2), Lutjanidae (1), Paralichthyidae (1), Serranidae (1), Malacanthidae (1)	2, 3, 6, 12, 14, 18, 20, 25, 26
Accacoeliidae (2)	Coryphaenidae (1)	3, 26
Allocreadiidae (7)	Salmonidae (1), Mugilidae (1)	2, 14
Apocreadiidae (11)	Gerreidae (2), Balistidae (1), Tetraodontidae (1), Malacanthidae (2)	2, 12, 14, 20, 25, 26
Aspidogasteridae (1)	Carangidae (2)	14, 18
Bucephalidae (13)	Carangidae (7), Mugilidae (1), Serranidae (9), Centropomidae (1), Paralichthyidae (1), Scorpaenidae (1), Muraenidae (1), Sciaenidae (1), Dasyatidae (1)	3, 6, 14, 25
Cryptogonimidae (17)	Ariidae (1), Centropomidae (2), Cirrhitidae (1), Gobiidae (1), Haemulidae (1), Lutjanidae (3), Paralichthyidae (1)	2, 3, 12, 14, 18, 20
Dictysarcidae (1)	Ariidae (3)	3
Didymozoidae (2)	Scombridae (1), Sciaenidae (1)	2, 14, 25
Diplangidae (2)	Balistidae (1), Haemulidae (4), Sciaenidae (2)	2, 14, 25
Enenteridae (4)	Kyphosidae (1)	3, 14, 18
Fellodistomidae (6)	Tetraodontidae (2), Balistidae (1), Carangidae (2), Malacanthidae (1)	2, 3, 14, 20, 26
Gorgoderidae (9)	Carangidae (1), Serranidae (1), Tetraodontidae (2), Balistidae (3)	3, 14, 20, 25
Gy liauchenidae (1)	Acanthuridae (2)	3, 14



Haploporidae (7)	Ariidae (1), Eleotridae (1), Kyphosidae (1), Mugilidae (3)	3, 6, 14,
Haplospilichthys (4)	Mugilidae (2)	14, 25
Hemirhamphidae (20)	Balistidae (1), Coryphaenidae (1), Carangidae (7), Clupeidae (5), Engraulidae (1), Haemulidae (3), Kyphosidae (2), Lutjanidae (3), Muraenesocidae (1), Paralichthyidae (2), Pomacanthidae (2), Pleuronectidae (2), Scombridae (4), Serranidae (5), Sebastidae (1)	2, 3, 6, 14, 25, 26
Hirudinellidae (1)	Carangidae (1), Scombridae (2)	2, 14
Lecithasteridae (9)	Bathylagidae (1), Carangidae (3), Serranidae (2), Lutjanidae (1), Mugilidae (2), Kyphosidae (1), Gobiidae (1)	2, 3, 14, 25
Lepocreadiidae (10)	Atherinopsidae (1), Balistidae (4), Carangidae (1), Clupeidae (1), Diodontidae (2), Haemulidae (1), Labriidae (2), Sciaenidae (2), Serranidae (3), Tetraodontidae (2)	2, 6, 12, 14, 18, 20, 25, 26,
Monorchiidae (10)	Atherinopsidae (1), Balistidae (2), Haemulidae (3), Sciaenidae (1)	2, 14
Opecoelidae (26)	Carangidae (3), Clinidae (1), Clupeidae (2), Cottidae (1), Embiotocidae (1), Haemulidae (2), Lutjanidae (5), Malacanthidae (1), Mullidae (1), Paralichthyidae (1), Pomacentridae (1), Sciaenidae (3), Scorpaenidae (3), Sebastidae (2), Serranidae (7), Synodontidae (1)	3, 6, 12, 14, 20, 26
Opistholebetidae (1)	Diodontidae (1), Tetraodontidae (1)	12, 14
Ptychogonimidae (1)	Triakidae (1)	2, 14
Sanguinicolidae (2)	Kyphosidae (1), Tetraodontidae (1)	3, 14
Sclerodistomidae (2)	Diodontidae (1), Ephippidae (1)	3, 14
Syncoeliidae (3)	Alopiidae (1), Carcharhinidae (1), Myliobatidae (2), Regalecidae (1)	3, 25
Zoogonidae (4)	Embiotocidae (9), Malacanthidae (1)	2, 3

(2) *Baia California Norte*. (3) *Baia California Sur*. (6) *Colima*. (12) *Guerrero*. (14) *Jalisco*. (18) *Navarit*. (20) *Oaxaca*. (25) *Sinaloa*. (26) *Sonora*.



OBJETIVOS

General

- Determinar taxonómicamente algunas especies de trematodos del tubo digestivo de peces del Pacífico mexicano.

Particulares

- Caracterizar morfométricamente a cada una de las especies de trematodos.
- Actualizar la distribución geográfica y hospedatoria de las especies estudiadas.



MATERIAL Y MÉTODOS

El material helmintológico fue colectado por el personal del Laboratorio de Helmintología del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (IBUNAM), durante las décadas de los 50s-80s.

Los peces fueron disectados para obtener cuidadosamente el aparato digestivo y las glándulas anexas, los cuales fueron colocados en cajas Petri con solución salina fisiológica al 0.65% (SSF). Las vísceras fueron examinadas bajo el microscopio estereoscópico, dilacerándolas con agujas de disección. Los parásitos encontrados fueron apartados con la ayuda de pinceles finos y colocados en cajas de Petri pequeñas con solución salina.

Para fijar a los trematodos, cada ejemplar fue puesto en una gota de SSF entre un portaobjetos y un cubreobjetos y se usó el líquido de Bouin (Apéndice I), el cual se introdujo a la preparación por capilaridad. Los parásitos pasaron 24 horas montados y 12 horas más libres del montaje en un frasco con el mismo líquido. Posteriormente, los ejemplares fueron lavados varias veces con alcohol al 70% hasta eliminar el color amarillo dejado por el ácido pícrico y mantenidos en frascos con alcohol al 70% para su posterior procesamiento.

En el laboratorio, los parásitos fueron teñidos con tres técnicas: tricrómina de Gomori, paracarmín de Meyer y hematoxilina de Delafield (Apéndice 1). El material procesado fue dispuesto en preparaciones permanentes montadas con bálsamo de Canadá, las cuáles fueron depositadas en la Colección Nacional de Helmintos (CNHE) del IBUNAM.

Los ejemplares fueron medidos y esquematizados con la ayuda de un microscopio óptico equipado con un ocular calibrado y una cámara clara. Los trematodos fueron identificados a nivel de género con las claves taxonómicas de Gibson y Bray (2002), Jones *et al.* (2005) y Bray *et al.*, (2008), y a nivel específico con literatura especializada .

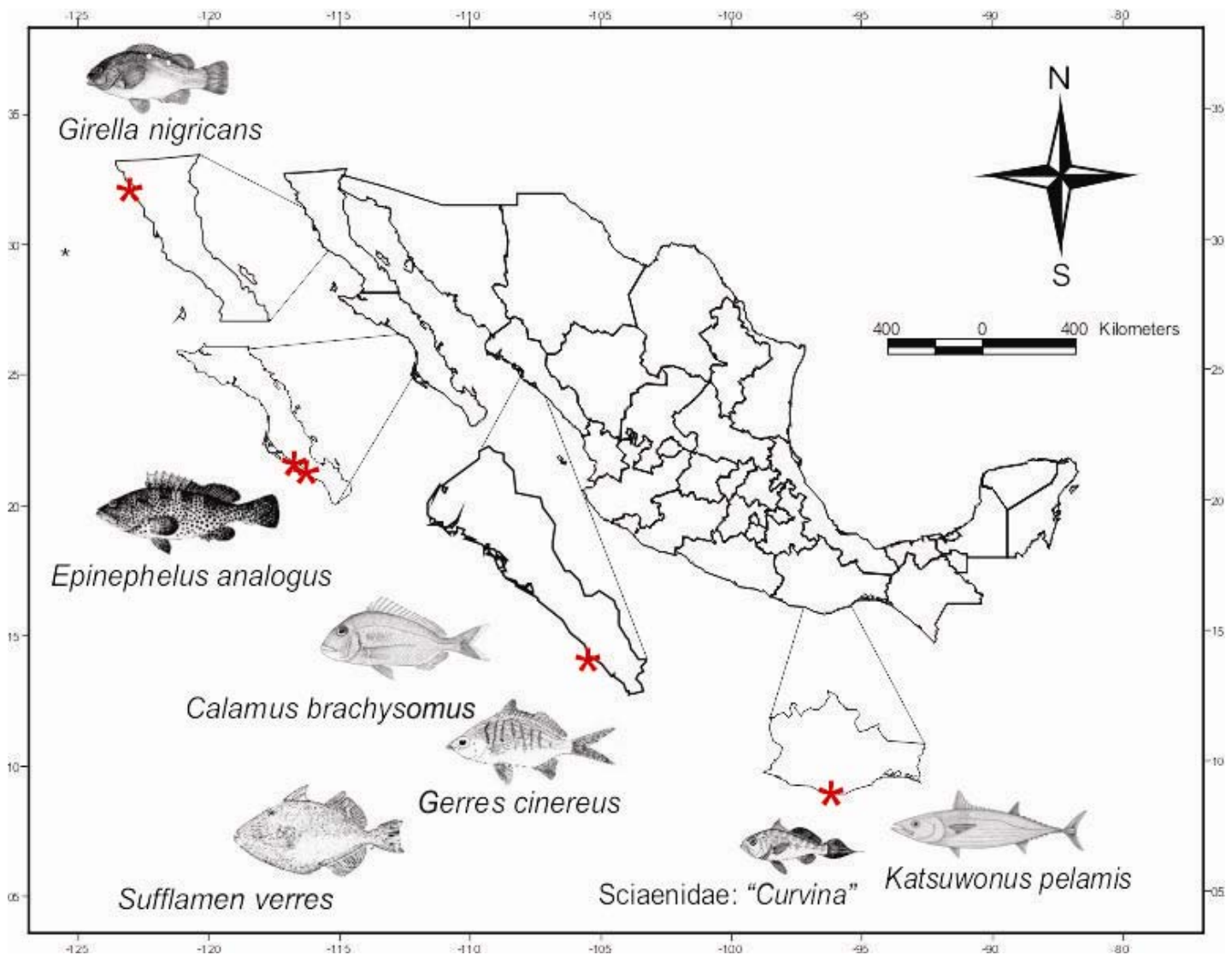
Finalmente, para cada especie se realizó una descripción morfométrica (medidas expresadas en milímetros), que incluye esquemas de sus rasgos más representativos.



RESULTADOS

Los trematodos estudiados pertenecen a ocho especies que parasitan a siete especies de peces distribuidas en los litorales de cuatro estados de la República Mexicana (Figura 3 y Cuadro 2).

Figura 3. Localidades de colecta de hospederos de trematodos del Pacífico mexicano estudiados en el presente trabajo.



Cuadro 2. Trematodos que parasitan el tubo digestivo de peces del Pacífico mexicano estudiados en el presente trabajo.

TREMATODO	CNHE	HOSPEDERO	LOCALIDAD	COORDENADAS GEOGRÁFICAS
Diplangidae				
<i>Diplangus mexicanus</i> I	9650	Gerreidae: <i>Gerres cinereus</i>	Mazatlán, Sin.	23°14'03''N; 106°27'40''W
Hemiuridae				
<i>Genolinea laticauda</i> I	9652	Kyphosidae: <i>Girella nigricans</i>	Ensenada, B.C.	31°51'14''N; 116°37'45''W
<i>Opisthadena dimidia</i> . I	9651			
<i>Lecithochirium microstomum</i> I	9656	Scombridae: <i>Katsuwonus pelamis</i>	Puerto Ángel, Oax.	15°39'35''N; 96°29'45''W
Lepocreadiidae				
<i>Hypocreadium myohelicatum</i> I	9655	Balistidae: <i>Sufflamen verres</i>	Mazatlán, Sin.	23°14'03''N; 106°27'40''W
Opecoelidae				
<i>Opecoelina scorpaenae</i> I,C	9653	Sciaenidae: "curvina"	Puerto Ángel, Oax.	15°39'35''N; 96°29'45''W
<i>Pachycreadium gastrocotylum</i> I	9657	Sparidae: <i>Calamus brachysomus</i>	Mazatlán, Sin.	23°14'03''N; 106°27'40''W
<i>Pseudopecoelus</i> sp. I, C	9658	Serranidae: <i>Epinephelus analogus</i>	La Paz, B.C.S.	24°14'30''N; 110°28'08''W

B.C.N.=Baja California Norte, B.C.S.=Baja California Sur, Oax.=Oaxaca, Sin.= Sinaloa



A continuación se presenta la caracterización morfométrica de cada una de las especies de trematodos estudiadas, incluyendo esquemas de sus principales características así como su clasificación actualizada:

Superfamilia Microphalloidea Ward, 1901

Familia Diplangidae Yamaguti, 1971

Género *Diplangus* Linton, 1910

Diplangus mexicanus Bravo-Hollis & Manter, 1957

Figura (4)

La redescipción se basa en once organismos. El cuerpo es ancho y poco alargado, miden 0.41-1.8 (1.42 ± 0.50) de largo por 0.66-0.93 (0.84 ± 0.08) de ancho, con el tegumento liso. La ventosa oral es sub-terminal, mide 0.16-0.20 (0.17 ± 0.01) de largo por 0.16-0.27 (0.23 ± 0.03) de ancho. El acetábulo es musculoso y más grande que la ventosa oral, presenta una musculatura radial lateral y mide 0.24-0.37 (0.34 ± 0.03) de largo por 0.41-0.49 (0.46 ± 0.02) de ancho. La relación entre las ventosas es de 1:2. El aparato digestivo está compuesto por una abertura oral que mide 0.03-0.11 (0.08 ± 0.02) de largo por 0.03-0.18 (0.11 ± 0.03) de ancho, la prefaringe es pequeña y mide 0.021-0.045 (0.0146 ± 0.0191 , n=5) de largo por 0.013-0.083 (0.0128 ± 0.0238 , n=5) de ancho; se continua con una faringe globosa y muscular que mide 0.09-0.12 (0.11 ± 0.011) de largo por 0.09-0.18 (0.14 ± 0.02) de ancho, los ciegos son largos y recorren lateralmente casi todo el cuerpo, finalizando poco antes de terminar el testículo posterior.

El aparato reproductor masculino se compone de dos testículos en tándem ligeramente lobulados, el anterior mide 0.09-0.14 (0.11 ± 0.02) de largo por 0.13-0.24 (0.19 ± 0.03) de ancho y el posterior 0.09-0.18 (0.13 ± 0.02) de largo por 0.18-0.25 (0.20 ± 0.03), respectivamente. La vesícula seminal es preacetabular y en forma de "S". El poro genital es cercano a la faringe.



El aparato reproductor femenino se compone de un ovario pretesticular, que es de forma lobulada y mide de 0.08-0.13 (0.10±0.03, n=11) de largo por 0.10-0.18 (0.14±0.05, n=11) ancho. El útero llega hasta la parte posterior del cuerpo, para luego ascender y abrir en el poro genital. Las glándulas vitelógenas se encuentran sólo en la parte posterior del acetábulo, formando dos grupos de folículos ovoides e irregulares, que se distribuyen separadamente en los laterales del cuerpo.

El aparato excretor no se pudo observar en nuestros ejemplares sin embargo se describe que es una vesícula excretora en forma de "I".

Hospedero: *Gerres cinereus* Walbaum, 1792

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Mazatlán, Sinaloa

Número de Catálogo: CNHE (9650)

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Diplangus* fue establecido por Linton en 1910, para la especie tipo *Diplangus paxillus*. Las especies de este género parasitan a peces marinos y se encuentran distribuidas en América, tres en el Golfo de México (*Diplangus paxillus* Linton, 1910, *Diplangus parvus* Manter, 1947 & *Diplangus miolecithus* Manter, 1947) y dos en el Pacífico mexicano (*Diplangus triradiatus* Manter y Van Cleave, 1951 y *Diplangus mexicanus* Bravo-Hollis & Manter, 1957).

Nuestros ejemplares pertenecen a la especie de *Diplangus mexicanus*, ya que presentan un acetábulo con músculos radiales en los extremos laterales, el tamaño de este es mayor que la ventosa oral, una vesícula seminal en forma de "S" y un poro genital a nivel de la faringe (Manter *et al.*, 1951).

Diplangus mexicanus se distingue de las otras especies por lo siguiente: *Diplangus paxillus* posee un cuerpo más alargado, acetábulo más pequeño y las vitelógenas se encuentran a nivel del acetábulo; en *D. parvus* la parte posterior es completamente redondeada y las glándulas vitelógenas se encuentran en la parte anterior del cuerpo: *D. miolecithus* posee una vesícula seminal más pequeña y glándulas vitelógenas pequeñas;



finalmente *D. triradiatus* es muy diferente del resto de las especies, ya que es de menor tamaño, los testículos son diagonales y presenta un tallo acetabular (Manter *et al.*,1951)

Diplangus mexicanus se ha encontrado parasitando a *Cynoscion parvipinnis*, *Microlepidotus inornatus*, *Orthopristis reddingi*, *Xenistius californiensis*, *Microlepidotus brevipinnis* y *Sufflamen verres* en los estados de Baja California Sur, Jalisco y Sinaloa (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Por lo tanto, con nuestro registro se encuentra un nuevo hospedero, *Gerres cinereus*, sin modificar su distribución geográfica.



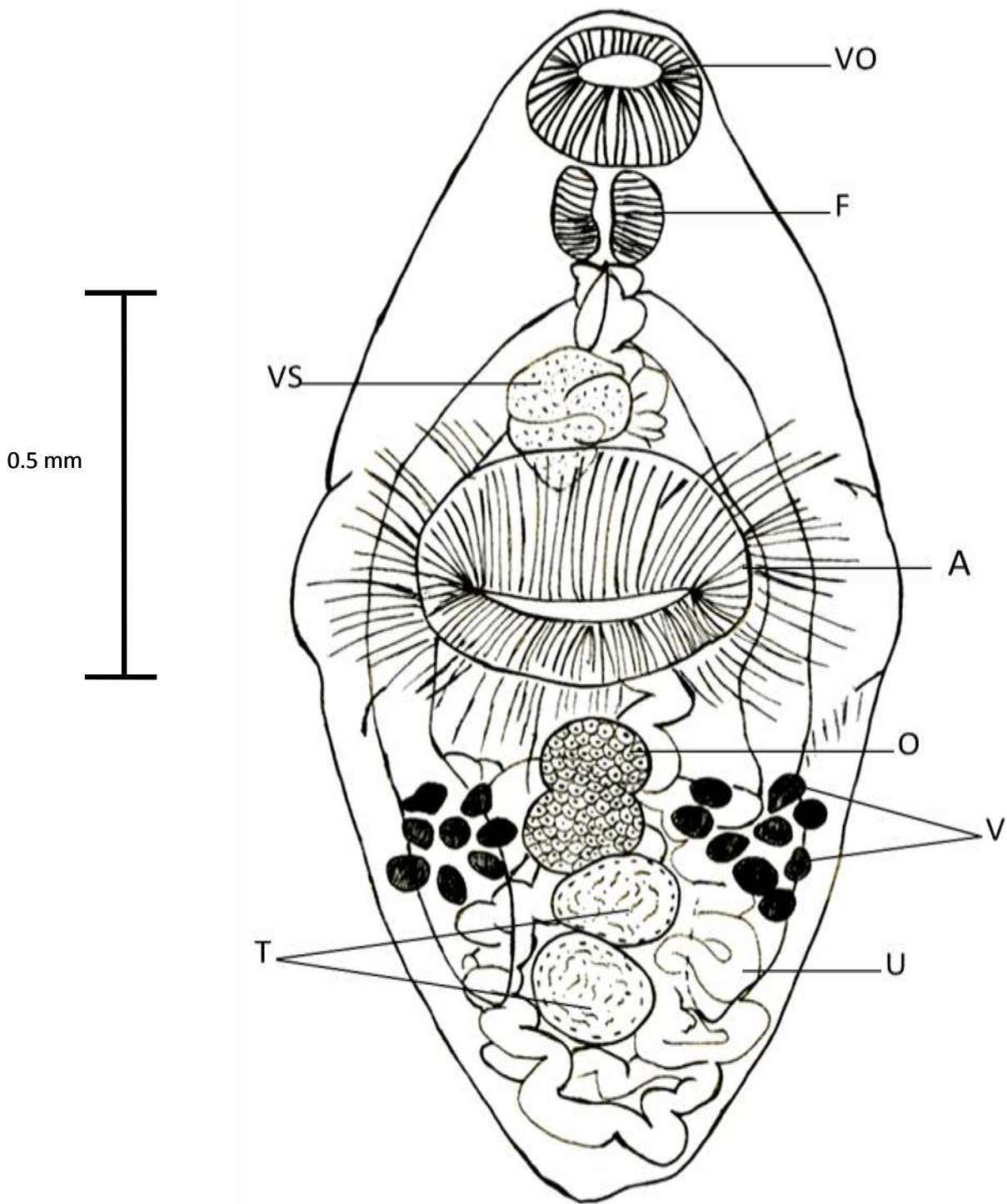


Figura 4. Vista ventral de *Diplangus mexicanus* Bravo-Hollis & Manter, 1957

A: acetábulo, E: esófago, F: faringe, H: huevo, O: ovario, T: testículos, U: útero, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal



Superfamilia Hemiuroidea Loss, 1899

Familia Hemiuridae Dollfus, 1950

Subfamilia Opisthadeninae Yamaguti, 1970

Género *Genolinea* Manter, 1925

Genolinea laticauda Manter, 1925

Figura (5)

La redescrición se basa en seis ejemplares. El cuerpo es mediano, mide 2.29-3.18 (2.77 ± 0.29) de largo por 0.35-0.54 (0.479 ± 0.068) de ancho, con la parte posterior redondeada y sin ecsoma. La ventosa oral es subterminal, mide 0.10-0.16 (0.149 ± 0.021) de largo por 0.14-0.21 (0.180 ± 0.023) de ancho. El acetábulo está situado en el primer tercio del cuerpo, mide 0.26-0.36 (0.325 ± 0.038) de largo por 0.25-0.34 (0.31 ± 0.03) de ancho, y generalmente es más grande que la ventosa oral. La relación entre las ventosas es de 1:1.7.

El aparato digestivo está compuesto por una abertura oral subterminal que mide 0.021-0.130 (0.03 ± 0.04 , n=5) de largo por 0.05-0.13 (0.06 ± 0.04 , n=5) de ancho, seguida de una faringe globular que mide 0.04-0.10 (0.07 ± 0.02) de largo por 0.06-0.10 (0.08 ± 0.01) de ancho y un esófago corto, los ciegos son amplios extendiéndose hasta la parte posterior del cuerpo.

El aparato reproductor masculino consta de dos testículos preováricos, globulares y situados oblicuamente uno detrás del otro. El testículo anterior mide 0.107-0.166 (0.132 ± 0.021) de largo por 0.190-0.257 (0.217 ± 0.039) de ancho y el posterior 0.11-0.16 (0.14 ± 0.03 , n=5) de largo por 0.20-0.26 (0.23 ± 0.02), respectivamente. Presenta una vesícula seminal tubular y anterior al acetábulo.

El aparato reproductor femenino consta de un ovario liso, globular y situado en la parte posterior del cuerpo, el cual mide 0.10-0.19 (0.13 ± 0.03) de largo por 0.18-0.29 (0.23 ± 0.04) de ancho. Las glándulas vitelógenas forman dos masas compactas postováricas. El útero se extiende más allá del extremo posterior de las glándulas vitelógenas. Los huevos



son embrionados, de color amarillento y miden 0.028-0.32 (0.028±0.003) de largo por 0.010-0.015(0.012±0.002) de ancho.

Los conductos masculino y femenino abren en un mismo poro genital, el cual se encuentra justo en la bifurcación de los ciegos. El poro genital se comunica con el saco hermafrodita, que es claviforme. Entre el conducto hermafrodita y la pared del saco se observan células prostáticas.

El aparato excretor tiene una vesícula con dos brazos que se unen dorsalmente a la faringe. El poro excretor no se logró observar en las preparaciones, pero se ha descrito que es terminal y se comunica con la vesícula excretora.

Hospedero: *Girella nigricans* Ayres, 1860

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Ensenada, Baja California

Número de Catálogo: CNHE (9652).

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Genolinea* fue establecido por Manter en 1925 para incluir a la especie *Genolinea laticauda*. Actualmente el género consta de ocho especies: *Genolinea laticauda* Manter, 1925, *Genolinea aburame* Yamguti, 1934, *Genolinea anura* Layman, 1937, *Genolinea manteri* Lloyd, 1938, *Genolinea montereyensis* Annereaux, 1947, *Genolinea argentinae* Manter, 1954, *Genolinea dactylopri* Manter, 1954 y *Genolinea oncorhynchi* Margolis, 1956. Este género se encuentra distribuido en mares tropicales, y se ha reportado en las regiones: Pacífico Norte, suroeste del océano Pacífico y Atlántico. Estas especies se encuentran distribuidas como parásitos de familias de peces como Cottidae, Pleuronectidae, Kyphosidae, Hexagrammidae y Salmonidae (Margolis y Adams, 1956).

Nuestros ejemplares pertenecen a la especie *Genolinea laticauda* Manter, 1925, por presentar vitelógenas ovoides alargadas transversalmente, el ovario es ovoide situado oblicuamente, presenta un saco hermafrodita que se encuentra ventralmente a la faringe, y



por poseer testículos postacetabulares situados en tándem en la zona ecuatorial (Margolis y Adams, 1956).

Genolinea laticauda se diferencia de *G. dactylopagri* y *G. oncorhynchi* por presentar una ventosa oral con un radio menor, células prostáticas menos desarrolladas, y por la presencia de esfínteres musculosos en el acetábulo. *Genolinea montereyensis*, *G. aburame* y *G. argentinae* se diferencian por poseer una distancia menor de los testículos hacia el acetábulo, la vesícula seminal es alargada y el tamaño de los huevos es menor. *Genolinea manteri* y *G. anura* se diferencian por presentar un cuerpo más alargado y una vesícula seminal más pequeña (Byrd, 1963; Margolis & Adams, 1956)

Genolinea laticauda ha sido registrada en peces del género *Pomacanthus* y *Kyphosus* en los estados de Baja California Sur y Sonora (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Por lo tanto, nuestro hallazgo en *Girella nigricans* amplía el espectro hospedatorio, encontrándose en una nueva localidad (Ensenada, Baja California).



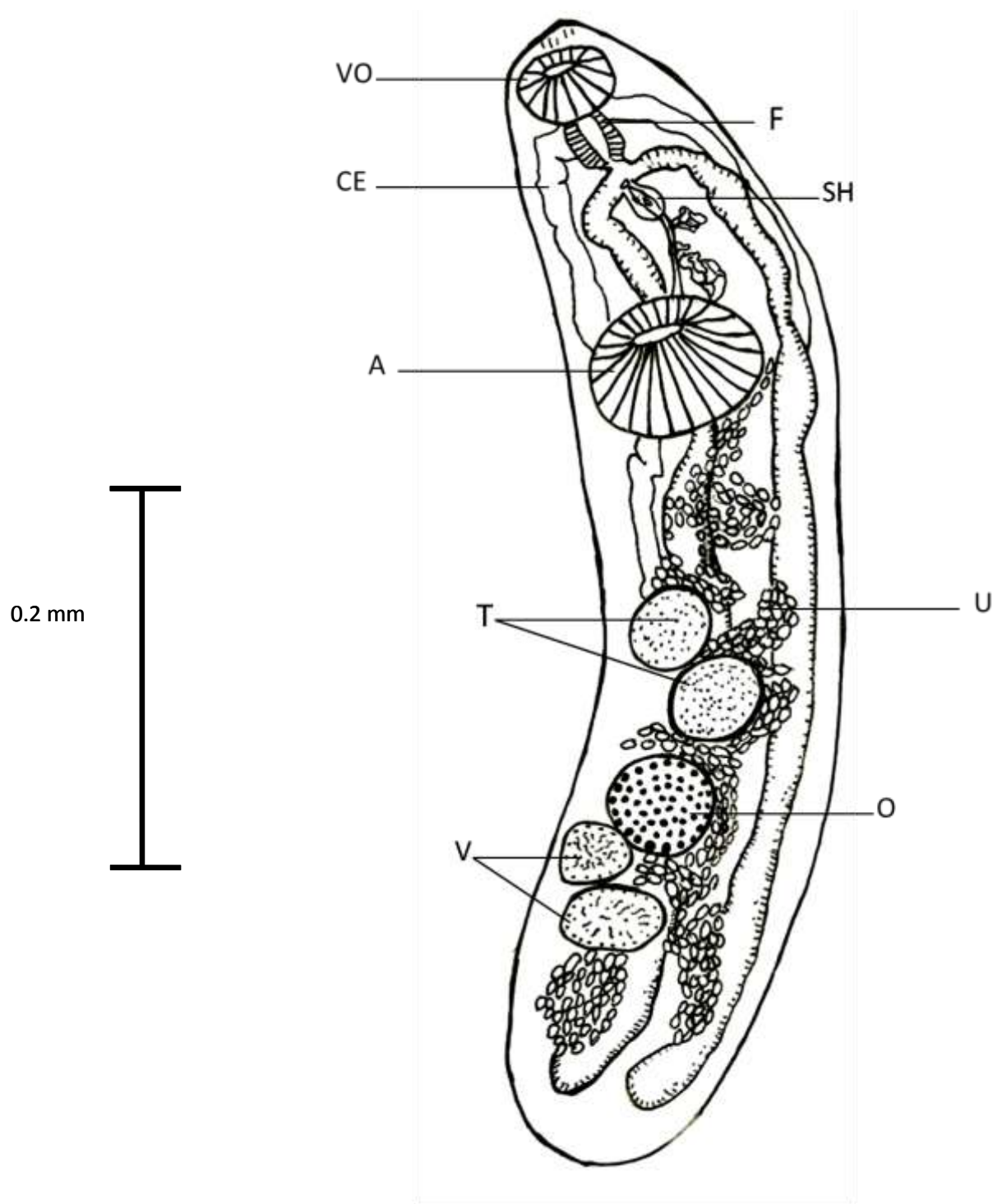


Figura 5. Vista ventrolateral *Genolinea laticauda* Manter, 1925

A: acetábulo, CE: conductos excretores, F: faringe, RS: receptáculo seminal, SH: saco hermafrodita O: ovario, T: testículos, U: útero, V: vitelógenas, VE: vesícula excretora, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal.



Subfamilia Opisthadeninae Yamaguti, 1970

Género *Ophisthadena* Linton, 1910

Ophisthadena dimidia Linton, 1910

Figura (6)

La redescrición se basa en 2 ejemplares. Son organismos de cuerpo alargado y sin ecsoma, miden 4.60-5.16 (4.88 ± 0.39) de largo por 0.57 -0.62 (0.60 ± 0.03) de ancho. La ventosa oral es subterminal, mide 0.11-0.14 (0.13 ± 0.02) de largo por 0.151-0.154 (0.152 ± 0.001) de ancho. El acetábulo está situado en el primer tercio del cuerpo y mide 0.40-0.41 (0.414 ± 0.006) de largo por 0.40-0.41 (0.414 ± 0.006) de ancho. Esta ventosa está provista de un pliegue transversal formado por la pared del cuerpo, que se extiende a través de la superficie ventral y posterior del acetábulo, cubriendo una pequeña porción de esta estructura. La relación entre las ventosas es de 1:2.7.

El aparato digestivo consta de una boca subterminal, que abre ventralmente, con forma elíptica y mide 0.05-0.06 (0.059 ± 0.007) de largo por 0.06-0.08 (0.07 ± 0.01) de ancho. La faringe es grande y musculosa, mide 0.13-0.16 (0.14 ± 0.02) de largo por 0.10-0.08 (0.09 ± 0.015) de ancho, se continúa con el esófago, que es muy corto y de paredes gruesas. La bifurcación cecal es preacetabular.

El aparato reproductor masculino está representado por dos testículos ovalados, preováricos y dispuestos en tándem. El testículo anterior mide 0.136-0.172 (0.154 ± 0.025) de largo por 0.227-0.236 (0.2320 ± 0.006) de ancho y el posterior 0.136-0.182 (0.159 ± 0.032) de largo por 0.254-0.291 (0.273 ± 0.025) de ancho. En el extremo terminal de las *pars* prostática está la vesícula seminal que es subesférica, se encuentra situada en el tercio medio del cuerpo y mide 0.22-0.29 (0.25 ± 0.04) de largo por 0.18-0.20 (0.191 ± 0.012) de ancho.

El aparato reproductor femenino consta de un ovario, con bordes lisos y cercano al extremo posterior del cuerpo; mide 0.15 (n=1) de largo por 0.27 (n=1) de ancho. Las glándulas vitelógenas forman dos masas compactas y postováricas. El receptáculo seminal es anterior y se solapa con el ovario. El útero generalmente es pos ovárico, los huevos son



embrionados, de color amarillento y de forma elíptica, miden 0.028-0.032 (0.030±0.003) de largo por 0.013-0.015 (0.0141±0.0015) de ancho.

Los conductos masculino y femenino abren en un mismo poro genital que mide 0.010-0.017 (0.014±0.004) de largo por 0.032 (n=1) de ancho. Este orificio es ventral y se encuentra a nivel de la faringe, comunica con el saco hermafrodita que es claviforme y encierra al conducto hermafrodita. Entre el conducto hermafrodita y la pared del saco se observan numerosas células glandulares, aunque también hay un racimo de glándulas en la parte externa basal del saco.

El poro excretor es terminal y se comunica con una vesícula excretora rectangular, cuyas ramas no se distinguen a todo lo largo de su trayecto, pero en la región preacetabular se observa que se ramifican y se unen dorsalmente a la ventosa oral.

Hospedero: *Girella nigricans* Ayres, 1860

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Ensenada, Baja California

Número de Catálogo: CNHE (9651).

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Ophistadena* fue establecido por Linton en 1910 para incluir a la especie *Ophistadena dimidia*. León Régagnon *et al.*, (1996) consideran que el grupo está formado por sólo 5 especies: *Opisthadena dimidia* Linton, 1910, *Opisthadena kuwaiti* Al-Yamani y Nahhas, 1981, *Opisthadena kyphosi* Yamaguti, 1970, *Opisthadena cheni* Martin, 1978 y *Opisthadena bodegensis* Johnson y Copsey, 1953. Estas especies son parásitas de peces de mares templados y tropicales de todo el mundo. La taxonomía del género es complicada ya que los caracteres que han sido utilizados para distinguir a las especies muestran una gran variabilidad (León-Régagnon *et al.*, 1996).

Nuestros ejemplares fueron asignados a *O. dimidia*, ya que presentan los testículos en el último tercio del cuerpo, vesícula excretora ramificada en el extremo anterior y la



distancia entre el ovario y el testículo posterior es muy pequeña (León-Régagnon *et al.*, 1996).

Opisthadena dimidia se diferencia de *O. cheni* por poseer una faringe es de menor tamaño a la ventosa oral, testículos que se encuentran en el tercio posterior del cuerpo, la vesícula excretora se ramifica en la parte anterior, la distancia entre el ovario y el testículo posterior es muy pequeña y por la ausencia tanto de esfínter alrededor del acetábulo y de papilas acetabulares (León Régagnon *et al.*, 1996). *Opisthadena bodegensis* y *O. kyphosi* difiere de *O. dimidia* en que su faringe es del mismo tamaño que la ventosa oral, el testículo posterior generalmente se encuentra separado del testículo anterior y del ovario (Johnson & Copey, 1953), los testículos se encuentran en el segundo tercio del cuerpo y el testículo posterior se encuentra a una distancia mayor del ovario. *Opisthadena kuwaiti* es diferente de nuestros ejemplares, ya que la vesícula excretora no se ramifica en la parte anterior del cuerpo y las glándulas vitelógenas se encuentran en el último tercio del cuerpo (León Régagnon *et al.*, 1996).

Opisthadena dimidia ha sido registrada en peces del género *Kyphosus* en los estados de Baja California, Baja California Sur, Jalisco y Quintana Roo (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Entonces, nuestro hallazgo en *Girella nigricans* amplía el espectro hospedatorio, encontrándose en una nueva localidad (Ensenada, Baja California).



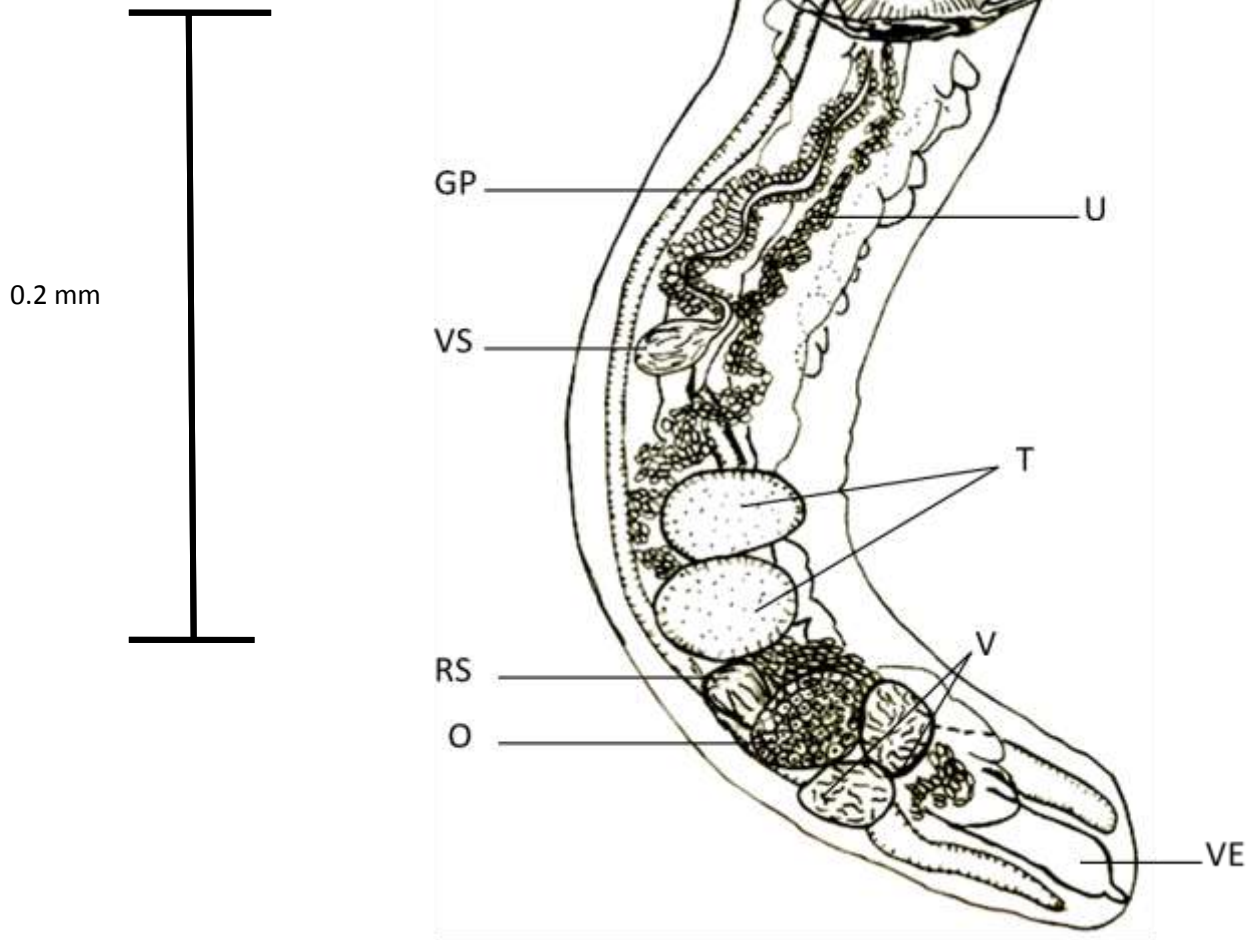


Figura 6. Vista ventral de *Ophisthadena dimidia* Linton, 1910

A: acetábulo, F: faringe, GP: glándulas prostáticas, RS: receptáculo seminal, SH: saco hermafrodita O: ovario, T: testículos, U: útero, V: vitelógenas, VE: vesícula excretora, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal.



Superfamilia Hemiuroidea ,Looss, 1899

Familia Hemiuridae, Looss, 1899

Subfamilia Lecithochiriinae, Lühe, 1901

Género *Lecithochirium*, Lühe, 1901

Lecithochirium microstomum Chandler, 1935

Figuras (7, 8, 9 y10)

La siguiente caracterización se basa en las observaciones y medidas de cinco ejemplares. Los parásitos son de cuerpo alargado, con el extremo posterior redondeado. Su longitud total es 2.6-3.8 (3.18 ± 0.51) y su anchura máxima de 0.58-0.85 (0.68 ± 0.103) al nivel del acetábulo.

El tegumento es liso y presentan un ecsoma poco desarrollado, con una longitud de 0.32-0.45 (0.39 ± 0.05). La ventosa oral es subterminal y subésferica, mide 0.11-0.15 (0.14 ± 0.06) de largo por 0.16-0.21 (0.18 ± 0.016) de ancho. El acetábulo se encuentra al final del tercio anterior del cuerpo a 0.41-1.14 (0.67 ± 0.43) del extremo anterior. Esta ventosa es musculosa y muy grande, mide 0.39-0.53 (0.46 ± 0.05) de largo por 0.43-0.53 (0.48 ± 0.035) de ancho. La relación entre la ventosa oral y el acetábulo es de 1:2.6.

El aparato digestivo inicia con la boca, que abre dentro de la ventosa oral y es de forma semicircular, mide 0.05-0.09 (0.07 ± 0.017) de largo por 0.08-0.16 (0.12 ± 0.03) de ancho. Se continúa con la faringe que es bulbosa y casi esférica, mide 0.03-0.07 (0.05 ± 0.017) de largo por 0.08-0.10 (0.089 ± 0.008) de ancho. El esófago es de forma bulbosa y muy corto, mide 0.03-0.05 (0.037 ± 0.023 , n=4) de largo por 0.04-0.07 (0.048 ± 0.028 , n=4) de ancho. De esta última estructura surgen los ciegos que se extienden hasta la parte posterior del cuerpo.

El aparato reproductor masculino está representado por dos testículos postacetabulares, situados en tándem. El testículo anterior mide 0.09-0.20 (0.16 ± 0.05) de largo por 0.09-0.27 (0.13 ± 0.08) de ancho y el posterior 0.06-0.17 (0.11 ± 0.04) de largo por 0.13-0.29 (0.20 ± 0.06), respectivamente. La vesícula seminal es sacular y tripartita, mide 0.12-0.33 (0.25 ± 0.08) de largo por 0.12-0.16 (0.14 ± 0.01) de ancho y se encuentra a nivel de la parte media anterior del acetábulo. Pars prostáticas largas, tubulares y rodeadas de



células glandulares prostáticas. Presenta un saco hermafrodita encerrando en su base una vesícula prostática globosa. Saco genital bien desarrollado de forma ovoide.

El aparato reproductor femenino consta de un ovario subesférico y liso, ubicado en el tercio posterior del cuerpo, mide 0.06-0.23 (0.156 ± 0.066) de largo por 0.16-0.30 (0.21 ± 0.05) de ancho. Las glándulas vitelógenas forman dos masas compactas con lobulaciones profundas, que están situadas por detrás del ovario. El útero corre anterior al acetábulo hasta por debajo de las glándulas vitelógenas. Los huevos son semiesféricos y miden 0.019-0.021 (0.02 ± 0.001) de largo por 0.010 de ancho en los cinco ejemplares.

Los conductos masculino y femenino se unen para formar un conducto hermafrodita, que desemboca en el poro genital, el cual se ubica a la altura de la bifurcación cecal, por arriba del acetábulo, casi en la línea media del cuerpo.

El poro excretor no se pudo observar en nuestros ejemplares, pero se ha descrito que es terminal, situado en el extremo posterior del cuerpo. Vesícula excretora en forma de "Y" con sus ramas unidas a nivel dorsal de la faringe.

Hospedero: *Katsuwonus pelamis* Linnaeus, 1758

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Puerto Ángel, Oaxaca

Número de Catálogo: CNHE (9650).

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Lecithochirium* es el grupo más complejo de la Superfamilia Hemiuroidea, debido a la gran variedad de estructuras especializadas que poseen las especies que lo conforman. Este género incluye cerca de 100 especies con *Lecithochirium rufoviride* Rodolphi 1819 como especie tipo, la mayoría de las cuales se encuentran parasitando el aparato digestivo de peces marinos, aunque también pueden encontrarse parasitando anfibios y reptiles (Morsy, 2012).

Los organismos que estudiamos corresponden a la especie *Lecithochirium microstomum*, ya que presentan una ventosa oral sin elevaciones, glándulas vitelógenas con lóbulos cortos y una vesícula seminal no muscular (León- Règagnon *et al.*, 1997). Las únicas



especies que comparten estas características son: *Lecithochirium synodi* Manter, 1931, *Lecithochirium sinaloense* Bravo-Hollis, 1956, *Lecithochirium musculus* Looss, 1907, *Lecithochirium bothi* Yamaguthi 1970, *Lecithochirium kawakawa* Yamaguthi 1970 y *Lecithochirium kawalea* Yamaguthi, 1970 (León Rêgagnon *et al.*, 1997). *Lecithochirium sinaloense* fue sinonimizada con *L. microstomum* por Manter y Pritchard en 1960. Los ejemplares recolectados en Puerto Ángel se diferencian de *L. bothi* y *L. kawalea* por presentar una vesícula prostática interna al saco genital, mientras que en esas especies es externa.

También se diferencian de *L. kawakawa* por carecer de proyecciones papilares en el ecsoma, características de esa especie y por la ausencia de un atrio genital y una vesícula seminal dispuesta en el extremo dorsal del acetábulo (Bray, 1991) *Lecithochirium musculus* y *L. synodi* se distinguen de *L. microstomum* porque la primera presenta una vesícula seminal bipartita; además, la talla corporal, el tamaño de los órganos y la proporción de las ventosas de ambas especies es menor, mientras que en la segunda sólo el tamaño de los huevos (0.012-0.016 x 0.007-0.009) es menor (Bullard *et al.*, 2011).

Lecithochirium microstomum ha sido reportado parasitando numerosas especies de peces, tanto del Pacífico como del Atlántico e Indico (Chandler, 1935 *in* Lamothe-Argumedo, 1965). De acuerdo con Pérez-Ponce de León *et al.*, (2007), en el Pacífico Mexicano *L. microstomum* ha sido registrado en 11 especies de peces (*Scomberomorus sierra*, *Katsuwonus pelamis*, *Lutjanus guttatus*, *Mycteroperca rosacea*, *Anchoa halleri*, *Carangioides otrynter*, *Fistularia petimba*, *Lutjanus colorado*, *Sarda orientalis*, *Trachinotus rhodopus* y *Euthynnus lineatus*) distribuidas en los estados de Colima, Guerrero y Jalisco.

Con la recolección de este material se establece una nueva localidad Puerto Ángel, Oaxaca, para esta especi



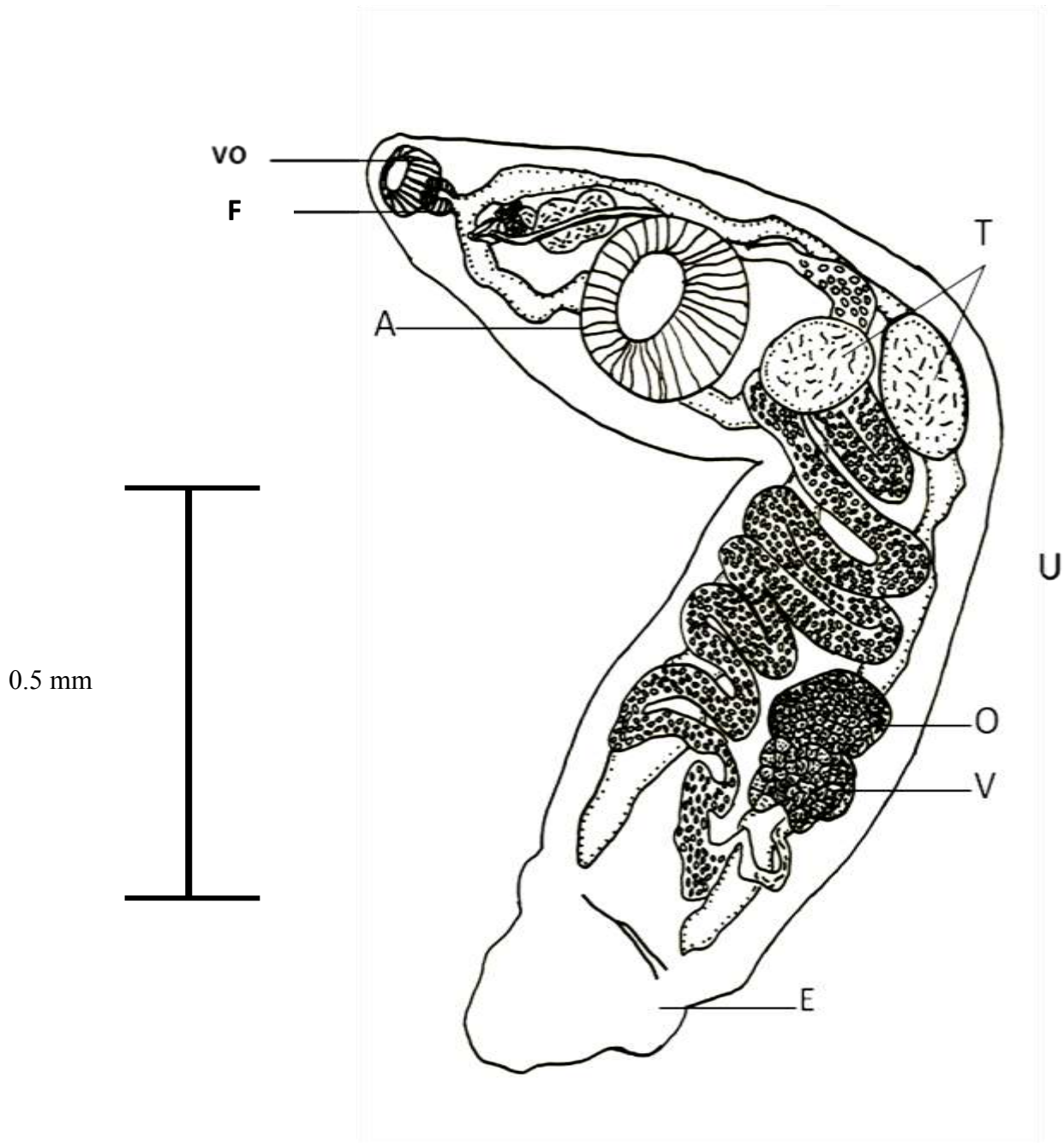


Figura 7. Vista ventral de *Lecithochirium microstomum*. Chandler, 1935.

A: acetábulo, E: eversible, F: faringe, O: ovario, T: testículos, U: útero, V: vitelógenas, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal.



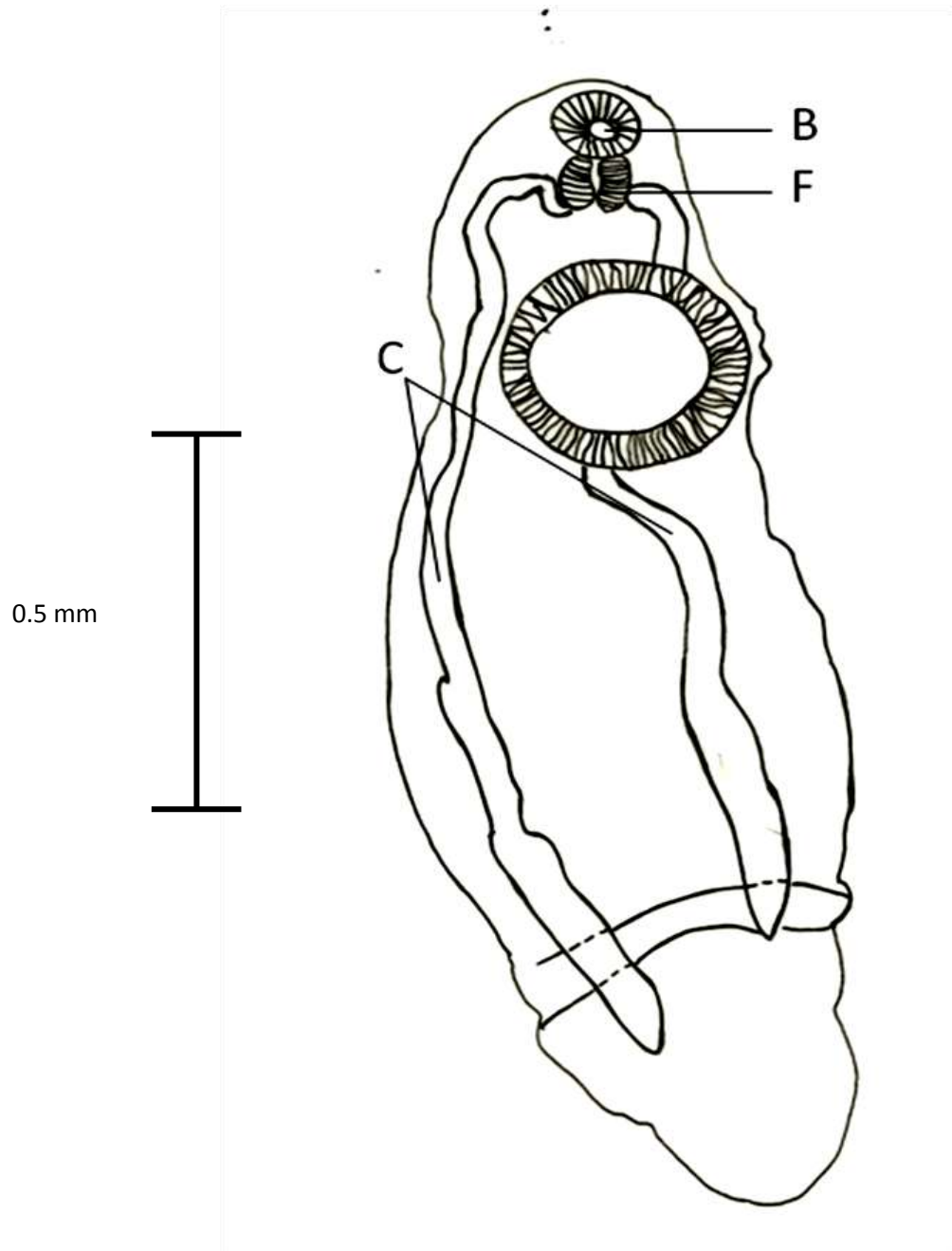


Figura 8. Aparato digestivo de *Lecithochirium microstomum*. Chandler, 1935.

B: boca, C: ciegos, F: faringe.



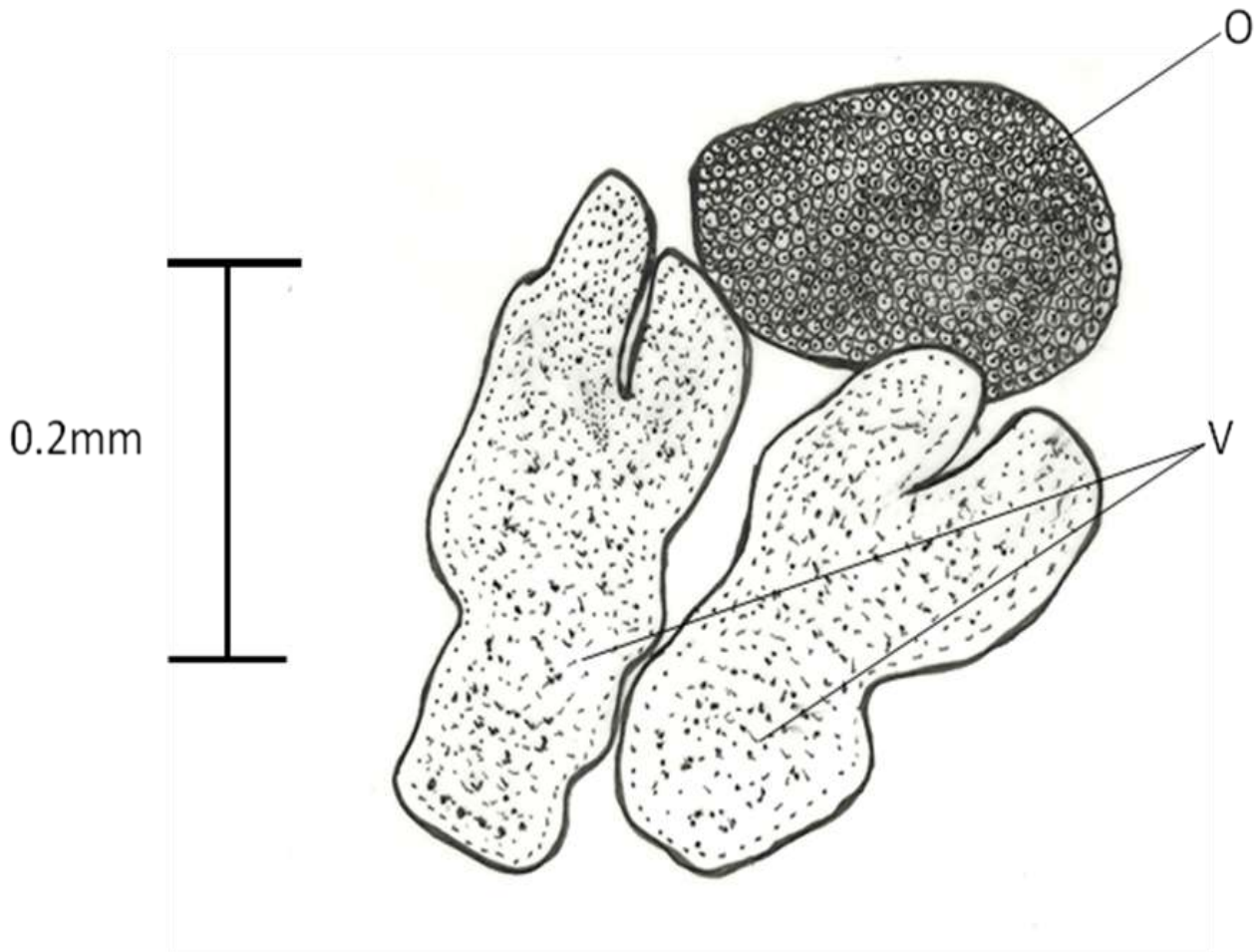


Figura 9. Glándulas vitelógenas (V) y ovario (O) de *Lecithochirium microstomum* Chandler, 1935.



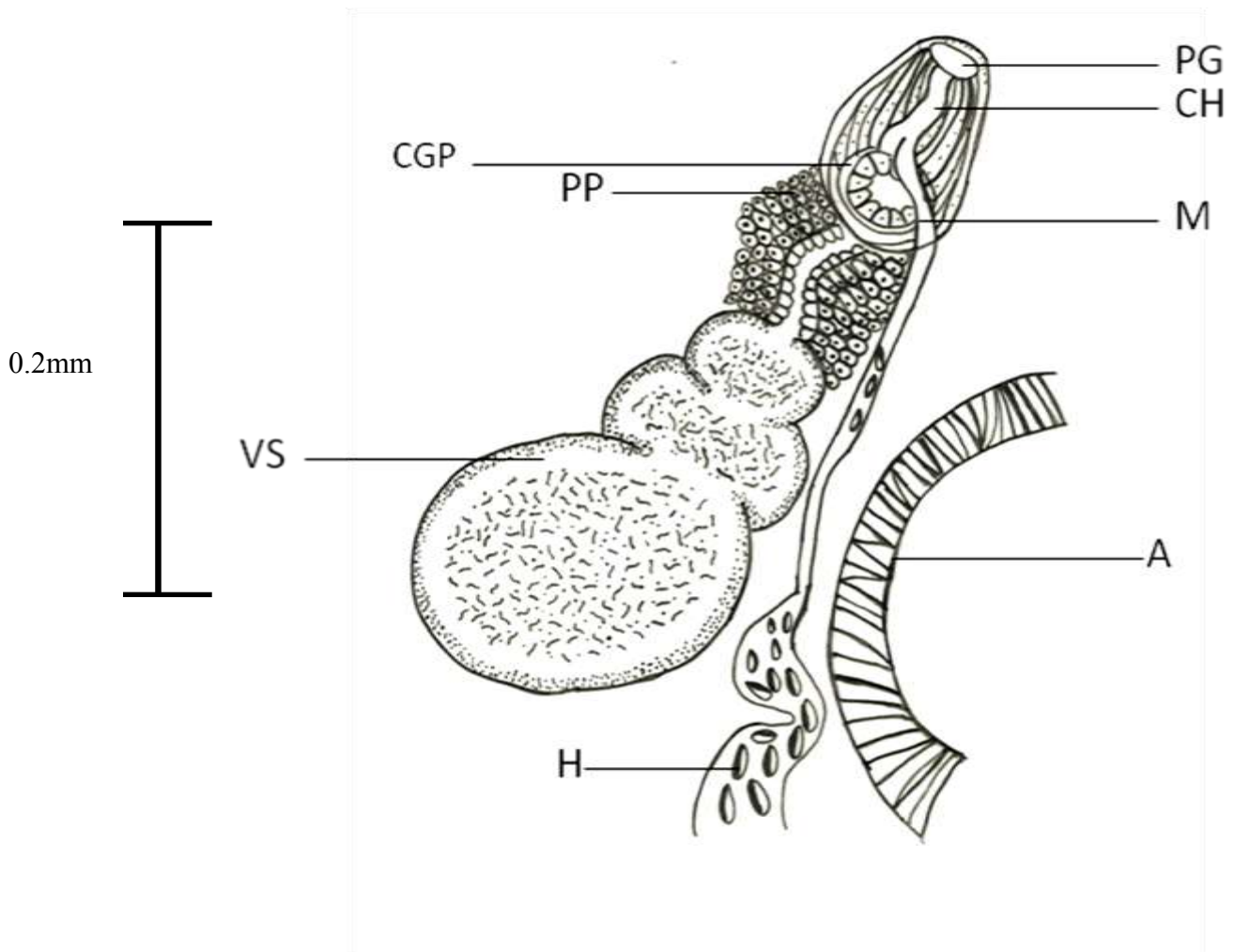


Figura 10. Esquema de la vesícula seminal (VS), conducto hermafrodita (CH), células glandulares prostáticas (CGP), pars prostáticas (PP), poro genital (PG), metratermo (M), huevos (H), y acetábulo (A).



Superfamilia Lepocreadiioidea Cable, 1956

Familia Lepocreadiidae Nicoll, 1934

Subfamilia Lepocreadiinae Odner, 1905

Género *Hypocreadium* Ozaki, 1936

Hypocreadium myohelicatum Bravo-Hollis & Manter, 1957

Figura (11 y 12)

La caracterización de esta especie está basada en las observaciones realizadas a 13 ejemplares. Son parásitos de cuerpo casi circular, con tegumento liso, ligeramente más anchos que largos, miden 0.87-2.18 (1.08 ± 0.51) de longitud por 0.70-2.14 (1.26 ± 0.74) de anchura máxima. La ventosa oral es subterminal y de forma circular, mide 0.05-0.18 (0.09 ± 0.03) de largo por 0.06-0.18 (0.10 ± 0.03) de ancho. El acetábulo circular se localiza en la región media del cuerpo, mide 0.06-0.22 (0.12 ± 0.04) de largo por 0.09-0.23 (0.13 ± 0.04) de ancho. La relación entre las dos ventosas es de 1:1.3.

El aparato digestivo está representado por la boca, que abre en medio de la ventosa oral, mide 0.02-0.15 (0.05 ± 0.04) de largo por 0.02-0.15 (0.06 ± 0.04) de ancho; se continúa con una faringe musculosa, de forma oval, que mide 0.03-0.10 (0.05 ± 0.02 , n=8) de largo por 0.04-0.13 (0.07 ± 0.03 , n=8) de ancho. El esófago mide de largo 0.02-0.18 (0.06 ± 0.06 , n=8) de largo 0.008-0.06 (0.01 ± 0.019 , n=8) de ancho; con éste se conectan los ciegos intestinales que se extienden hacia la región posterior del cuerpo, sobrepasando el borde posterior de los testículos.

El aparato reproductor masculino está representado por dos testículos simétricos y postacetabulares, separados entre sí por el ovario y útero. El testículo derecho mide 0.09-0.34 (0.19 ± 0.07) de largo por 0.06-0.29 (0.16 ± 0.07) de ancho y el izquierdo 0.08-0.31 (0.17 ± 0.08) de largo por 0.03-0.26 (0.14 ± 0.07) de ancho. La vesícula seminal sacciforme está dividida en dos porciones, una externa y una interna. La bolsa del cirro es grande, claviforme y con la parte anterior más alargada, se extiende diagonalmente desde el poro genital hasta el borde lateral izquierdo del acetábulo, y mide 0.16 -0.86 (0.37 ± 0.23) de largo por 0.06-0.27 (0.15 ± 0.07) de ancho.



El aparato reproductor femenino consta de un ovario liso, situado en posición intertesticular, que mide 0.07-0.21 (0.10 ± 0.06 , n=10) de largo por 0.08-0.19 (0.10 ± 0.06 , n=10) de ancho. En la parte superior de éste se localiza el ootipo. El útero ocupa la zona intertesticular, una vez que asciende da lugar al metratermo de paredes gruesas y musculosas y se inicia a la altura del borde posterolateral derecho del acetábulo para ascender bordeándolo hasta desembocar en el poro genital. Las glándulas vitelógenas son de tipo folicular, con folículos de forma casi esférica que se localizan desde el borde anterior de la ventosa oral hasta la región postesticular en donde confluyen. Los huevos, poco numerosos, son ovoides, operculados y presentan una delgada cubierta amarillenta; miden 0.054-0.069 (0.062 ± 0.005) de largo por 0.030-0.034 (0.031 ± 0.002) de ancho.

Los conductos masculino y femenino abren en un poro genital común, el cual se encuentra a lado derecho del cuerpo, anterior a la bifurcación de los ciegos.

El poro excretor es dorsal, medio y se localiza a nivel de la parte final de los ciegos intestinales, la vesícula excretora no se pudo observar en nuestros ejemplares pero se describe que es dorsal y extensa llegando hasta el nivel de las gónadas

Hospedero: *Sufflamen verres* Gilbert & Starks, 1904

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Mazatlán; Sinaloa

Número de Catálogo: CNHE (9655).

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Hypocreadium* fue propuesto por Ozaki en 1936, quien estableció a *Hypocreadium symmetorchis* como especie tipo. La taxonomía de este género es sumamente complicada, siendo motivo de discusión y polémica desde su establecimiento. En la actualidad se le considera un grupo problemático, debido a la gran similitud que presentan sus especies con las del género *Pseudocreadium* Layman, 1930 (Sinónimo. *Leptocreadium* Ozaki, 1936). A lo largo de la historia, los dos géneros han estado relacionados, emitiéndose opiniones muy



diversas en cuanto a su validez y llegándose inclusive a nombrar varias especies con la misma denominación (Bray *et al.*, 1996).

Manter (1940) estudio a *Hypocreadium* y señaló que se distingue de *Pseudocreadium* por poseer una cutícula lisa, ovario no lobulado y útero posttesticular. Sin embargo, concluyó que la variabilidad que muestran dichos caracteres entre las especies, y aun dentro de la misma especie, no permite la validez de *Hypocreadium*. Yamaguti (1953) separó a estos dos géneros con base a la localización intertesticular del ovario y a la presencia de glándulas prostáticas por fuera de la bolsa del cirro, añadiendo a la diagnosis genérica de *Hypocreadium* en 1971 que la posición del poro genital puede ser anterior o a nivel de la bifurcación cecal y que el límite de la vesícula excretora puede o no alcanzar al acetábulo.

Bravo-Hollis y Manter (1957) realizaron una revisión del género *Hypocreadium*, diferenciándolo de *Pseudocreadium* por la ubicación intertesticular del ovario y la extensión posterior del útero, aceptando la independencia de ambos géneros.

En el presente trabajose sigue la posición de Jones *et al.*, (2005) (tegumento liso, ovario no lobulado e intertesticular, útero que va más allá de los testículos y receptáculo seminal preovárico) que se han señalado como diferencias entre ambos géneros son válidos para aceptar su independencia genérica.

El género *Hypocreadium* incluye 15 especies, que se encuentran parasitando estómago, conductos hepáticos, cavidad corporal, intestino y branquias de peces teleósteos marinos de todo el mundo, principalmente de la familia Balistidae (Kacem *et al.*, 2011). En México, sólo dos especies han sido registradas: *Hypocreadium myohelicatum* e *Hypocreadium scaphosomum*. Los ejemplares estudiados corresponden a la especie *H. myohelicatum* por coincidir con la mayoría de los caracteres propuestos por Bravo y Manter (1957).

Nuestro material se diferencia de *Hypocreadium patellare* Yamaguti, 1938 y de *Hypocreadium indicum* por presentar un tamaño corporal menor, carecer de prefaringe y tener una vesícula seminal tubuliforme, se distinguen de *H. symmertorchis* Osaki, 1936 y *Hypocreadium grandisquamis* Bray & Cribb, 1996 por poseer un cuerpo alargado, ventosas tanto oral como ventral con las mismas dimensiones y tamaño corporal más grande (Bray *et al.*, 1996).



También se diferencia de *Hypocreadium lamelliformis* Linton, 1907 e *Hypocreadium lactophrysi* Siddiqui & Cable, 1960 por presentar glándulas prostáticas externas y los campos vitelinos separados en la parte anterior y posterior del cuerpo *Hypocreadium anandrum* Manter, 1947 se distingue porque presenta el poro genital a nivel del borde anterior del acetábulo. *Hypocreadium biminensis* Sogandares-Bernal, 1959 se separa de *H. myohelicatum* por presentar un poro genital posterior a la bifurcación de los ciegos y un útero preovárico (Bray *et al.*, 1996; Kacem *et al.*, 2011).

Hypocreadium scaphosomum Yamguti, 1942 se diferencia por la presencia de dimensiones corporales menores, el ovario es lobulado, las glándulas vitelógenas se extienden poco antes del borde posterior del cuerpo distribuyéndose en forma circular para rodear por completo a los ciegos intestinales y la vesícula excretora tiene forma de “Y”, con ambos brazos llegando casi al ovario, además no presentar una vesícula prostática bipartita y la vesícula seminal externa (Kacem *et al.* 2011).

Hypocreadium spinium Manter, 1940 difiere de nuestro material, porque tiene una cutícula espinosa, en la distribución de las vitelógenas que se encuentran localizadas desde la faringe hasta un poco antes de la región posterior de los ciegos y son muy escasas, el útero es corto y no sobrepasa el borde posterior de los testículos. *Hypocreadium galapagoensis* Manter, 1945 se distingue de *H. myohelicatum* por poseer un cuerpo ampliamente oval, con campos vitelinos confluentes entre gónadas y en la parte posterior del cuerpo. En *Hypocreadium cavum* Bray & Cribb, 1996 y *Hypocreadium caputvadum* Kacem, Derbel & Neifar, 2011, el útero se encuentra siempre restringido a la región preovárica y la vesícula excretora en forma de “Y”, los brazos laterales que llegan a nivel de la faringe o el esófago (Bray *et al.*, 1996).

Finalmente *Hypocreadium toombo* Bray & Justine, 2006 se distingue de *H. myohelicatum* por poseer una vesícula seminal externa y tripartita. *Hypocreadium myohelicatum* se ha registrado en *Sufflamen verres*, *Balistes capistratus* y *Trachinotus rhodopus* en los estados de Jalisco y Oaxaca (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Por lo tanto, nuestros ejemplares son registros nuevos de la localidad para la distribución geográfica de la especie, pues fueron recolectados en Mazatlán, Sinaloa, donde se encontraron parasitando a *Sufflamen verres*.



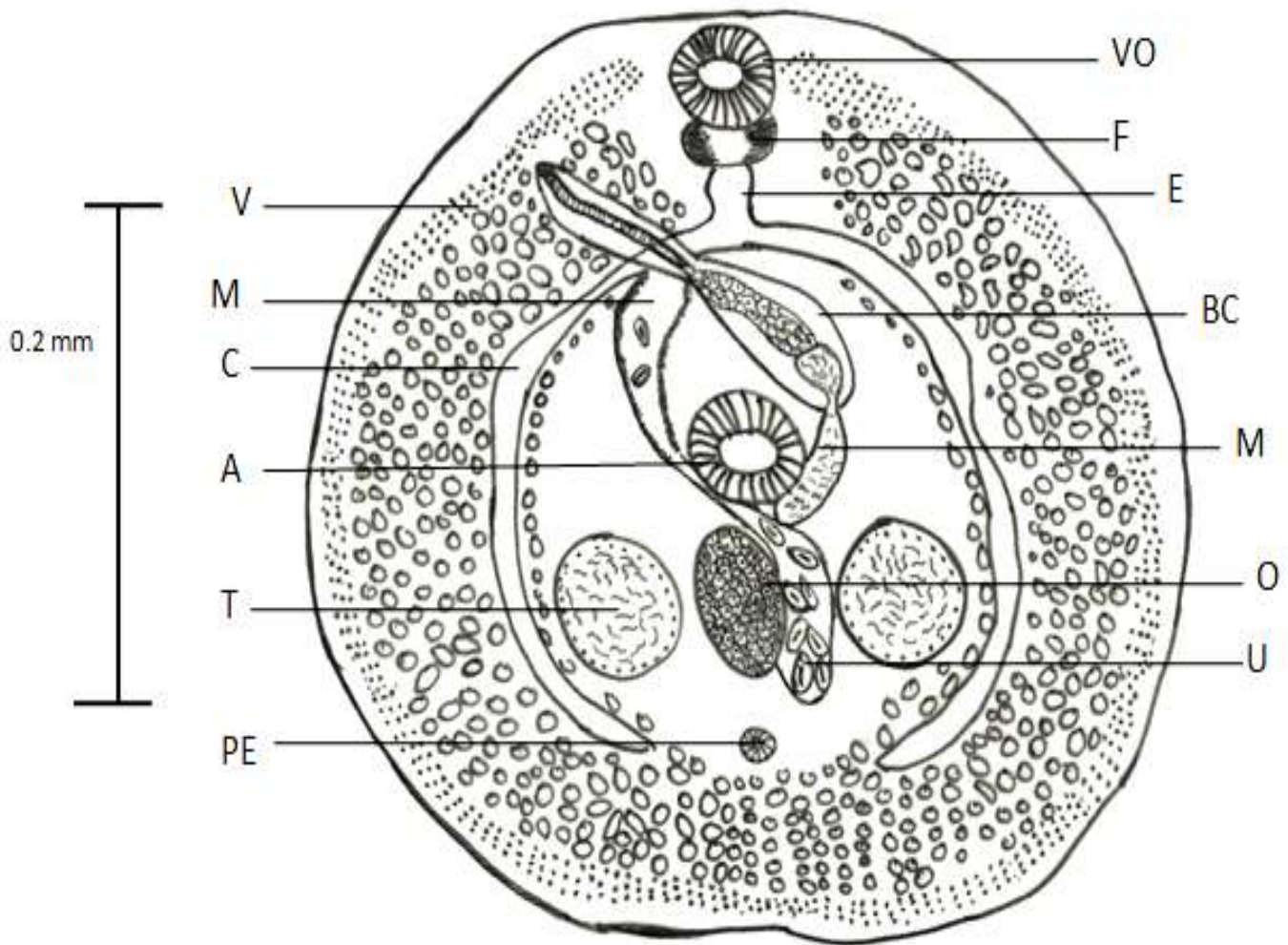


Figura 11. Vista ventral de *Hypocreadium myohelicatum*. Bravo-Hollis & Manter, 1957

A: acetábulo, BC: bolsa del cirro, C: ciegos, E: esófago, F: faringe, M: metratermo, O: ovario,
T: testículos, U: útero, V: vitelógenas, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal.



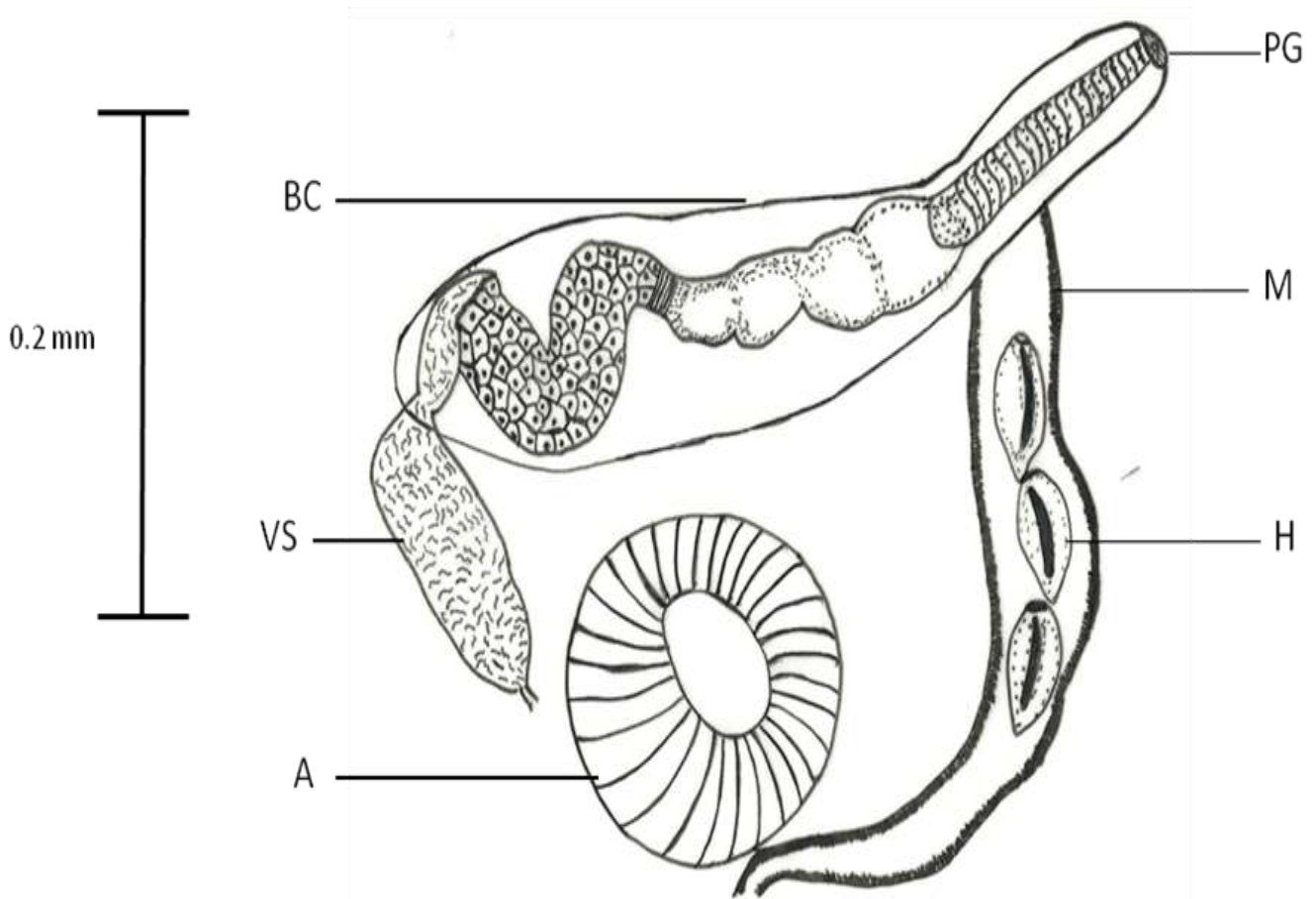


Figura 12. Terminación de los aparatos reproductores de *Hypocreadium myohelicatum*.

Bravo-Hollis & Manter, 1957

A: acetábulo, BC: bolsa del cirro, H: huevo, M: metratermo, PG: poro genital, VS: vesícula seminal



Familia Opecoelidae Ozaki, 1925

Subfamilia Opecoelininae

Género *Opecoelina* Manter, 1934

Opecoelina scorpaenae Manter, 1934

Figura (13)

La redescrición se basa en 11 ejemplares. Los organismos son de tegumento liso y cuerpo alargado, miden 0.78-1.54 (1.09 ± 0.27) de largo por 0.36-0.58 (0.46 ± 0.07) de ancho. La ventosa oral es sub-terminal y mide 0.07-0.37 (0.11 ± 0.08) de largo por 0.08-0.41 (0.13 ± 0.09) de ancho, el acetábulo es más grande y musculoso que la ventosa oral, mide 0.04-0.24 (0.19 ± 0.05) de largo por 0.05-0.29 (0.21 ± 0.06) de ancho y se localiza en el tercio anterior del cuerpo. La relación entre las ventosas es de 1:1.6.

El aparato digestivo inicia con una abertura oral que mide 0.01-0.24 (0.062 ± 0.064) de largo por 0.02-0.24 (0.075 ± 0.05) de ancho; la prefaringe es pequeña y mide 0.0108-0.0217 (0.006 ± 0.009 , n=4) de largo por 0.015-0.023 (0.005 ± 0.009 , n=4) de ancho, continua con una faringe muscular que mide 0.15-0.023 (0.007 ± 0.010 , n=3) de largo por 0.04-0.08 (0.06 ± 0.11) de ancho. La bifurcación cecal es preacetabular, los ciegos son largos y recorren lateralmente todo el cuerpo uniéndose posteriormente para desembocar en la vesícula excretora.

El aparato reproductor masculino se compone de dos testículos en tándem ligeramente lobulados, el anterior mide 0.05-0.14 (0.09 ± 0.02) de largo por 0.22-0.37 (0.28 ± 0.054) de ancho y el posterior mide 0.05-0.14 (0.10 ± 0.04) de largo por 0.10-0.36 (0.25 ± 0.07) de ancho. La vesícula seminal de forma alargada, sobrepasa ambos bordes del acetábulo y mide 0.06 -0.45 (0.28 ± 0.22 , n=8) de largo por 0.02-0.08 (0.04 ± 0.03 , n=8) de ancho. En nuestros ejemplares no se logra observar la bolsa del cirro, sin embargo, para esta especie se describe que es de forma claviforme, a nivel de la bifurcación intestinal y el acetábulo.

El aparato reproductor femenino presenta un ovario pretesticular de forma lobulada más ancho que largo, mide de 0.02-0.08 (0.05 ± 0.019) de largo por 0.03-0.26 (0.16 ± 0.05) de ancho, el útero es preovárico y abre en el poro genital. El poro genital se encuentra



a la altura de la bifurcación cecal o cerca del esófago y mide 0.01-0.02 (0.014 ± 0.0010 , n=8) de largo por 0.01-0.02 (0.015 ± 0.012 , n=8) de ancho. Los folículos vitelinos comienzan a nivel de la región media del acetábulo y se extienden hasta la parte posterior del cuerpo donde confluyen. Los huevos son ovalados y operculados con cascara delgada, miden 0.043-0.054 (0.048 ± 0.004) de largo por 0.195-0.282 (0.024 ± 0.002) ancho.

El poro excretor es terminal y la vesícula excretora tiene forma de "I" y sólo alcanza el nivel del ovario.

Hospedero: Sciaenidae; "curvina"

Sitio de infección: Intestino y ciegos

Localidad: Puerto Ángel; Oaxaca

Número de Catálogo: CNHE (9653)

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Opecoelina* fue establecido por Manter en 1934 para la especie tipo *Opecoelina scorpaenae*. Yamaguti (1971) señaló que el género poseía ocho especies, pero este número fue posteriormente reducido a dos, ya que Gibson & Bray (1984) transfirieron tres especies al género *Podocotyle* (Dujardin, 1845) Yamaguti, 1971 (*O. pharyngomagna* Annereaux, 1943, *O. radifistuli* (Acena, 1941) Yamaguti, 1971 y *O. theragrae* Lloyd, 1938), reconocieron a *O. helicoleni* Manter, 1934 como posible sinónimo de *O. scorpaenae* Manter, 1934 y declararon como irreconocibles a *O. vixigastera* Oshmarin, 1965 y *O. vixintestina* Oshmarin, 1965 por presentar similitudes con especies pertenecientes a la subfamilia Plagioporinae Manter, 1947. Actualmente el género está conformado por *O. scorpaenae*, *O. dewegeri* Mago & Chinchilla, 2003 y *O. pacífica* Manter, 1934 (Mago y Chinchilla, 2003).

Opecoelina dewegeri difiere de *O. scorpaenae* porque la primera posee un cuerpo ensanchado a nivel acetabular, folículos vitelinos relativamente dispersos extendidos desde la bifurcación intestinal hasta el extremo posterior del cuerpo y gónadas ligeramente separadas (Mago y Chinchilla, 2003). *Opecoelina pacífica* comparte se diferencia de *O. scorpaenae* por poseer el cuerpo casi dos veces más pequeño y poseer un esófago más corto, vesícula seminal externa larga, gruesa y extendida en la zona acetabular hasta el nivel anterior del ovario o cercano a éste, receptáculo seminal grande en forma de saco alargado.



En México, el género *Opecoelina* ha sido registrado sólo en *Upeneus xanthogramus* en Baja California Sur (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007). Por lo tanto, nuestro registro incrementa el número de localidades de la distribución geográfica de la especie, así como también para el espectro hospedatorio, pues fueron recolectados en Puerto Ángel, Oaxaca donde se encontraron parasitando a una especie de la familia Sciaenidae (“curvina”).



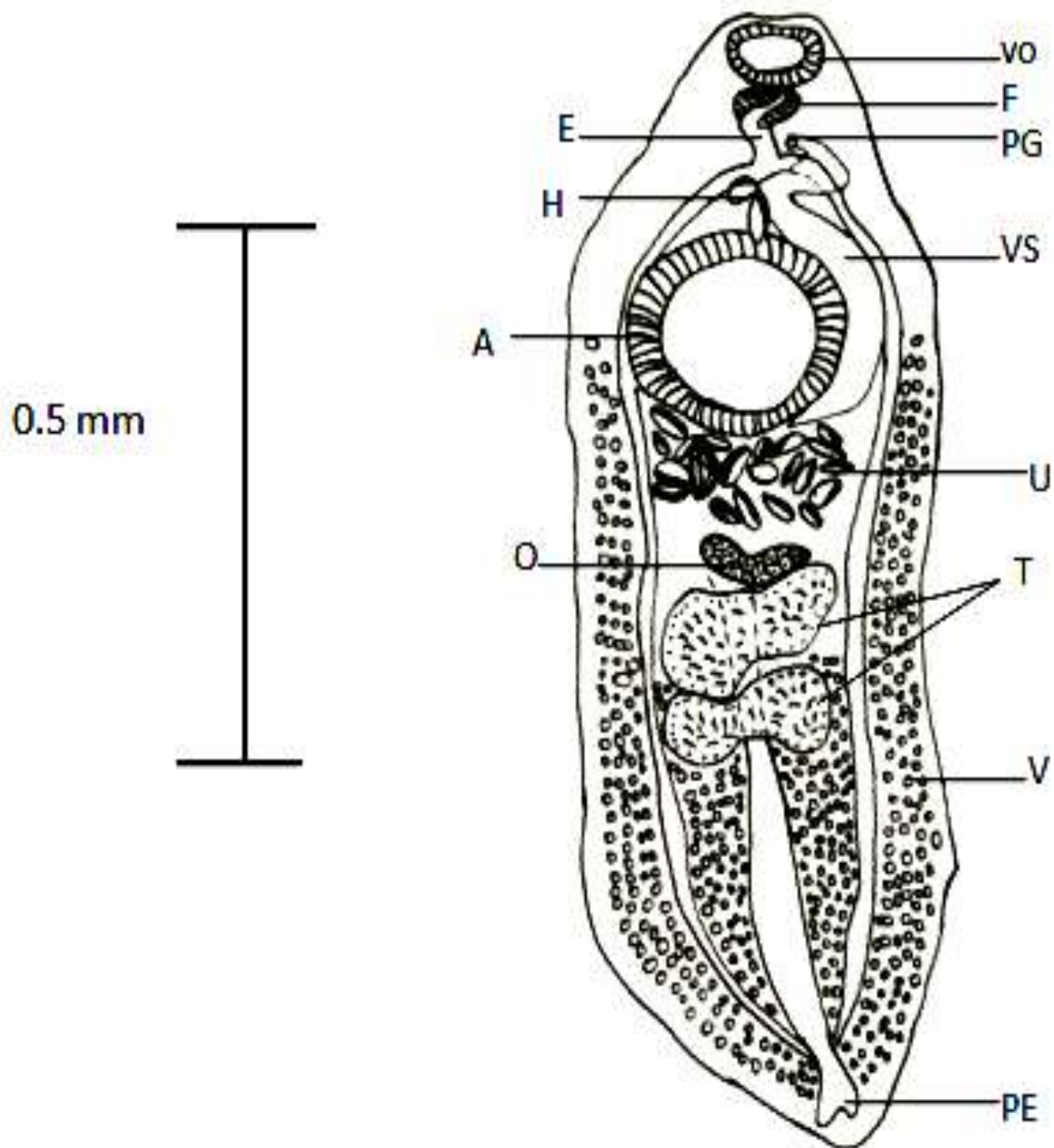


Figura 13. Vista ventral de *Opecoelina scorpaenae* Manter, 1934.

A: acetábulo, E: esófago, F: faringe, H: huevo, O: ovario, PG: poro genital, T: testículos, U: útero, PE: vesícula excretora, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal



Familia Opecoelidae Ozaki, 1925

Subfamilia Plagioporinae Manter, 1947

Género *Pachycreadium* Manter, 1954

Pachycreadium gastrocotylium (Manter, 1940) Manter, 1954

Figura (14)

La redescrición se basa en 10 ejemplares. Son organismos de cuerpo robusto y de forma ovalada, miden 1.7-3.2 (2.6 ± 0.53) de largo por 1.0-1.8 (1.6 ± 0.28) de ancho. La ventosa oral es subterminal y musculosa, mide 0.17-0.43 (0.31 ± 0.07) de largo por 0.24-0.40 (0.33 ± 0.05) de ancho. El acetábulo es mayor que la ventosa oral, mide 0.33-0.63 (0.52 ± 0.09) de largo por 0.35-0.58 (0.51 ± 0.07) de ancho, se encuentra rodeado de un pliegue prominente que forma un órgano de fijación complementario. La relación entre las ventosas es de 1:1.5.

El aparato digestivo está compuesto por una abertura oral que mide 0.02-0.12 (0.05 ± 0.04 , n=9) de largo por 0.119-0.182 (0.115 ± 0.045 , n=9) de ancho, prefaringe corta que mide 0.05-0.14 (0.07 ± 0.04 , n=9) de largo por 0.04-0.17 (0.08 ± 0.04 , n=9) de ancho, faringe globular y bien desarrollada que mide 0.18-0.24 (0.22 ± 0.02) de largo por 0.20-0.37 (0.29 ± 0.10) de ancho y ciegos que se extienden hasta la parte posterior del cuerpo.

El aparato reproductor masculino se compone de dos testículos en tándem subesféricos, el anterior mide 0.21-0.38 (0.30 ± 0.06) de largo por 0.24-0.41 (0.32 ± 0.06) de ancho y el posterior 0.16-0.41 (0.31 ± 0.08) de largo por 0.26-0.39 (0.33 ± 0.05) de ancho. El saco del cirro es claviforme, mide 0.37-0.72 (0.55 ± 0.13) de largo por 0.09-0.19 (0.13 ± 0.03) de ancho. Dentro de éste se encuentra una vesícula seminal en forma de espiral, las pars prostáticas y un conducto eyaculador largo y musculoso. El poro genital es mediano y está ubicado a nivel de la faringe.

El aparato reproductor femenino se compone de un ovario esférico y pretesticular, mide de 0.11-0.24 (0.20 ± 0.04) de largo por 0.12-0.24 (0.18 ± 0.04) de ancho. El útero se distribuye desde la parte anterior de los testículos hasta antes de la bifurcación cecal; presenta huevos amarillentos, los cuales miden 0.04-0.24 (0.09 ± 0.07) de largo por 0.02-0.22 (0.05 ± 0.06) de ancho. El metratermo es débilmente musculoso y abre en un pequeño atrio genital a nivel de la bifurcación de los ciegos. Los folículos vitelinos son pequeños,



numerosos y abarcan desde la bifurcación cecal concentrándose densamente en la parte posterior del cuerpo.

El aparato excretor no se logra apreciar en los ejemplares, pero se ha descrito que es en forma de "I" y se extiende anterior a los testículos y su poro excretor es subterminal.

Hospedero: *Calamus brachysomus* Lockington, 1880

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Mazatlán; Sinaloa

Número de Catálogo: CNHE (9657)

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

Manter describió al género *Pachycreadium* en 1954, estableciendo como especie tipo a *Pachycreadium gastrocotylum*. Este género se divide en dos grupos, los cuales presentan las siguientes características. Grupo A: testículos en diagonal, campo uterino que abarca hasta la parte posterior de los testículos y musculatura asociada con la ventosa ventral, formando así una circunferencia; poro genital median: El Grupo B se caracteriza por presentar: testículos en tándem, útero pre-testicular y musculatura radial; poro genital siniestral. En este grupo solo se incluye una especie *P.obovatum* Molin, 1859 (Bartoli *et al.*, 1988).

Nuestros ejemplares pertenecen al grupo A conformado por cinco especies *P. gastrocotylum* (Manter, 1940) Manter, 1954, *P. carnosum* (Rudolphi, 1819) Cortini y Ferretti, 1959, *P. lernerii* Sogandares-Bernal, 1959, *P. angolensis* Aleshkina y Gaevskaya, 1985 y *P. lethrini* Hassanine, 2006. Este género parásita principalmente a peces marinos de la familia Sparidae, que se distribuyen en el Océano Atlántico, Mediterráneo y Pacífico (Hassanine, 2006).

Nuestros ejemplares pertenecen a la especie *P. gastrocotylum*, pues presentan folículos vitelinos a nivel de la faringe, el ovario es liso y el útero pasa por un costado del primer testículo.

Pachycreadium gastrocotylum se diferencia de *P. angolensis* porque en esta última especie el útero se extiende a la región post-testicular y la vesícula excretora tiene forma de "Y", además de que el ovario se sitúa lateral a los testículos. *Pachycreadium lethrini* se



distingue por ser la única especie que tiene testículos desiguales y el tamaño de los huevos es muy pequeño. *Pachycreadium carnosum* se diferencia de los ejemplares estudiados por presentar folículos vitelinos que se extienden a nivel de la ventosa ventral y por poseer una faringe mayor a la proporción del tamaño de su cuerpo y *P. lernerii* por tener un ovario lobulado (seis lóbulos) (Hassanine, 2006).

Es la primera vez que este parásito se registra en México, siendo también la primera ocasión que se registra en peces del Pacífico Mexicano.



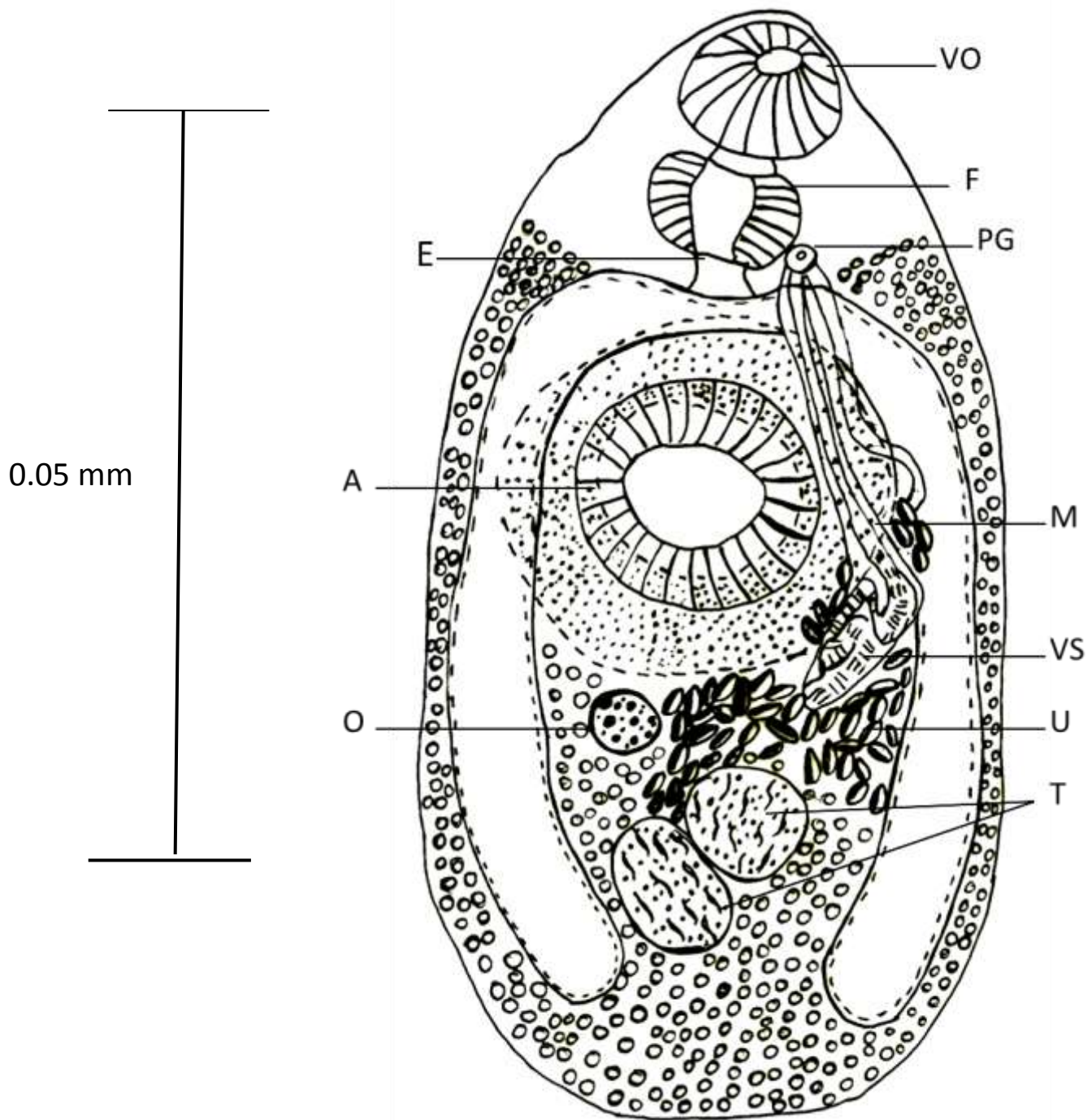


Figura 14. Vista ventral de *Pachycreadium gastrocotylium* (Manter, 1940) Manter 1954.

A: acetábulo, E: esófago, F: faringe, H: huevo, O: ovario, PG: poro genital, T: testículos, U: útero, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal



Superfamilia Allocreadioidea Loss, 1902

Familia Opecoelidae Ozaki, 1925

Subfamilia Opecoelinae, Ozaki, 1925

Género *Pseudopecoelus*, Wicklen, 1946

Pseudopecoelus sp.nov.

Figura (11)

La siguiente descripción se basa en la observación de 12 ejemplares. Son organismos de forma alargada y oval, con tegumento liso, miden 1.7-3.6 (2.4 ± 0.75) de largo y su anchura máxima es de 0.4-0.8 (0.5 ± 0.16). La ventosa oral terminal se localiza en el borde anterior del cuerpo, mide de largo 0.15-0.52 (0.21 ± 0.09) por 0.14-0.52 (0.21 ± 0.09) de ancho. El acetábulo generalmente es más grande que la ventosa oral, mide 0.20-0.31 (0.25 ± 0.03) de largo por 0.20-0.29 (0.24 ± 0.03) de ancho. La relación entre las dos ventosas es de 1:1.14

El aparato digestivo presenta una boca que abre dentro de la ventosa oral, su forma es semicircular y mide de largo 0.08-0.14 (0.10 ± 0.018) de largo por 0.06-0.14 (0.09 ± 0.02) de ancho. La faringe, pequeña y ovalada, mide 0.07-0.10 (0.09 ± 0.009) de largo por 0.06-0.11 (0.09 ± 0.01) de ancho. El esófago es largo y delgado, mide 0.10-0.45 (0.21 ± 0.14 , $n=10$) de largo por 0.02-0.10 (0.03 ± 0.03 , $n=10$) de ancho. Los ciegos intestinales se bifurcan en el primer tercio del cuerpo y se extienden hasta la parte posterior del mismo.

El aparato reproductor masculino está representado por dos testículos muy lobulados dispuestos en tándem entre el segundo y tercer tercio del cuerpo. El testículo anterior mide 0.08-0.49 (0.19 ± 0.12 , $n=11$) de largo por 0.24-0.37 (0.29 ± 0.11 , $n=11$) de ancho y el posterior mide 0.15-0.49 (0.26 ± 0.14 , $n=11$) de largo por 0.20-0.37 (0.27 ± 0.10 , $n=11$), respectivamente. La vesícula seminal es externa y usualmente se extiende hasta la parte posterior del acetábulo, mide de largo 0.19-0.66 (0.37 ± 0.26 , $n=7$).

El aparato reproductor femenino está formado por un ovario pretesticular muy lobulado, que mide 0.08-0.24 (0.15 ± 0.06 , $n=11$) de largo por 0.06-0.41 (0.25 ± 0.12 , $n=11$) de ancho. El útero se encuentra localizado principalmente entre el ovario y el acetábulo, aunque algunas azas alcanzan la parte posterior del ovario. Los folículos vitelinos se extienden desde el nivel de la bifurcación de los ciegos, hasta la región posterior del cuerpo,



distribuyéndose en la porción lateral de los ciegos y confluyendo posteriormente al testículo posterior.

Los aparatos reproductores abren en el poro genital, que se ubica antes de la bifurcación intestinal.

La vesícula excretora tiene forma de "I" y el poro excretor es terminal.

Hospedero: *Epinephelus analogus* Gill, 1863

Sitio de infección: Intestino y ciegos

Localidad: La Paz; Baja California Sur

Número de Catálogo: CNHE (9658).

COMENTARIOS TAXONÓMICOS

El género *Pseudopecoelus* fue establecido por Wicklen en 1946 para *Pseudopecoelus vulgaris*. El género es cosmopolita y parasita el intestino de una gran variedad de peces, pero en el Pacífico mexicano sólo se han registrado cuatro especies: *Pseudopecoelus elongatus*, *Pseudopecoelus priacanthi*, *Pseudopecoelus scorpenae* y *Pseudopecoelus umbrinae* (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2007).

Actualmente se han descrito 38 especies que pueden incluirse en seis grupos (Bray, 1987; Madhavi & Lakshmi, 2010). Nuestra especie pertenece al grupo A conformado por 17 especies, el cual se diferencia de los demás por presentar vitelógenas que alcanzan al menos la parte anterior del acetábulo: *P. acanthuri* Yamaguti, 1950, *P. ariusi* Parukhin, 1983, *P. brevivesiculatus* Hanson, 1955, *P. gibbonsiae* Manter & Van Cleave, 1951, *P. gymnothoracis* Nahhas & Cable, 1964, *P. littoralis* Caballero & Caballero, 1976, *P. manteri* Sogandares Bernal & Hutton, 1959, *P. minutus* Nahhas & Cable, 1964, *P. pritchardae* Gupta & Sayal, 1979, *P. puhipaka* Yamaguti, 1970, *P. pyriformis* Prudhoe & Bray, 1973, *P. umbrinae* Manter & Van Cleave, 1951, *P. vitellozonatus* Pritchard, 1966, *P. bilqeesae* Ahmad & Dhar, 1987, *P. dollfusi* Ahmad & Dhar, 1990, *P. sewelli* Bray, 1987 & *P. brayi* Madhavi & Lakshmi, 2010 (Madhavi & Lakshmi, 2010).

Los ejemplares estudiados difieren de *P. manteri*, *P. sewelli* y *P. bilqeesae* porque no presentan una ventosa pedunculada. *Pseudopecoelus ariusi* y *P. pyriformis* poseen una



vesícula seminal que se extiende más allá del acetábulo a diferencia de nuestra especie, en la que no lo sobrepasa. Todos nuestros ejemplares presentaron los testículos y el ovario profundamente lobulados. Esta característica los distingue de *P. pritchardae*, *P. dollfusi*, *P. minutus* y *P. gibbonsiae*, ya que se ha reportado que sus gónadas son totalmente lisas. Finalmente, las especies restantes (*P. gymnothoracis*, *P. vitellozonatus*, *P. littoralis*, *P. ariusi*, *P. pyriformis*, *P. acanhuri*, *P. acanhuri*, y *P. brevivesiculatus*) se diferencian de nuestros ejemplares por tener testículos aserrados o ligeramente lobulados.

Las diferencias mencionadas anteriormente sugieren que nuestros ejemplares pertenecen a una especie que no ha sido descrita, la cuál será publicada en un trabajo posterior.



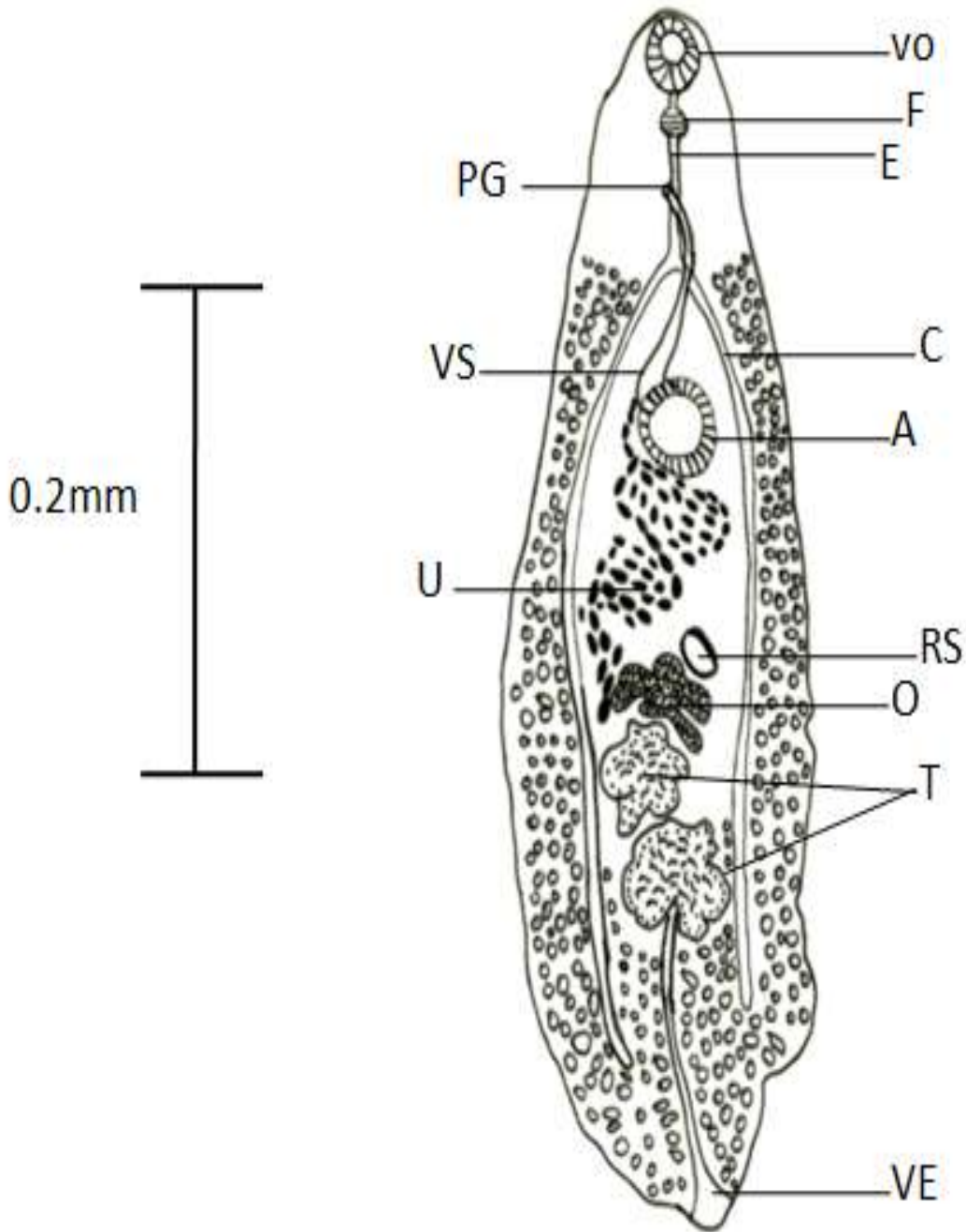


Figura 11. Vista ventral de *Pseudopecoelus sp.nov.*

A: acetábulo, C: ciegos, E: esófago, F: faringe, H: huevo, O: ovario, PG: poro genital, RS: receptáculo seminal, T: testículos, U: útero, V: vitelógenas, VE: vesícula excretora, VO: ventosa oral, VS: vesícula seminal.



CONCLUSIONES

- A la lista de digeneos que parasitan a los peces marinos del Pacífico mexicano se agregaron las especies *Pachycreadium gastrocotylum* y *Pseudopecoelus* sp. nov.
- Se registra por primera vez en México a *Pachycreadium gastrocotylum*.
- Se detecta a una nueva especie del género *Pseudopecoelus*.
- Se proporcionan registros nuevos a la distribución geográfica de *Lecithochirium microstomum* a Puerto Ángel, Oaxaca, *Hypocreadium myohelicatum* a Mazatlán, Sinaloa y *Opecoelina scorpaenae* a Puerto Ángel, Oaxaca.

Diplangus mexicanus y *Opisthadena dimidia* fueron registradas en nuevos hospederos, una especie de Gerreidae y una especie de Kyphosidae, respectivamente.

Los estudios taxonómicos de trematodos de peces marinos deben continuar, para tener un conocimiento más completo y preciso de la helmintofauna de este grupo de hospederos que muchas veces son de importancia comercial.



BIBLIOGRAFÍA

Bray, R.A. (1987) Some Helminth parasites of marine fishes of South Africa: Family Opecoelidae (Digenea). *Journal of Natural History*, 21, 1049-1975

Bartoli, P., Gibson, D. I., & Bray, R. A. (1988). The Opecoelidae (Digenea) of sparid fishes of the western Mediterranean. I. *Pachycreadium* Manter, 1954. *Systematic parasitology*, 12(3), 231-239.

Bray, R. A. (1991). Hemiuridae (Digenea) from marine fishes of the southern Indian Ocean: Genus *Lecithochirium* Lühe, 1901 (Lecithochiriinae). *Systematic Parasitology*, 18(3), 193-219.

Bray, R. A., & Cribb, T. H. (1996). The Australian species of *Lobatocreadium* Madhavi, 1972, *Hypocreadium* Ozaki, 1936 and *Dermadena* Manter, 1945 (Digenea: Lepocreadiidae), parasites of marine tetraodontiform fishes. *Systematic Parasitology*, 35(3), 217-236.

Bray, R. A., Gibson, D. I., & Jones, A. (2008). Keys to the Trematoda, Volumen 3. CABI. CAB International, Wallingford, UK, 497-500.

Bray, R. A., & Justine, J. L. (2010). *Pseudopecoelus sosoae* sp. nov. and *P. sewelli* (Digenea, Opecoelidae) from the deep-sea fish *Neoscombrops pacificus* (Perciformes, Acropomatidae) off New Caledonia. *Acta Parasitologica*, 55(1), 45-52.

Bravo-Holis , M. & Manter , H.W.,1957. "Trematodes of Marine fishes of Mexican Waters X. Thirteen Digenea, including nine new species and two new genera, from Pacific coast". *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*. 24 (1): 35-48

Byrd, M. A. (1963). Helminth parasites of Antarctic vertebrates. Part I. Digenetic trematodes of marine fishes. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 30, 129-148.

Bullard, S. A., Barse, A. M., Curran, S. S., & Morris Jr, J. A. (2011). First record of a digenean from invasive Lionfish, *Pterois cf. volitans*, (Scorpaeniformes: Scorpaenidae) in the Northwestern Atlantic Ocean. *Journal of Parasitology*, 97(5), 833-837.

Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., & Shostak, A. W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology*, volumen 575-583.

Cheng T.C. (1974). *General Parasitology*. Academic Press, New York. 965 pp.

García-Prieto, L., Mendoza-Garfias, B., & de León, G. P. P. (2014). Biodiversidad de Platyhelminthes parásitos en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85, 164-170.



Gibson, D. I., Jones, A., & Bray, R. A. (2002). Keys to the Trematoda, volumen 1. CAB International, Wallingford, UK. 417-425.

Hassanine, R. M. E. S. (2006). Trematodes from Red Sea fishes: *Pachycreadium lethrini* sp. nov.(Opcoelidae Ozaki, 1925) and *Pseudometadena aegyptensis* sp. nov.(Cryptogonimidae Ward, 1917), with a review of their genera. Acta Parasitologica, 51(3), 176-181.

Hugot, J. P., P. Baujard & S. Morand. 2001. Biodiversity in helminthes and nematodes as a field of study: an overview. Nematology 3:199-208

Johnson, W. F., & Copey, J. E. (1953). *Opisthadena bodegensis* n. sp.(Trematoda) from Dillon Beach, California. Transactions of the American Microscopical Society, volumen 72 , 78-81.

Jones, A., Bray, R. A., & Gibson, D. I. (2005). Keys to the Trematoda. volumen 2. CAB International, Wallingford, UK. 443-445.

Kacem, H., Derbel, H., & Neifar, L. (2011). *Hypocreadium caputvadum* sp. nov.(Digenea, Lepocreadiidae), an intestinal parasite of the grey triggerfish, *Balistes capriscus* (Teleostei, Balistidae) from the Gulf of Gabès, Mediterranean Sea. Acta Parasitologica, 56(3), 301-304.

Lamothe-Argumedo, R. (1965) Trematodos de peces II. Presencia de los trematodos *Bianium plicatum* (Linton, 1928) Stunkard, 1931 y *Lecithochirium microstomum* Chandler, 1935, en peces del Pacífico mexicano. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, 36, 147–157.

Lamothe Argumedo, R., & García Prieto, L. (1988). Helmintiasis del hombre en México: tratamiento y profilaxis. AGT. México, 139 p.

Lamothe Argumedo, R.,(1997). Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. AGT Editor. 43 p.

Lamothe Argumedo. (2010) .Clase Trematoda. En: Rivas. G, Fernández Álamo M. A, Niveles de Organización en animales (102-105 p.). Las prensas de ciencias.

León-Règagnon, V., de León, G. P. P., & Brooks, D. R. (1996). Phylogenetic analysis of *Opisthadena* (Digenea: Hemiuridae). Journal of Parasitology, Volumen 82 1005-1010.

León-Regagnon, V., Pérez-Ponce de León, G. & Lamothe-Argumedo, R. (1997) Hemiuriformes de peces marinos de la Bahía de Chamela, México, con la descripción de



una nueva especie del género *Hysterolecitha* (Digenea: Hemiuridae: Lecithasterinae). Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, 68, 34.

Madhavi, R., & Lakshmi, T. T. (2010). A new opecoelid trematode, *Pseudopecoelus brayi* sp. nov. from the shoulderbar soldierfish, *Myripristis kuntee* off Visakhapatnam coast, Bay of Bengal. *Acta Parasitologica*, 55(3), 235-239.

Mago, Y. y Chinchilla, O. 2003. Un nuevo registro y una nueva especie del género Manter, 1934 (Digenea: Opecoelidae) halladas en peces marinos del Nororiente de Venezuela. *Boletín 85 del Instituto Oceanográfico de Venezuela*, 42 (1 y 2): 87-93.

Maldonado Tapia, Luz de Gracia (2010). Taxonomía de algunos trematodos parásitos de peces marinos del Pacífico Mexicano. Tesis Facultad de Ciencias, UNAM. Distrito Federal, México.

Manter, H.W. (1934) Some digenetic trematodes from deep-water fish of Tortugas, Florida. *Carnegie Institution of Washington Publication*, 435, 257–345.

Manter, H.W. (1936) Some trematodes of cenote fish from Yucatan. *Carnegie Institution of Washington Publication*, 457, 33–38.

Manter, H.W. (1940) Digenetic trematodes of fishes from the Galapagos Islands and the neighboring Pacific. *Allan Hancock Pacific Expedition*, 2, 325–497.

Manter, H.W. & Van Cleave, H.J. (1951) Some digenetic trematodes including eight new species from marine fishes of La Jolla, California. *Proceedings of the United States National Museum*, 101, 315–339.

Margolis, L. & Adams, T. R. (1956). Description of *Genolinea oncorhynchi* n. sp. (Trematoda: Hemiuridae) from *Oncorhynchus gorbuscha* in British Columbia with notes on the genus. *Canadian Journal of Zoology*. 34: 573-577.

Morsy, K., Bashtar, A. R., Abdel-Ghaffar, F., & Baksh, W. (2012). First record of *Lecithochirium grandiporum* (Digenea: Hemiuridae) infecting the lizard fish *Saurida tumbil* from the Red Sea. *Parasitology Research*, 111(6), 2339-2344.

Noble, E. R., & Noble, G. A. (1965). *Parasitology. The Biology of Animal Parasites*. Parasitology. The Biology of Animal Parasites. VI Ed. Lea & Febiger. Philadelphia. 573 pp.

Olsen, O. W. (1974). *Animal parasites: Their biology and life cycles*. *Animal Parasites: their Biology and Life Cycles*. 562 p.



Linton, E. (1940) A new genus of trematodes belonging to the subfamily Allocreadiinae. *Journal of Washington Academy of Science*, 24, 81–83.

Poulin, R. (2000). Variation in the intraspecific relationship between fish length and intensity of parasitic infection: biological and statistical causes. *Journal of Fish Biology*, 56(1), 123-137

Pérez-Ponce de León, G ; García-Prieto, L. & Mendoza-Garfias, B. (2007). Trematode parasites (Platyhelminthes) of wildlife vertebrates of Mexico. *Zootaxa*, 1534, 1-247.

Pérez-Ponce de León, G., L. García-Prieto & B. Mendoza-Garfias. (2011). Describing parasite biodiversity: the case of the helminth fauna of wildlife vertebrates in Mexico. *In Changing diversity in changing environment*, O. Grillo y G. Venora (eds.). In Tech, Rijeka, Croacia. p. 33-54

Rodríguez-Santiago, M. A., Rosales-Casián, J. A., & Grano-Maldonado, M. I. (2014). Dynamics of a parasite assemblage of the Vermilion Rockfish *Sebastes miniatus* from northwestern Baja California, México. *Helgoland Marine Research*, 68(2), 299-306.

Schmidt, G. D., & Roberts, L. S. (1977). *Foundations of parasitology*. Mosby Compan Co Editors St.. Louis, Missouri, 604 pp.



APÉNDICE I

A continuación se presentan las técnicas de fijación y tinción que se utilizaron para estudiar a los trematodos (información tomada de Lamothe, 1997).

Fijación

La fijación es un proceso mediante el cual se provoca la muerte de los organismos, de tal forma que sus características morfológicas y químicas se preserven en lo posible, lo más próximas a la apariencia que guardaban estando vivos. Para tal procedimiento se emplearon tres fijadores químicos: Bouin, AFA y alcohol etílico al 70%.

Bouin

Solución saturada de ácido pícrico.....75 ml

Formol comercial.....25 ml

Ácido acético glacial.....5 ml

AFA

Alcohol etílico al 70%

Alcohol etílico de 96%.....100 ml

Agua destilada.....40.85 ml

Los trematodos se fijaron por aplanamiento ligero, cada trematodo se colocó en un portaobjetos con solución salina y se observó al microscopio estereoscópico y en el preciso momento en que se extendía al máximo, se le cubrió con un cubreobjetos. Con papel filtro se absorbió la solución salina por un lado del cubreobjetos y con una pipeta Pasteur por el extremo opuesto se aplicó el fijador (líquido de Bouin o AFA).



Tinción

Los ejemplares fueron teñidos con tres tipos de colorantes y siguiendo un proceso específico en cada caso.

Tricrómica de Gomori

Solución madre

Cromotrope 2R.....	0.6 gr.
Fast Green FCF.....	0.3 gr.
Ácido Fosfotúngtico.....	0.7 gr.
Agua Destilada.....	100 ml.
Ácido Acético.....	1 ml.

La solución diluida equivale a una gota de solución madre por cada 3 ml de agua destilada.

Proceso

1. Hidratar en alcoholes graduales hasta agua destilada
2. Teñir en la solución diluida del colorante durante 25 minutos a 24 horas dependiendo del tamaño y grosor del parásito.
3. Lavar con agua destilada, uno o dos cambios de cinco minutos.
4. Deshidratar con alcoholes sucesivos hasta absoluto. El tiempo de deshidratación en cada cambio de alcohol depende del tamaño y grosor de cada ejemplar, generalmente son 10 minutos en cada cambio.
5. Aclarar en aceite de clavos, xilol o salicilato de metilo
6. Montar en bálsamo de Canadá



Hematoxilina de Delafield

Solución madre

Hematoxilina al 3% en alcohol absoluto.....	100 ml.
Alumbre de Amonio al 6.5% acuoso.....	320 ml.
Glicerina Q.P.....	80 ml.
Agua destilada	320 cc.

Proceso

1. Los ejemplares se hidratan con alcoholes graduales sucesivos de 50% a 25% hasta agua destilada.
2. Teñir con hematoxilina durante 8 a 10 minutos
3. Lavar en agua destilada hasta eliminar el exceso de colorante.
4. Diferenciar, observando al microscopio, con agua acidulada con HCl al 2% hasta que los parásitos tomen color rosa pálido.
5. Lavar con agua destilada. Virar con agua de la llave hasta obtener una coloración violácea.
6. Deshidratar en alcoholes hasta alcohol absoluto. El tiempo de deshidratación en cada cambio de alcohol depende del tamaño y grosor del ejemplar.
7. Aclarar en aceites de clavos, xilol o en cambios graduales de salicilato .
8. Montar en bálsamo de Canadá o resina sintética, teniendo cuidado de que los temátodos queden con el acetábulo hacia arriba.

Paracarmín de Meyer

Solución madre

Ácido Carmínico.....	1.0 gr.
Cloruro de Aluminio hidratado.....	0.5 gr
Cloruro de Calcio Anhidrico.....	4.0 gr.
Alcohol al 70%.....	100 ml.



Proceso

1. Lavar en alcohol al 96% durante 10 minutos.
2. Teñir con Paracarmín de Mayer durante 8 a 10 minutos.
3. Lavar en alcohol del 96% hasta quitar el exceso de colorante.
4. Diferenciar en alcohol al 96% acidulado al 2% con HCl, hasta que los bordes del ejemplar se observen pálidos y el acétabulo y los testículos sean claramente visibles al microscopio.
5. Lavar en alcohol del 96% de 1 a 2 minutos para detener la acción del HCl.
6. Deshidratar en alcohol absoluto durante 20-25 minutos.
7. Aclarar, preferentemente en aceite de clavos o con silicato de Metilo.
8. Montar en Bálsamo de Canadá.

