

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS

POSGRADO EN OCEANOGRAFÍA COSTERA



**ESTRUCTURA DE LA COMUNIDAD DE MACROPARÁSITOS
DEL ROCOT ROJO *Sebastes miniatus* (JORDAN Y GILBERT,
1880), Y EL PEZ BLANCO *Caulolatilus princeps* (JENYNS
1842) EN SAN QUINTÍN, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO.**

TESIS

**QUE PARA CUBRIR PARCIALMENTE LOS REQUISITOS
NECESARIOS PARA OBTENER EL GRADO DE**

DOCTOR EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

PRESENTA

MARÍA AMPARO RODRÍGUEZ SANTIAGO

Ensenada, Baja California, México. Febrero de 2009.

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS
POSGRADO EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

**ESTRUCTURA DE LA COMUNIDAD DE MACROPARÁSITOS
DEL ROCOT ROJO *Sebastes miniatus* (JORDAN Y GILBERT,
1880), Y EL PEZ BLANCO *Caulolatilus princeps* (JENYNS
1842) EN SAN QUINTÍN, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO.**

TESIS

QUE PARA CUBRIR PARCIALMENTE LOS REQUISITOS
NECESARIOS PARA OBTENER EL GRADO DE

DOCTOR EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

PRESENTA

MARÍA AMPARO RODRÍGUEZ SANTIAGO

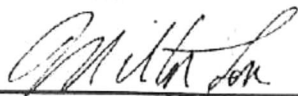
APROBADA POR



Dr. Jorge Adrián Rosales Casán
Presidente del jurado
Director de Tesis



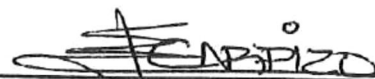
Dr. Roberto Millán Núñez
Tutor



Dr. Milton Love
Sinodal



Dr. Gorgonio Ruiz Campos
Sinodal



Dr. Eugenio Carpizo Ituarte
Sinodal

RESUMEN

Este estudio establece el registro parasitológico de dos especies de peces; el rocot rojo, *Sebastes miniatus* y el pescado blanco *Caulolatilus princeps* en la costa de San Quintín Baja California, México. Ambos peces son apreciados en el mercado por su sabor y calidad de carne y sostienen la pesquería comercial costera. Las investigaciones sobre parásitos de peces marinos en México son escasas, centrándose en taxonomía y poco se conoce sobre relaciones existentes entre las especies parásitas y su huésped. El objetivo de este trabajo fue identificar los macroparásitos de ambos huéspedes, determinar la estructura de las comunidades, y analizar los cambios. De enero a diciembre de 2005 se realizaron seis muestreos, y se analizaron 303 peces en total, con tallas 28-61 centímetros de longitud total para *S. miniatus*, y 43-68 centímetros longitud total para *C. princeps*. El listado taxonómico se conformó por 18 especies de macroparásitos. *S. miniatus* albergó 12 especies representados por tres especies de monogeneos: *Microcotyle sebastis*, *Benedenia derzhavini*, dos especies de digéneos representados por *Fellidostomum sebastodis*, *Parahemiurus merus*, los cestodos y acantocéfalos estuvieron representados cada uno por una sola especie, los primeros por el orden Psudophyllidae y los segundos, el cistacanto *Corynosoma strumomosum*, los nematodos estuvieron representados por larvas de *Anisakis* sp, *Hysterothylacium* sp, y *Pseudoterranova* sp., los copépodos por *Lepeoptheirus* sp, *Clavellostis sebastidis* y *Neobranchia scorpaenae*. *C. princeps* albergó seis especies representados por el monogeneo *Choricotyle caulolatilae*, dos digéneos *Bianium plicatum* y *Choanodera caulolatilae*, los nematodos estuvieron representados por larvas de *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp.; los copépodos fueron representado solo por *Hatscheskia* sp. De las 18 especies de macroparásitos los grupos más diversos fueron los nematodos y los copépodos para *S. miniatus*, y digéneos y nematodos para *C. princeps*. En *S. miniatus*, *Anisakis* sp. presentó la mayor prevalencia de 98%, y *Bothriocephalus* sp. la mayor abundancia con 73.3 ($\pm 1,865.1$ parásitos por pez analizado $\pm$ DE). Para *C. princeps*, *Anisakis* sp. presentó una prevalencia de 91.1% y una abundancia de 162.2 (± 229.2 DE), *Hysterothylacium* sp. presentó una prevalencia de 84.4%, y una abundancia de 9.4 (± 119.64 DE); las larvas de anisákidos son importantes por la infestación que pueden a desarrollar en humanos. El huésped *S. miniatus* presentó mayor riqueza (12 especies) respecto a *C. princeps* (seis especies), sin embargo la riqueza específica fue similar para ambos huéspedes con 2.86 y 2.28 especies. Los índices de diversidad de Shannon y de Simpson mostraron una alta equidad con poca dominancia de las especies comunes; en ambos huéspedes las larvas de nematodos fueron las especies dominantes. *S. miniatus* presentó un mayor porcentaje de peces con una sola especie respecto a la comunidad de *C. princeps*. El coeficiente de similitud de Jaccard (0.1) mostró similitud en ambos huéspedes al compartir solo dos especies (larvas de anisákidos) de las 18 especies de macroparásitos en total.

Dedicado a:

Shellsea Mariam

Y

Henry Sair

Mis pequeños guerreros
del futuro cercano...

El presente trabajo se realizó conjugando esfuerzo y sacrificio de toda una familia, es por eso que merece ser plasmado un agradecimiento para cada miembro de ella. Tal esfuerzo tuvo como resultado haber logrado mis metas propuestas y gracias a esa valiosa colaboración se pudo lograr el cometido.

Es por eso que la presente adquiere una especial valoración.

A mis padres

El más grande agradecimiento a esas dos personas, pues gracias al coraje, decisión y responsabilidad que mi padre transmitió a nosotros sus hijos, predicando con el ejemplo, forjó nuestras conductas. Gracias a mi padre por toda una vida de esperanza. A mi madre: Parte fundamental para salir adelante fue la paciencia, la confianza que depositó en nosotros y sus sabios consejos me alentaron para seguir firme en las decisiones.

Gracias por darme la vida, su amor, sus caricias, las sonrisas, el aliento.....

Gracias por enseñarme a crecer, sus consejos ayudaron a curar mis heridas
y consolarme en mis lamentos....

Gracias por el ejemplo de honradez, del entusiasmo y la calidez, por
los regaños y desacuerdos, por las verdades y descontentos.....

Gracias por enseñarme a dar de intensa forma y nada esperar, por
enseñarme como es la vida....

Gracias por estar a mi lado en el momento justo y el más anhelado, cuando necesito sentir sus besos y sus abrazos y escuchar un te quiero y escuchar un te amo....

Gracias con todo mi corazón, gracias por ser como son, Dios no pudo haberlos escogido de una mejor manera, a mis padres, la pareja que ustedes son.

Quiero agradecerles lo que ahora soy....

A mis hermanos

A esos cinco importantes pilares, Nora, Juan Manuel, Sandra, Mario e Israel, gracias por su valiosa colaboración y apoyo en tiempos difíciles y por haberme dado palabras de confianza en que se lograrían mis expectativas trazadas, además de recibir innumerables parabienes, a todos ustedes gracias.

A mi esposo y mis hijos:

Un especial agradecimiento a estas tres importantes personas en mi vida, a mi compañero y esposo Dr. Enrique Ávila Torres y mis dos hijos, que en todo momento estuvieron firmes a mi lado sin mostrar cansancio, decepción ni frustración, siempre mostrando apoyo y ayuda sincera, a pesar de ver sacrificados tiempos importantes de diversión y esparcimiento, fue un gran aliciente sentir a mi lado el respaldo de los tres, trabajando conjuntamente,

para ver realizadas nuestras esperanzas, mil gracias, los amo con todo mi corazón.

Agradecimientos.

Resulta difícil conjuntar en esta sección a las personas e instituciones que de una u otra manera colaboraron en la generación de este trabajo. De antemano ofrezco una disculpa en caso de omitir a alguna, pero queda garantizado mi agradecimiento para todas ellas.

En primera instancia quiero agradecer especialmente al Dr. Jorge A. Rosales Casian, director de esta tesis, por su apoyo durante el desarrollo de esta investigación y a lo largo de mi formación en el área de ecología. Además, por su invaluable e incondicional amistad y hospitalidad sin las cuales hubiera sido imposible llevar a términos mis objetivos personales.

En mi caminar por la vida, he encontrado un ángel; esa buena persona: que me apoya, que me ayuda, que me consuela, que me conforta, que me dice cuando cometo algún error, o que me elogia cuando hago algo bueno. Es una persona especial que llegó a mi vida, cuando menos le esperaba; que ha sabido comprenderme, confiar en mí y me contagia de alegría y confianza en los momentos más difíciles; que me escucha sin juzgarme y me brinda sabios consejos, sin egoísmo, ni maldad. Ese alguien que ha conquistado mi amistad incondicional, mi cariño, mis sentimientos más puros; es mi ángel en la Tierra.

Ese ángel, es usted, Dr. Casian Gracias por su incondicional apoyo!.

Al Dr. Roberto Millán Núñez por ser mi tutor, su valiosa guía, consejos y compromiso a lo largo de mi vida profesional. Asimismo, por su gran apoyo para alcanzar mis metas y logros personales y profesionales.

Al Dr. Gorgonio Ruiz Campos, por su apoyo académico que fue de gran valor para este trabajo, y por poner a mi disposición su laboratorio, por disposición para orientarme en todo momento, sin contar con las múltiples ideas aportadas durante mi permanencia en el programa de doctorado.

Al Dr. Eugenio de Jesús Carpizo Ituarte, por su ayuda y consejo académico para la elaboración y revisión de este trabajo de tesis y por su

disposición para auxiliarme y orientarme en todo momento, por sus acertadas recomendaciones y consejos para lograr mi meta, gracias.

Al Dr. Milton Love por ser parte de mi comité y por sus sabios consejos que contribuyeron a mejorar este trabajo, gracias por su hospitalidad e información que me brindo.

Al Dr. Fernando Gracia Vargas por ser parte fundamental en el desarrollo de esta tesis, pero principalmente por compartir conmigo sus ideas y enfoques al abordar el estudio de los parásitos. No tengo forma de agradecer su apoyo, y amistad a lo largo de estos años. A este grande y respetable y admirable parasitólogo, mil y un millón de gracias.

Al Dr. Enrique Ávila Torres por su gran ayuda académica en las revisiones del desarrollo de la tesis, por sus ideas, por su apoyo incondicional, por sus consejos y sus palabras de aliento para que esto tuviera fin.

Al Dr. José Luis Carballo de la UNAM, Unidad Mazatlán, por prestarme las instalaciones del laboratorio de ecología del bentos, y al Dr. Samuel Gómez por su valiosa ayuda y asesoría brindada.

A la Dra. Emma Josefina Fajer por el apoyo brindado y por darme la oportunidad de realizar estancias de trabajo en el laboratorio de parasitología (CIAD-Mazatlán), gracias por su amistad.

También estoy en deuda con la Facultad de Ciencias Marinas el IIO de UABC y con el Posgrado en Oceanografía Costera, especialmente con el Dr. Roberto Millán Núñez, la Dra. Irma Soria, y a la C. Angélica arce Secretaria del Posgrado, y a Lorena Chávez, de las que recibí un gran apoyo y comprensión.

Especialmente deseo agradecer al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico brindado durante mis estudios de Doctorado.

Al personal del Laboratorio de Biología del CICESE, a todas las personas que me acompañaron en esos momentos a todos gracias; especialmente a Carmen Rodríguez, y la Dra. Sharon Herzka por facilitarme su equipo de laboratorio, a Rosa Reina Mouriño y Ernestina Castro por el préstamo del equipo de microscopía. Un agradecimiento especial a las Secretarías del departamento de Ecología, Amparo Valverde y Magda Chávez.

A las personas que compartieron su tiempo en el Laboratorio de Vertebrados de Ciencias Biológicas de la UABC, a Martha Valles, al maestro Marcelo Rodríguez Meraz, Arturo, Jacqueline, Karla, Claudia, que hicieron que mi estancia fuera placentera.

A mis amigos inolvidables del laboratorio de parasitología del CIAD Unidad Mazatlán, Rosa Ma. Medina encargada del laboratorio, Minerva, Catherine, Oscar y el Dr. Fernando García, que de alguna manera contribuyeron a que mi estancia en este laboratorio fuera muy grata, también sin olvidar todas la buenos deseos del personal administrativo, María del Socorro Saravia, Lupita Peraza, Gilberto Moran, Carlos Salas, Mari, y Sonia Osuna .

Gracias a todos los amigos, compañeros y demás personas que han sido importantes en mi vida, y me dieron ánimos y palabras de aliento cuando más las necesitaba; mi Janetita, Ana Laura "tochis", mi muy especial y fiel amigo Gabriel Zenil, Ángel, a mi inigualable amigo Emiliano Tiran, a Ulises, Rocío rojas, Claudia Avena, Diego Casas, Mariam, David Servin, Luis Villavicencio, Neto, Toño, Gordo, Alejandro, Rigoberto Laborin, Arum Jiménez, Tomi, Laura, Maru, Lupita, Roberto Contreras, Suguey Ávila, Bertha Ávila, Lucí (esposa de Fernando), Selene Rodolfo, Francis, Leonardo, Caro, Sonia Soto, Adriana, Ana Luisa, Rubi Ruz, Angélica Llera, Lolis, Alba, Paula, Chucho, Alejandrina, Guille, a mi gran amigo Major, a mis amigos de la comunidad gay, a todos mis compañeros de las dos generaciones con los que tuve la oportunidad de convivir y a la gente calida de Ensenada con la que compartí buenos momentos y perdonen si he omitido alguno de ustedes, creo que la lista sería muy larga.

INDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN.....	01
2. ANTECEDENTES.....	05
2. 1. Biología de <i>Sebastes miniatus</i> y <i>Caulolatilus princeps</i>	05
2. 2. Rocot Rojo o Bermejo (<i>S. miniatus</i>).....	05
2. 3. Pez blanco (<i>C. princeps</i>).....	07
2. 4. Aspectos pesqueros del rocot rojo y el pez blanco en México.....	08
2. 5. Importancia de los parásitos.....	10
2. 5. 1. Parásitos.....	10
2. 5. 2. Importancia de los parásitos en los peces marinos.....	11
2. 5. 3. Interacción de los parásitos en la cadena trófica.....	12
2. 5. 4. Los parásitos como marcadores biológicos.....	14
2. 5. 5. Parásitos como agentes de infecciones en humanos.....	15
2. 5. 6. Ecología de parásitos.....	16
2. 5. 7. Comunidades de macroparásitos en peces marinos.....	18
2. 5. 8. Registro de macroparásitos en los huéspedes.....	20
2. 5. 9. Actividad de la Pesca Deportiva en San Quintín, B.C.....	25
3. OBJETIVOS.....	28
3. 1. Objetivo General.....	28
3. 2. Objetivos específicos.....	28
4. ÁREA DE ESTUDIO.....	29
5. MÉTODOS.....	33
5. 1. Recolección y revisión de huéspedes.....	34
5. 1. 1. Examen externo.....	34
5. 1. 2. Examen interno.....	35
5. 2. Procesamiento de los macroparásitos: fijación y tinción.....	35
5. 2. 1. Platelminetos.....	35
5. 2. 2. Nemátodos.....	36
5. 2. 3. Copépodos.....	37

5. 2. 3. Revisión taxonómica.....	37
5. 2. 4. Análisis de los datos.....	38
5. 5. Análisis de la captura y tallas de <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i>	42
6. RESULTADOS.....	45
6. 1. Registro parasitológico.....	45
6. 1. 1. Número suficiente o número mínimo de huéspedes a Analizar.....	45
6. 1. 2. Rocot rojo, <i>S. miniatus</i> . 6. 1. 3. Pez blanco, <i>C. princeps</i>	46
6. 1. 3. Pez blanco, <i>C. princeps</i>	46
6. 1. 4. Elenco parasitológico y órganos preferenciales de infestación.....	48
6. 2. Clasificación y morfología de la parasitofauna de <i>S. miniatus</i>	50
6. 2. 1. Clasificación de <i>Fellidostomum sebastodis</i> Caballero <i>et al</i> 1952.....	50
6. 2. 1. 1. Descripción morfológica.....	50
6. 2. 2. Clasificación de <i>Parahemiurus merus</i> Manter, 1940.....	53
6. 2. 2. 1. Descripción morfológica.....	53
6. 2. 3. Clasificación de <i>Microcotyle sebastis</i> Yamaguti, 1934.....	56
6. 2. 3. 1. Descripción morfológica.....	
6. 2. 4. Clasificación de <i>Benedenia derzhavini</i> Yamaguti, 1934.....	63
6. 2. 4. 1. Descripción morfológica.....	63
6. 2. 5. Clasificación para <i>Bothriocephalus</i> sp. Rudolphi, 1808.....	68
6. 2. 5. 1. Descripción morfológica.....	68
6. 2. 6. Clasificación para <i>Corynosoma strumosum</i> Rudolph 1802.....	71
6. 2. 6. 1. Descripción morfológica.....	71
6. 2. 7. Clasificación para <i>Anisakis</i> sp. Railliet y Henry, 1912.....	74
6. 2. 7. 1. Descripción morfológica.....	74
6. 2. 8. Clasificación para <i>Pseudoterranova</i> sp. Railliet y Henry, 1912.....	77
6. 2. 8. 1. Descripción morfológica.....	77
6. 2. 9. Clasificación para <i>Hysterothylacium</i> sp. Railliet y Henry, 1912.....	79

6. 2. 10. Clasificación para <i>Lepeoptheirus</i> sp. Von Norman, 1852.....	80
6. 2. 10. 1. Descripción morfológica.....	80
6.2. 11. Clasificación para <i>Neobranchia scorpaenae</i> Dojiri (1981).....	90
6. 2. 11. 1. Descripción morfológica.	91
6.2. 12. Clasificación para <i>Clavellotis sebastis</i> Castro-Romero y Baeza-Kukoki, 1984.....	96
6.2. 12. 1. Descripción morfológica.....	96
6.2. 12. 2 Hembra de <i>C. sebastis</i> :.....	96
6. 2. 12. 3. Macho de <i>C. sebastis</i> :.....	98
6. 3. Clasificación y caracterización morfológica de las especies de la fauna parasitaria de <i>C. princeps</i>	105
6. 3. 1. Clasificación para <i>Choanodera caulolati</i> propuesta por Manter (1940).....	105
6. 3. 1. 1. Descripción morfológica.....	105
6. 3. 2. Clasificación para <i>Bianium plicatum</i> Linton (1928); Stunkar (1931).....	109
6. 3. 2. 1. Descripción morfológica.....	109
6. 3. 3. Clasificación para <i>Choricotyle caulolati</i> Meserve (1938) Sproton (1946).....	115
6.3.3.1. Descripción morfológica.....	115
6. 3. 4. Clasificación para <i>Anisakis</i> sp. Meserve (1938); Sproton (1946).....	120
6. 3. 4. 1. Descripción morfológica.....	120
6. 3. 5. Clasificación para <i>Hysterothylacium</i> sp. Meserve (1938); Sproton (1946).....	123
6. 3. 5. 1. Descripción morfológica de larva (Tipo 1).....	123
6. 3. 5. 2. Descripción morfológica de larva (Tipo 2).....	124
6. 3. 5. 3. Larvas de tercer estadio (LV3).....	124
6. 3. 5. 4. Larvas de cuarto estadio (LV4).....	125
6. 3. 6. Clasificación para <i>Hatschekia</i> sp. Meserve (1938); Poche (1902).....	132
6. 3. 6. 1. Descripción morfológica.....	132

6. 4. Caracterización de los niveles de infección causados por los macroparásitos encontrados en <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i>	139
6. 4. 1. Niveles de infección y órganos parasitados en <i>S. miniatus</i>	139
6. 4. 2. Niveles de infección y órganos parasitados en <i>C. princeps</i>	141
6. 4. 3. Prevalencia y abundancia media de parásitos en <i>S. miniatus</i>	142
6. 4. 4. Prevalencia y abundancia media de parásitos en <i>C. princeps</i>	144
6. 4. 5. Importancia de las especies de parásitos en <i>S. miniatus</i>	147
6. 4. 6. Importancia de las especies de parásitos en <i>C. princeps</i>	149
6. 5. Análisis de la comunidad.....	151
6.6. Análisis de la comunidad de parásitos en <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i>	156
6. 7. Captura y tallas del rocot rojo, <i>S. miniatus</i>	157
6. 7. 1. Capturas y tallas del pescado blanco, <i>C. princeps</i>	161
7.DISCUSIÓN.....	166
7. 1. Discusión taxonómica de las especies de la fauna parasitaria de <i>S. miniatus</i>	185
7.2. Discusión taxonómica de la fauna parasitaria de <i>C. princeps</i>	185
7. 3. Discusión general.....	195
8.CONCLUSIONES.....	213
9.RECOENDACIONES.....	215
10.BIBLIOGRAFIA.....	216
ANEXO 1.....	245
ANEXO 2.....	246
ANEXO 3.....	249

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Rocot rojo, <i>Sebastes miniatus</i> (Jordan y Gilbert, 1880).....	6
Figura 2.	Pez blanco <i>Caulolatilus princeps</i> (Jenyns, 1840).....	8
Figura 3.	Localización del área de estudio en San Quintín, B. C., México.....	32
Figura 4.	Números acumulativos de especies de parásitos en <i>S. miniatus</i> capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.....	45
Figura 5.	Números acumulativos de especies de parásitos en <i>C. princeps</i> capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.....	46
Figura 6.	<i>Fellodistomum sebastodis</i> (Yamaguti, 1942). Organismo completo (vista ventral). vo, ventosa oral; fa, faringe; ci, ciego intestinal; ov, ovario; ac, acetábulo; te, testículos.....	52
Figura 7.	<i>Parahemiurus merus</i> (Linton, 1910). Esquema del organismo completo (vista ventral). vo, ventosa oral ; fa, faringe; ac, acetábulo; bc, bolsa del cirro; te, testículos ; ov, ovario; gv, glándulas vitelógenas; ec, ecsoma.....	54
Figura 8.	<i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894. a) Vista ventral, b) Glándulas adhesivas del haptor anterior, c) Armadura genital, d) Detalle de la pinza del opistohaptor.....	58
Figura 9.	a) Complejo reproductor de <i>Microcotyle sebastis</i> . te; testículos; ov, ovarios. b) Huevesillo vista ventral.....	60
Figura10.	Imagen de la preparación total de <i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894. a) Vista ventral, b) Región anterior de <i>Microcotyle sebastis</i> con armadura genital en el centro, c) Glándulas adhesivas del raptor anterior, d) Huevesillo vista ventral.....	61
Figura11.	a) Región posterior con opistohaptor de <i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894 b) Conjunto de escleritas, c) Detalle de la pinza del opistohaptor.....	62
Figura12.	Vista ventral de <i>Benedenia derzhavini</i> (Layman 1930) Meserve, 1938. fv, folículo vitelario; hu, huevo; ov, ovario; te, testículos; op, opistohaptor.....	65
Figura13.	Aparato reproductor de <i>Benedenia derzhavini</i> (Layman 1930) Meserve 1938, a) Ganchos, b) Huevo.....	66
Figura14.	Imagen de <i>Benedenia derzhavini</i> (Layman 1930) Meserve, 1938. a) Vista ventral, b) Aparato reproductor, c) Huevecillo, d) Región anterior.....	67
Figura15.	Preparación total de <i>Bothriocephalus</i> sp. Rudolphi 1808. a) Escólex, b) Proglotido maduro, c) Proglotido grávido, d) Huevo.....	69
Figura16.	Preparación total de <i>Bothriocephalus</i> sp. Rudolphi, 1808. La flecha indica el escólex.....	70
Figura17.	a) Preparación total, vista lateral del cistacanto de la especie <i>Corynosoma strumosum</i> Rudolphi, 1802. b) Detalle de la Proboscis, c) Cuerpo completo.....	72
Figura18.	<i>Corynosoma strumosum</i> a) Región anterior (detalle de la Proboscis). b) Proboscis completa, c) Imagen del organismo	

	completo.....	73
Figura 19.	<i>Anisakis</i> sp. (estadio larvario). A) región cefálica, B) vista Frontal, C) Región caudal (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventrículo, (i) intestino, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (re) recto, (m) mucrón, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (b) boca. LISTA DE FIGURAS (continuación).....	75
Figura 20.	<i>Anisakis</i> sp. (estadio larvario). a) Región cefálica, b) Ventrículo, c) Diente, d) Región caudal.....	76
Figura 21.	Larva de <i>Pseudoterranova</i> sp. A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventrículo, (i) intestino, (ci) ciego intestinal, (an) anillo nervioso, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (re) recto.....	78
Figura 22.	<i>Hysterothylacium</i> sp. A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal (dl) diente larvario, (v) ventrículo, (av) apéndice ventricular (i) intestino, (ci) ciego intestinal, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (es) espinas caudales.....	80
Figura 23.	<i>Hysterothylacium</i> sp. a) Región bucal, b) Región caudal con pequeñas espinas en la punta, c) Corte frontal de la región cefálica, d) Región caudal con hilera de papilas, e) Papilas en forma de chupón.....	81
Figura 24.	<i>Lepeophtheirus</i> sp. a) Estructura del organismo completo. Vista ventral de una hembra. cf, cefalotórax; tr, tórax; so, sacos ovígeros b) Mitad posterior del cuerpo, vista dorsal. ad, abdomen.	85
Figura 25.	<i>Lepeophtheirus</i> sp. a) anténula vista dorsal (antena 1). b) vista de la maxila anterior. c) mandíbula. d) vista del máxilipedo anterior.....	86
Figura 26.	<i>Lepeophtheirus</i> sp. e) apéndices cefálicos, (e1) antena dos con proceso posterior, e2) maxilula, vista ventral, f) furca esternal.....	87
Figura 27.	<i>Lepeophtheirus</i> sp. a). Pereópodo 1. b) pereópodo 2. c) pereópodo 3. d) pereópodo 4.....	88
Figura 28.	<i>Lepeophtheirus</i> sp. a) Estructura del organismo completo, vista ventral de una hembra parasitada, b) Furca y pereópodo 3, c) Mitad posterior del cuerpo, vista dorsal, d) Detalle de la unión entre la parte superior e inferior del cuerpo.....	89
Figura 29.	Estructura del organismo completo de <i>Neobranchia scorpaenae</i> Dojiri, 1981. Vista ventral de una hembra. ca, cabeza; cf, cefalotórax; cv, cordones ventrales; ab, abdomen; so, sacos ovígeros.....	92
Figura 30.	Vista lateral de hembra de a) <i>Neobranchia scorpaenae</i> , b) Mandíbula, c) Primera antena, d) Primera maxila lateral, e) Segunda maxila ventrolateral, f) Maxilipedo. g) Estructura del organismo completo del macho, h) Primera maxila lateral, i) segunda maxila ventrolateral.	93
Figura 31.	Estructura del organismo completo de a) <i>Neobranchia scorpaenae</i> . Vista ventral de una hembra, b) detalle de su artefacto de fijación, c) parte ventral de la cabeza, d) vista	

	dorsal de la cabeza, e) mandíbula, f) detalle dorsal del instrumento de fijación.....	94
Figura 32.	a) Imagen del la parte posterior de la hembra de <i>Neobranchia scorpaenae</i> , con el macho (flecha) adherido a ella entre los sacos ovígeros, b) Imagen completa del macho.....	95
Figura 33.	Estructura del organismo completo de una hembra de <i>Clavellotis sebastis</i> (vista ventral). cf: cefalotórax; gf: glándula frontal; mx: maxilas; so: sacos ovígeros.	99
Figura 34.	<i>Clavellotis sebastis</i> . a) vista lateral del tronco de la hembra, b) vista ventral de la bulla y c) vista lateral de la bulla.....	100
Figura 35.	Estructuras de la hembra de <i>Clavellotis sebastis</i> . a) vista ventral de la primera antena, b) maxilipedo, c) segunda antena, d) vista lateral de la mandíbula, e) primera maxila. ...	101
Figura 36.	Imagen de <i>Clavellotis sebastis</i> , a) vista dorsal del organismo completo, b) Bulla, c) vista ventral de la bulla, d) vista lateral de la mandíbula, e) maxilipedo. Tomadas a 40 y 60 X.....	102
Figura 37.	a) <i>Clavellotis sebastis</i> , vista dorsal del organismo completo de un macho, b) vista lateral de la mandíbula, c) primera maxila, d) segunda maxila, e) primera antena, f) segunda antena, g) maxilipedo.....	103
Figura 38.	a) Acercamiento de la bulla, b) c) vista ventrales de la protuberancia, d) vista lateral de la mandíbula, e) Maxilipedo. Tomadas a 40 y 60 X.	104
Figura 39.	Vista ventral del trematodo <i>Choanodera caulolati</i> Manter, 1940. vo, ventosa oral; ac, acetábulo; vs, vesícula seminal; hu, huevos; te, testículos; vf, vitelaria folicular.....	107
Figura 40.	<i>Choanodera caulolati</i> , a) ventosa oral, b) par de testículos.	108
Figura 41.	Vista ventral de <i>Bianium plicatum</i> (Lintonium, 1928) Stunkard, 1931. vo, ventosa oral; rc, región cefálica; ac, acetábulo; te, testículos; hu, huevos; gv, glándulas vitelogenas.....	113
Figura 42.	Complejo reproductor de <i>Bianium plicatum</i> (Lintonium, 1928) Stunkard, 1931. Vista ventral. ac, acetábulo; hu, huevos; te, testículos.	114
Figura 43.	<i>Choricotyle caulolati</i> (Meserve, 1938) Sproston, 1946. Vista ventral del organismo completo. f, faringe; atrio genital; ov, ovario; te, testículos; es, escleritas.	117
Figura 44.	<i>Choricotyle caulolati</i> . a). Esquema del aparato reproductor femenino. ov, ovario; rs, receptáculo seminal b). Esquema de la esclerita de forma diclidofórida..	118
Figura 45.	<i>Choricotyle caulolati</i> . a). Detalle del prohaptor formado por dos grandes ventosas con forma de herradura. b). Detalle del opistohaptor con cuatro pares de ventosas, c) Imagen del organismo.....	119
Figura 46.	<i>Anisakis</i> sp. (Estadio larvario). A) región cefálica, B) vista Frontal, C) región caudal, (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventrículo, (i) intestino, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (re) recto, (m) mucrón, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (b) boca	122
Figura 47.	<i>Hysterothylacium</i> sp. (larva tipo 1) A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal. (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventrículo, (av) apéndice ventricular, (ci) ciego intestinal, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (b) boca, (ld) labio dorsal,	

	(lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (es) espinas caudales.....	127
Figura 48.	<i>Hysterothylacium</i> sp. (larva, tipo 2), A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal, (e) esófago, (v) ventrículo, (av) apéndice ventricular, (ci) ciego intestinal (an) anillo nervioso, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (es) espinas caudales.....	128
Figura 49.	<i>Hysterothylacium</i> sp. a) Aparato reproductor de hembra b) Región caudal del macho c) Espícula del macho d) Huevo.	129
Figura 50.	<i>Hysterothylacium</i> sp. a) región bucal, labios bien desarrollados b). región caudal (tipo A), c). Ventrículo, d). región caudal (tipo B).....	130
Figura 51.	<i>Hysterothylacium</i> sp. a) espículas de macho, b) espículas mayor aumento, c) aparato reproductor de hembra, d) huevos.....	131
Figura 52.	<i>Hastchekia</i> sp. A) estructura del organismo completo, vista dorsal de una hembra. a, antena; ce, cefalotórax; pe, pereopodos; tr, tronco; so, sacos ovigeros	136
Figura 53.	<i>Hastchekia</i> sp. a) vista ventral anterior, b) segunda antena, c) maxila, d) espina de la maxila, e) segundo pereopodo, f) mandíbula, g) lamina y abdomen caudal, h) segunda maxila ventrolateral, i) primera antena.....	137
Figura 54.	<i>Hastchekia</i> sp. a) imagen del organismo completo, vista dorsal de una hembra, b) primer antena, c) segunda antena.....	138
Figura 55.	Prevalencia (%) de las especies de macroparásitos de <i>S. miniatus</i> capturados en la costa de San Quintín, Baja California.....	142
Figura 56.	Abundancia media (individuos por hospedero) de las especies de macroparásitos en <i>S. miniatus</i> capturados en la costa de San Quintín, Baja California.....	144
Figura 57.	Prevalencia (%) de las especies de macroparásitos en <i>C. princeps</i> capturados en la costa de San Quintín, Baja California.....	145
Figura 58.	Abundancia media (individuos por hospedero) de las especies de macroparásitos en <i>C. princeps</i> capturados en la costa de San Quintín, Baja California.....	146
Figura 59.	Distribución de la prevalencia (%) de las especies de parásitos en <i>S. miniatus</i> capturados en la costa de San Quintín, B.C.....	148
Figura 60.	Prevalencia (%) y abundancia promedio (individuos por hospedero) de las especies de macroparásitos en <i>S. miniatus</i> capturados en la costa de San Quintín, Baja California.....	149
Figura 61.	Prevalencia (%) y abundancia promedio (individuos por hospedero) de las especies de macroparásitos en <i>C. princeps</i> capturados en la costa de San Quintín, Baja California.....	150
Figura 62.	Distribución de la prevalencia (%) de las especies de parásitos en <i>C. princeps</i> capturados en la costa de San Quintín, B.C.....	151
Figura 63.	Promedio de Riqueza específica con respecto al tiempo, para las infracomunidades de macroparásitos de <i>S. miniatus</i> y <i>C.</i>	

	<i>princeps</i> recolectados en San Quintín, B.C.....	154
Figura 64.	Índice de diversidad de Shannon con respecto al tiempo, para las infracomunidades de macroparásitos de <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i> recolectados en San Quintín, B.C.....	154
Figura 65.	Índice de dominancia de Simpson con respecto al tiempo, para las infracomunidades de macroparásitos de <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i> recolectados en San Quintín, B.C.....	155
Figura 66.	Abundancia promedio mensual (rocots rojos por bote) de <i>S. miniatus</i> capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B. C. durante 2005.....	159
Figura 67.	Distribución de frecuencias de Longitud Total (Clases de 20 mm) de rocots capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B. C. durante 2005.....	161
Figura 68.	Abundancia promedio mensual (peces blanco por bote) <i>C. princeps</i> capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B. C. durante 2005.....	163
Figura 69.	Distribución de frecuencias de Longitud Total (Clases de 20 mm) de peces blanco capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B. C. durante 2005.....	165

INDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Grupos y números totales de parásitos registrados en <i>S. miniatus</i> , capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B.C., México.....	47
Tabla 2	Grupos y números totales de parásitos registrados en <i>C. princeps</i> capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.	47
Tabla 3	Registro parasitológico y órganos infectados en <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i> capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.....	49
Tabla 4.	Caracterización de las infecciones de <i>S. miniatus</i> (n= 210) en la costa de San Quintín, Ensenada, Baja California, México. A= Aletas B= Branquias, BE= Espinas branquiales, CI= Ciegos Intestinales, E= Estómago, I= Intestino, M= Mesenterio, P= Piel, V= Vesícula biliar.	140
Tabla 5.	Caracterización de las infecciones de <i>C. princeps</i> (n= 90) en la costa de San Quintín, Ensenada, B. C., México. B= Branquias, CI= Ciegos Intestinales, E= Estómago, I= Intestino, M= Mesenterio..	141
Tabla 6.	Parámetros ecológicos para las infracomunidades de macroparásitos de <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i> recolectados en San Quintín, B. C., México. ($\pm$ DE = Desviación Estándar)....	152
Tabla 7.	Análisis del componente de comunidad de las especies de macroparásitos de <i>S. miniatus</i> y <i>C. princeps</i> en la costa adyacente de San Quintín B. C., México.....	157
Tabla 8.	Números de rocot rojo capturados, promedio mensual de captura por bote y por pescador de la pesca deportiva en San Quintín, B.C. México (SE: error estándar).....	158
Tabla 9.	Longitud total (mm) y promedio mensual del rocot rojo capturado por la pesca deportiva de San Quintín, B.C. (SD: desviación estándar, SE: error estándar).....	160

Tabla 10.	Números de peces blancos capturados, promedio mensual de captura por bote y por pescador de la pesca deportiva en San Quintín, B.C. México (SE: error estándar).....	162
Tabla 11.	Longitud total (mm) y promedio mensual del pez blanco capturado por la pesca deportiva de San Quintín, B.C. (SD: desviación estándar, SE: error estándar).....	164

1. INTRODUCCION.

El análisis de la estructura de las comunidades de parásitos de peces, ha cobrado atención recientemente porque el conocimiento de los patrones y procesos ecológicos en la relación parásito-pece de los sistemas marinos aún están pobremente descritas (Love *et al.* 2002). Los pocos estudios han considerado a los endoparásitos y los ectoparásitos como comunidades independientes y no como miembros de una comunidad parasitaria completa (Oliva y Luque, 1998). Algunos estudios presentan solo registros taxonómicos, otros se han enfocado a un solo taxón de parásitos (copépodos, helmintos, etc.), o sólo han considerando a peces huésped de alta importancia económica (Holmes, 1990).

Los patrones en la distribución de especies entre los huéspedes de una muestra, casi no se han comparados con otras muestras de poblaciones independientes de huéspedes de la misma especie, ya que la gran mayoría de los estudios no han sido repetibles (Vidal-Martínez y Poulin, 2003; Poulin, 2007).

La primera definición de comunidad de parásitos fue presentado por Cloutman (1975), quien la estableció como "el complejo de individuos pertenecientes a diferentes especies de parásitos que habitan en un huésped". Un artículo pionero sobre ecología de parásitos de peces (Polyansky, 1961) menciona que los factores físico-químicos determinan los patrones de distribución de parásitos en su macrohábitat y, por tanto a su estructura (Rhode, 1982). Por su parte, las provincias zoogeográficas son

afectadas por sistemas de surgencias o por el fenómeno de El Niño, mismas que alteran drásticamente la estructura del ecosistema, desde el pelágico hasta el bentos (Rasmussen 1984, Durazo y Baumgartner 2002), y consecuentemente afectan a los distintos componentes de alimento en los niveles de la cadena alimenticia (Marcogliese 1995; Jackson *et al.* 1997; Lavaniegos *et al.* 2002), y que a su vez son la fuente principal de transmisión de parásitos en peces.

El parasitismo es la relación en la cual una especie, el parásito, utiliza a otra especie, el huésped, como su hábitat y fuente de alimento en una relación permanente (Grabda, 1991). El gran número de especies de parásitos existentes indican su importancia, y se ha sugerido que en los trópicos, las especies de parásitos pueden ser tan numerosas como las especies de huésped disponibles para ser infectados (Rhode, 1982).

El estrés ambiental (natural y antropogénico) para el parásito como para el huésped, y la riqueza de especies de parásitos, pueden limitar o fomentar la supervivencia y dispersión (Mcintyre, 1996). Los mismos parásitos pueden debilitar fisiológicamente a los peces y aumentar su susceptibilidad a enfermedades; los patógenos se propagan fácilmente y aunque se encuentren en el agua o en el pez sin causar enfermedades, sólo necesitan condiciones apropiadas para su proliferación con el riesgo para la higiene humana vía consumo alimenticio (Conroy, 1975).

Virtualmente todos los peces adultos están infectados con al menos una especie de parásito y pueden albergar un número mayor conforme aumenta el tamaño del pez; los parásitos infectan muchos de los órganos

internos, incluyendo branquias, músculos y piel al encontrar condiciones para su desarrollo (Love *et al.* 2002). Pueden afectar el crecimiento la reproducción de sus huéspedes, y ocasionar mortalidades masivas en cultivos (Rohde, 1984). En el medio natural, los parásitos pueden causar menor daño al pez, sin embargo cuando están fuertemente infectados pueden ser presa fácil de la depredación o en su caso no ser aptos para el consumo humano (Love *et al.* 2002).

Con el estudio de parásitos se puede observar el comportamiento ecológico del huésped (Arai, 1967; Bouillon y Dempson, 1989), pueden ser usados como "indicadores biológicos" para separar poblaciones o stocks de peces (Sindermann, 1961), y para determinar rutas y patrones de migración de peces juveniles y adultos (Mackenzie, 1986). Actualmente tambien es de interés para la salud publica, ya que algunas larvas de nemátodos (*e.g.*, género *Anisakis*) pueden ser transmitidos a los humanos vía consumo (Cheng, 1978; Daley *et al.*, 1981; McGladry, 1986; García Vargas, 2002).

México cuenta con amplios ambientes marinos y muchas especies de peces son explotadas para consumo. Sin embargo, los estudios realizados sobre la parásitofauna de peces son mínimos y se han enfocado principalmente a peces de agua dulce (Salgado-Maldonado 2006). Los pocos estudios en peces marinos y estuarinos, han abordado descripciones aisladas de especies de macroparásitos en diferentes huéspedes, procedentes de diferentes localidades, y no estudios sistemáticos en huésped y hábitats particulares.

Debido a los pocos estudios sobre ecología de parásitos de peces marinos, es necesario identificar las especies de parásitos albergados por las poblaciones de peces, establecer los patrones de estructuración de las comunidades de parásitos y los procesos que las determinan; sobre todo en otros peces comerciales (Rosales-Casián y Gonzáles-Camacho, 2003) ya que los estudios se han enfocado en vertebrados e invertebrados de mayor valor comercial.

En la zona costera de San Quintín, Baja California, el rocot rojo (*Sebastes miniatus* Jordan y Gilbert, 1880) y el pez blanco (*Caulolatilus princeps* Jenyns, 1884) destacan por su tamaño y captura abundante durante el año. Ambas especies, forman parte del grupo denominado "Escama" y son capturadas por la pesca artesanal y recreativa que se efectúa en la costa y a lo largo de su distribución (Rodríguez-Santiago y Rosales-Casián, 2008; Rosales-Casián y Gonzáles-Camacho, 2003; Siri-Chiesa y Moctezuma-Hernández, 1989). Por tanto, los objetivos del presente trabajo son: (1) identificar la fauna parasitaria que albergan las dos especies de peces, (2) determinar la estructura de la comunidad de parásitos, (3) la relación parásito-huésped, y (4) analizar la abundancia con respecto al tiempo y la estructura de tallas de *S. miniatus* y de *C. princeps* capturadas por la pesca deportiva recreativa. Este es el primer estudio que analiza estas especies de huéspedes en la Costa de San Quintín, Baja California, México.

2. ANTECEDENTES.

2. 1. Biología de *Sebastes miniatus* y *Caulolatilus princeps*.

2. 2. Rocot Rojo o Bermejo (*S. miniatus*).

Orden: Scorpaeniformes

Suborden: Scorpaenoidei

Familia: Scorpaenidae

Nombre científico: *Sebastes miniatus* (Jordan y Gilbert, 1880).

Los peces de la Familia Scorpaenidae son conocidos como rocot, rocote o pez roca, poseen cuerpo lateralmente comprimido y cabeza espinosa. Existen 102 especies con ocho géneros, de estas 96 especies se registran en el Pacífico Norte y el Golfo de California (Love et al., 2002), y 67 se les ha registrado en aguas de California (Love et al., 1990) distribuidos al sur hasta las costas de la Península de Baja California, México (Phillips, 1957; Chen, 1971; Miller y Lea, 1972; Burgess y Axelford, 1984).

El rocot rojo, rocot bermejo o "rojo", *S. miniatus* (Fig. 1), se distribuye desde la bahía de Zaihof, Isla Montague (Prince William Sound, Alaska) hasta Islas San Benito e Isla Guadalupe (centro de Baja California) (Love, 1990). En Baja California se les encuentra desde la zona intermareal hasta los 436 m, y alcanzan los 76 cm de longitud total, 6.8 kg de peso y edad hasta 60 años (Leet et al., 1992; Love et al., 2002). Estos rocots copulan, tienen fertilización interna y son ovovivíparos, los estadíos iniciales se

dispersan por corrientes y los adultos son migratorios (Love et al., 2002; Moser, 1967; 1996; Moser et al 1986; 1996; Moser y Ahlstrom, 1978; Lenarz y Wyllie Echeverria, 1986, 1991). En el norte y sur de California, se reproducen en septiembre y noviembre, respectivamente, y en marzo en la zona central de Baja California. Las hembras crecen más que los machos y probablemente viven más, el 50% de estas alcanzan su madurez sexual a los cinco años (37 cm). La fecundidad varía de 63,000 a 2'600,000 huevos por estación. Sus larvas son pelágicas (uno a cuatro meses) y después se reclutan al fondo; sus juveniles aparecen en febrero para moverse a mayor profundidad desde los dos meses de edad. Los adultos habitan cuevas y grietas de arrecifes rocosos poco profundas. Los juveniles se alimentan de crustáceos, y los adultos de pulpos, calamares, pequeños peces y de macroplankton como eufausidos y cangrejos pelágicos rojos (Love, 2000).

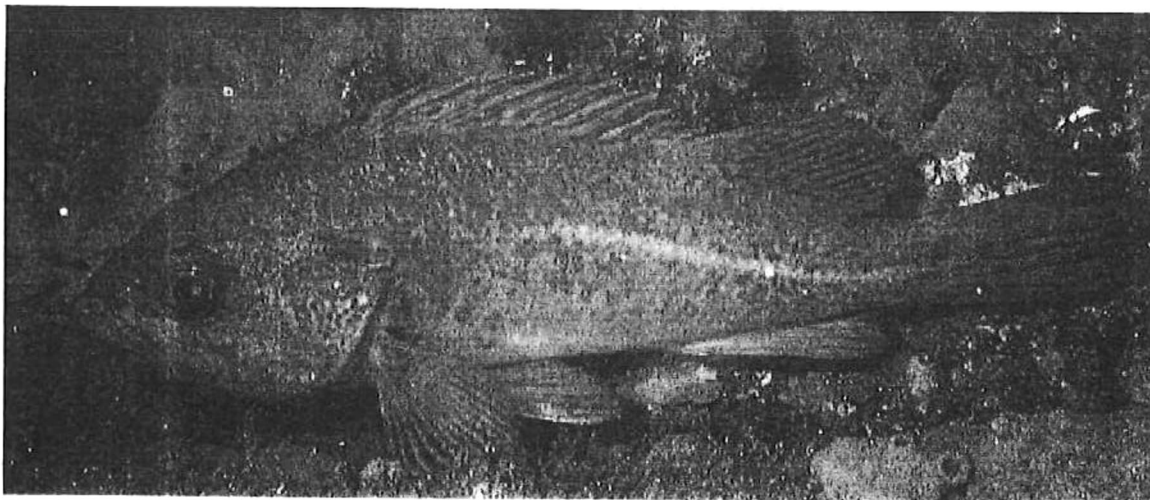


Figura 1. Rocot rojo, *Sebastes miniatus* (Jordan y Gilbert, 1880).

2. 3. **Pez blanco (*C. princeps*).**

Familia: Malacanthidae

Subfamilia: Litilinae

Género: *Caulolatilus* Berry, 1978

Nombre científico: *Caulolatilus princeps*, (Jenyns, 1840).

La información sobre el pez blanco *C. princeps* es escasa. La familia incluye cinco géneros y 34 especies, de las cuales dos géneros y cuatro especies habitan en Baja California (Fig. 2). Se distribuye desde la costa Oeste de Isla Vancouver (Columbia Británica, Canadá) hasta las costas de Baja California, México, incluyendo las Islas de Guadalupe, Cedros, Revillagigedo, y la mayor parte del Golfo de California (Dooley, 1978).

En Baja California Sur se le localiza en Los Frailes y la Isla Espíritu Santo. Este pez habita en profundidades desde 80 hasta 150 m, sobre fondos de arena, fango, roca y desechos de coral y viven en refugios (montículos y cuevas) que ellos mismos construyen (Hammann y Rosales-Casián, 1990). En el Golfo de California su estación reproductiva es de octubre a marzo (Elorduy-Garay y Caraveo-Patiño, 1994). Los hábitos alimentarios de esta especie sólo sugieren que utilizan una amplia variedad de invertebrados (camarones, larvas de cangrejos ermitaños, eufausidos, pequeños pulpos y calamares) y de algunos peces (Fitch y Lavenberg, 1971; Elorduy-Garay y Caraveo-Patiño, 1994; Elorduy-Garay *et al.* (2005). Para la Bahía de La Paz, B.C.S., la relación hembra-macho es 1:1 y las hembras maduran entre los 220 a 239 mm de longitud total (Ramírez-Luna, 1990).

Sus larvas se presentan desde la costa de California hasta la parte central de la península de Baja California (Moser et al., 1986), con sus máximas abundancias larvales entre Bahía Vizcaíno y la parte norte de Bahía Magdalena como la zona principal de desove (Moser et al., 1994). Se ha documentado que pueden vivir hasta 21 años de edad (Elorduy-Garay et al., 2005).

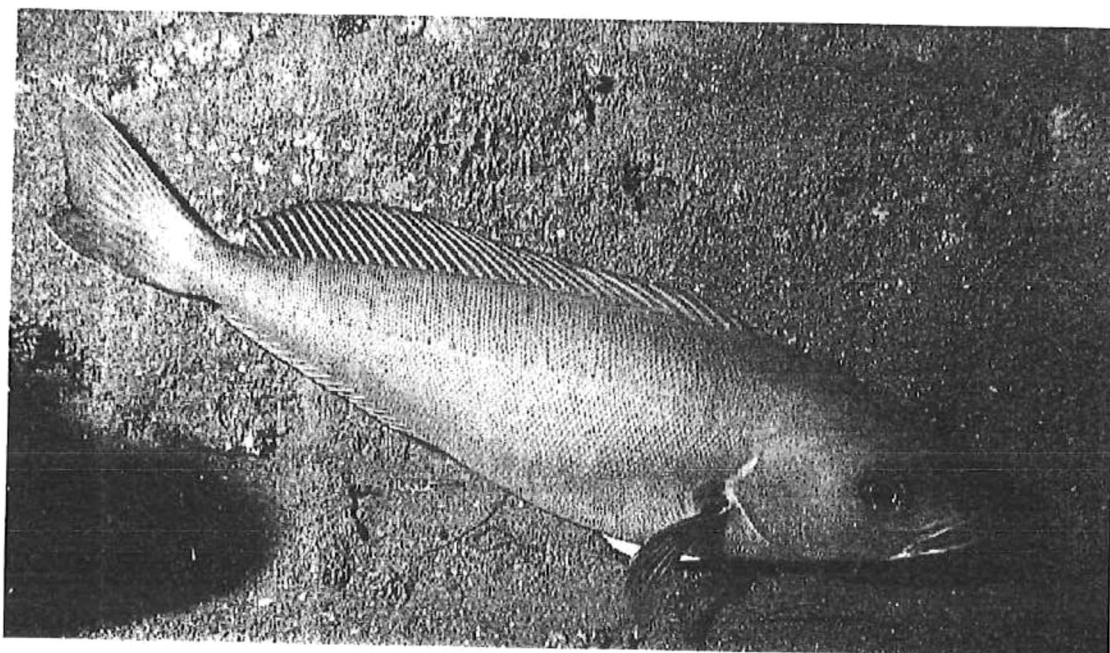


Figura 2. Pez blanco, *Caulolatilus princeps*, (Jenyns, 1840).

2. 4. Aspectos pesqueros del rocot rojo y el pez blanco en México.

La importancia económica del rocot rojo ha aumentado por su carne blanca, de firme textura y rica en vitaminas y grasas ("pez graso") (Kizmann et al., 1974). Los rocotes forman parte del grupo denominado "Escama" y

están sujetos a una importante explotación comercial y deportiva-recreativa. Su captura se realiza cerca de la costa o dentro de las bahías de Baja California y California (Chen, 1971; Ahlstrom *et al.*, 1978; Horn, 1980, Love *et al.*, 1990; Rosales-Casián, 1996). Destacan por su tamaño y abundancia en las capturas a lo largo del año, pero existen pocos estudios como recurso. En un estudio sobre la pesca ribereña de ocho campos pesqueros desde Santo Tomas hasta Punta Canoas, Baja California, incluyendo San Quintín, se identificó al género *Sebastes* sp. como la principal captura y a otras 15 especies como objetivo de la pesca ribereña, dentro de estas especies las más abundantes fueron *Sebastes* sp., *Semicossyphus pulcher* y *C. princeps* (Rosales-Casián y Gonzáles-Camacho, 2003).

El pez blanco es parte de las capturas en las pesquerías artesanales de Baja California y son reportadas con el nombre común de "blanco" o "pierna" (SAGARPA, 2002). Se captura todo el año y aparece también en los arrastres de barcos camaroneros (Elorduy-Garay y Ruiz-Córdova, 1998). Las capturas de pierna en Baja California Sur en el 2000, constituyeron el 93% (1,073 toneladas) del total de la captura mexicana (SAGARPA, 2002), de los cuales cerca del 60% de *C. princeps* fueron en la Bahía de La Paz, B.C.S. (Raire-Rodríguez y Hernández-Herrera, 1999-2003).

En un estudio sobre los peces que se expenden en el Mercado de Mariscos del Puerto de Ensenada, Baja California, México, durante 2000-2001, se registraron 54 especies de peces, y el pez blanco (*C. princeps*) se presentó a lo largo del año y ocupó el primer lugar en abundancia y en biomasa con el 20.6% y 19% del total, respectivamente (Hernández-

Hernández, 2002). El Mercado de Mariscos de Ensenada es un reflejo de la pesca del Pacífico de Baja California y del Golfo de California y es una fuente de información biológica (Rosales-Casián y Ruz-Cruz, 2005).

En la captura ribereña de ocho campamentos pesqueros del norte del Pacífico de Baja California (desde Santo Tomás hasta Punta Canoas), *C. princeps* fue la especie más importante por su abundancia y frecuencia de aparición (Rosales-Casián y González-Camacho, 2003).

2. 5. Importancia de los parásitos.

2. 5. 1. Parásitos.

Los parásitos son organismos especializados, cuya acción no causa la muerte del huésped, de quien toma el alimento, pero indirectamente puede abrir la puerta a patógenos que pueden ocasionar su muerte (Hoffman, 1967).

El término parásito incluye a diferentes grupos de organismos: virus, bacterias, hongos y metazoarios conocidos también como helmintos. Las infecciones que originan reciben el nombre del grupo al que pertenecen: protozoonosis provocada por protozoarios, micosis ocasionada por hongos, bacteriosis producida por bacterias, virosis derivada de una infestación por virus y helmintosis que es causada por helmintos (gusanos parásitos). Cada grupo de metazoarios parásitos, muestran preferencia por un órgano del huésped, ya sea por los requerimientos alimenticios o por su ciclo de vida, esto facilita el estudio de los grupos de helmintos así como la detección del daño que ocasionan al huésped (Moller y Anders, 1986).

Los parásitos son importantes en la relación huésped y ambiente, si alguno de ellos varía, el efecto del parásito hacia el huésped puede desencadenar enfermedades o incluso su muerte (Cheng, 1986). Los parásitos de peces marinos afectan a peces en cautiverio al causar enfermedades en huéspedes del medio natural, al afectar la inocuidad alimenticia, al deteriorar la salud humana por peces infectados que consume, y su abundancia puede ser influenciada por el hombre (Williams y Jones, 1994). Actualmente hay mayor interés en evitar y controlar los daños ocasionados por los parásitos, y por tanto es necesario conocer la identidad del parásito, ciclo de vida, relación número de parásitos vs. talla del huésped, requerimientos nutrimentales, interacción con otras especies y el ambiente, distribución geográfica, efecto que ocasiona en el huésped, así como estudiar sus métodos de control y de tratamiento (Hoffman, 1990).

2. 5. 2. Importancia de los parásitos en los peces marinos.

Las infecciones en peces causadas por parásitos son importantes económicamente, al afectar a otras especies fuente de alimentación, de ahí la importancia de conocer a las especies causantes de enfermedades y su tratamiento (Polyanski, 1966). El efecto de los parásitos en el huésped depende de la parte del cuerpo que habitan, y de la intensidad de la infección; el efecto mecánico se deriva de la acción de sus órganos de fijación, como ganchos, ventosas o proboscis (Grabda, 1991).

En infecciones intensas, los parásitos monogéneos dañan la piel y las branquias del huésped. Los digéneos y céstodos lesionan la mucosa intestinal. Las cercarias dañan la piel y el tejido durante su migración dentro

del organismo (Grabda, 1991). Los parásitos intestinales afectan las actividades digestivas e indirectamente inhiben el metabolismo de vitaminas y el nivel de azúcar sanguíneo (Rohde, 1986). Al alimentarse de sustancias útiles del huésped, suelen causar pérdida de peso y anemias, y llegan a causar altas mortalidades por epizootias, en la que un considerable número de parásitos infecta a los miembros de una población (Grabda, 1991).

Muchos copépodos parásitos de peces son de vida libre aún como adultos, y algunos intervienen como huésped intermediarios en los ciclos biológicos de helmintos (existen 1600-1800 especies, 90% son marinas). Invasiones masivas puede causar lesiones branquiales provocando desórdenes respiratorios que afectan el metabolismo de los peces.

La transmisión de parásitos de peces al hombre (antropozoonosis) es posible al consumir carne cruda o semicruda con estadios larvales de los parásitos (Grabda, 1991; Williams y Jones, 1994). Las enfermedades causadas por digéneos en el hombre, según la OMS en 1975, son causadas por alrededor de 40 especies pertenecientes a once géneros transmitidos por un mal procesamiento de los peces (Grabda, 1991). Muchas infecciones al hombre son producidas por miembros de la familia Heterophyidae, los cuales no tienen un huésped específico (Rohde, 1986).

2. 5. 3. Interacción de los parásitos en la cadena trófica.

La transmisión de los parásitos de un huésped a otro, es una estrategia para completar su ciclo de vida excepto en monogéneos (Couch y Fournie, 1993). Muchas descripciones de ciclo de vida de parásitos destacan

que los parásitos dependen de un gran número de huéspedes para desarrollar su ciclo de vida y alcanzar su madurez sexual (Brooks, 1993; Cordero et al., 1999). Por tanto, la transmisión en la cadena trófica de los parásitos depende principalmente por el consumo del huésped intermediario por parte de otro huésped intermediario o del huésped final (Poulin, 1994). La mayoría de los parásitos se transmiten entre huéspedes a través del alimento y han desarrollado estrategias para aumentar la posibilidad de llegar al huésped final, como incrementar el número de parásitos dentro del huésped intermediario, poseer un ciclo de vida con gran número de huéspedes intermediarios, mayor número de parásitos de vida libre presentes en el medio, migración de los parásitos a regiones del huésped que presenten mayor posibilidad de ser consumidas por los huéspedes finales y debilitando al huésped, haciéndolo más vulnerable a depredadores finales (Lafferty, 1992).

Existe la hipótesis que los parásitos alteran el comportamiento de sus huéspedes y aumentan el éxito de sus depredadores para conseguirlos como presa. Este fenómeno es conocido como "incremento de la transmisión trófica del parásito" y reduce el costo energético para el parásito desde la transmisión del huésped inicial hasta el definitivo. Ejemplo, los artrópodos parasitados por acantocéfalos disminuyen su actividad motora, disminuyen su foto reacción y su capacidad de escape, y modifican su distribución vertical, todo esto incrementa su exposición a los depredadores (Bakker et al., 1997). Otro ejemplo se presenta en los copépodos parasitados por el céstodo *Diphyllbothrium*; los copépodos son fuente natural de carotenoides

que proporcionan una coloración rojiza, y este cestodo brinda al copépodo un color rojo brillante convirtiéndolo en presa fácil de localizar para los depredadores (Combes, 1991; Poulin, 1994; Lafferty, 1999).

2. 5. 4. Los parásitos como marcadores biológicos.

Como marcadores biológicos se han utilizado para separar poblaciones de huéspedes terrestres como aves, y en las últimas décadas se han aplicado en peces marinos, dulceacuícolas y anadromos. Dogiel y Bychowski (1939) los utilizaron para separar dos poblaciones de esturiones en el mar Caspio; posteriormente con peces del género *Sebastes*, ya que son muy sensibles a las marcas artificiales. Los marcadores biológicos tienen ventajas sobre las artificiales. En este sentido Mackenzie (1999) ha enumerado atributos que deben cumplir los parásitos para ser usados como marcadores biológicos: a) deben tener ciclos de vida simplificados, de preferencia directo, b) que sean fácilmente distinguibles y cuantificables, c) que sean especies con una alta especificidad por algún sitio del huésped y encontrados en un tamaño mínimo de muestra, d) que no tengan efectos patológicos marcados en el huésped (como mortalidades selectivas y/o cambios en el comportamiento), e) que tengan un tiempo de vida largo, y f) una variación geográfica en los niveles de infección. Una de las especies que más ha sido utilizada en este campo de la parasitología es el tremátodo *Parahemiurus merus* (Moser y Hsieh, 1992).

Asimismo, los parásitos también pueden ser usados para examinar cambios temporales de una población con respecto a un periodo estacional,

reclutamiento, migraciones dependientes de la edad y extensión de límites de la distribución de la población (Williams y Jones, 1994).

2. 5. 5. Parásitos como agentes de infecciones en humanos.

La transmisión de algunos parásitos al hombre (antropozoonosis) al consumir peces crudos. Los organismos homeotermos, como aves y mamíferos marinos, son huéspedes definitivos de muchos parásitos encontrados como larvas en peces (Grabda, 1991; Williams y Jones, 1994).

En particular, dos grupos de platelmintos parásitos de peces pueden producir antropozoonosis; los céstodos son los más peligrosos y son representados por la familia Diphyllbothridae (orden: Pseudophyllidea) en donde el género más importante es *Diphyllbothrium*. En el caso del parásito *D. latum*, este absorbe vitamina B12 del humano y causa una avitaminosis y una anemia perniciosa (Grabda, 1991). Las infecciones en el hombre causadas por parásitos de peces, pueden tener el mismo o un mayor efecto patogénico que aquellas especies donde el hombre es huésped común.

Otra parasitosis es ocasionada por nemátodos ascaroideos de la subfamilia Anisakinae, cuyos huéspedes definitivos son peces, aves y mamíferos marinos; las larvas estadio III se enquistan en peces o en calamares y son el estado infectivo para el huésped definitivo, incluyendo al hombre al consumirlos. En humanos, los géneros involucrados en la anisakiasis son principalmente los nemátodos *Anisakis* y *Pseudoterranova*, y ocasionalmente se citan a *Contracaecum*, *Hysterothylacium* y *Raphidascaris*; la anisakidosis es la parasitación por nemátodos de la familia Anisakidae

(Chai et al., 1986). A 48 horas del consumo de pescado parasitado, la larva llega al intestino y puede producir dolor epigástrico, náuseas, vómitos, diarrea, fiebre, urticaria y edemas (en caso de alojarse de forma gastroduodenal), también dolor abdominal o incluso obstrucción intestinal (en caso de perforación del intestino delgado). Muchas veces, esta parasitación es diagnosticada como apendicitis, tumor gástrico, cáncer, peritonitis o enfermedad de Crohn (López-Serrano et al., 2000; Rodero et al., 2000; de la Torre et al., 2000). Esta infección se ha registrado en Polonia, Noruega, Alemania, Yugoslavia, Holanda, Hawaii, Indonesia, Japón, Corea, Sudamérica, Estados Unidos y la ex Unión Soviética (Williams y Jones, 1994). En Baja California se diagnosticó una anisakirosis en un trabajador de 27 años de edad que acostumbraba a consumir pescado crudo (ceviche), aunque no se identificó el género de la larva (Carrada, 1992). La anisakirosis es un riesgo potencial en localidades costeras por el consumo de peces huéspedes (Aranda-Cruz et al., 1995; Laffon-Leal et al., 2000).

En México es necesario estudiar las especies de la familia Anisakidae, para proponer clasificaciones de estadios larvarios, basados en la morfología y en estudios de ultraestructura, moleculares e inmunológicos, y completar ciclos de vida y definir claramente a las especies (García-Vargas 2002).

2. 5. 6. Ecología de parásitos.

La ecología de parásitos ha tenido un avance importante y se inicia con los estudios de Dogiel (1939, 1964) abordados en dos diferentes ramas: la Sinecología que se enfoca al estudio de agrupaciones de diferentes especies y cuya unidad funcional es la comunidad, y por la Autoecología

enfocada al estudio de especies u organismos individuales, en la que se encuentra la biología poblacional. La población se define como un grupo de organismos de la misma especie que comparten un espacio dado, en un momento específico y donde es importante el flujo de información genética (Krebs, 1985). Cada población puede describirse por atributos como la tasa de mortalidad y natalidad, distribución de edades, potencial biótico (potencial reproductivo), dispersión, crecimiento y densidad; la mayoría de estos conceptos son aplicables a organismos de vida libre y tienen ciertos problemas cuando son aplicados al estudio de organismos parásitos, quienes encuentran dos tipos de ambientes, el microambiente que es el mismo huésped, y el macroambiente que es el ambiente del huésped (Rhode, 1984). Dado que las relaciones parasitarias y los ciclos biológicos incluyen diferentes huéspedes, se han establecido dos niveles de estudio: infrapoblación y suprapoblación (Margolis et al., 1982); la primera son todos los individuos de una especie particular de parásito que se presenta en un huésped individual; la suprapoblación se refiere a todos los individuos y estados de desarrollo de una especie de parásito, dentro de todos los huéspedes en un ecosistema. También se utiliza el término metapoblación para describir el conjunto de infrapoblaciones de parásitos dentro de todos los huéspedes que comparten un ecosistema (Esch y Fernández 1993).

Los estudios sinicológicos se enfocan en la distribución de las agrupaciones de especies y como pueden ser influenciadas por las relaciones interespecíficas (mutualismo, parasitismo, depredación y competencia), así como por condiciones abióticas del ambiente. La

comunidad puede caracterizarse por el número de especies presentes en un ambiente, sin reflejar las interacciones entre las especies y su ambiente. Begon et al., (1986) definieron atributos para el estudio de una comunidad, como son: la riqueza o número total de especies presentes en la comunidad, la abundancia relativa de cada especie en la comunidad, y la equidad o medida de la homogeneidad que exhibe la distribución de la abundancia proporcional de los individuos de las diferentes especies. La diversidad es la variedad de especies (riqueza y equidad) presentes en un ambiente dado, y la dominancia se refiere al mayor número de individuos de una especie con respecto al número de individuos de otras especies (Dirzo, 1990).

2. 5. 7. Comunidades de macroparásitos en peces marinos.

El estudio de las comunidades de macroparásitos y su organización enumera atributos como: los recursos, los hábitats repetidos, la especialización y la jerarquización (Holmes y Modesta, 1968). Este último atributo implica la concepción de diferentes niveles en los que pueden ser estudiadas las comunidades de parásitos: 1) infracomunidad son las poblaciones de todas las especies de parásitos dentro de un huésped individual, 2) componente de comunidad, son las especies de parásitos asociadas con los microambientes (las infracomunidades en una población de huéspedes conforman el componente de comunidad), y 3) comunidad compuesta, es una mezcla compleja de componentes de comunidad que interactúan en varios grados, es decir, todas las comunidades de parásitos dentro de un ecosistema, incluyendo sus fases de vida libre.

Las comunidades de parásitos también se clasifican según la interacción que existe entre ellos, como interactivas y aislacionistas. Las interactivas incluyen especies con alta habilidad de colonización, grandes infrapoblaciones, relaciones interespecíficas fuertes, no existen hábitats no explotados y las especies de parásitos responden a la presencia de otros organismos funcionalmente similares. Las aislacionistas incluyen especies de poca habilidad de colonización, presentes en pequeñas infrapoblaciones, con interacciones interespecíficas débiles entre los miembros del gremio y existen hábitats no explotados (Holmes y Price, 1986).

A nivel de componente de comunidad las especies principales (núcleo) son las que ocurren con frecuencias y densidades relativamente altas, y las especies satélites (raras) presentan frecuencias y densidades bajas (Caswell, 1978; Hanski, 1982).

Para definir la dinámica de transmisión de parásitos e interpretar los patrones de colonización a nivel de comunidad compuesta, se incorporaron los conceptos de especies autogénicas y alogénicas; autogénica es la especie de parásito que completa su ciclo de vida en el ecosistema acuático, y alogénica aquella que completa su ciclo de vida en huéspedes externos usualmente aves y mamíferos (Esch et al., 1988).

Se menciona que las comunidades de parásitos en peces son más pobres y menos diversas que las de aves y mamíferos (Kennedy et al., 1986); no obstante en peces marinos es importante por sus amplias distribuciones horizontal y vertical, y su acceso a la diversidad de invertebrados como huéspedes intermediarios de muchos parásitos. Los

factores involucrados en la estructuración de comunidades parásitos en peces marinos son: a) factores históricos y zoogeográficos que determinan la fauna parasitaria regional potencialmente disponible, b) factores ecológicos que determinan la helmintofauna local (profundidad, distancia de la costa, temperatura, química del agua, productividad del ecosistema local, influencia de disturbios naturales y antropogénicos, c) factores filogenéticos, como procesos de coevolución entre huéspedes y parásitos, y los relacionados con la filogenia del huésped que tiene implicaciones en la composición de comunidades de parásitos (Brooks, 1980; Colmes, 1990).

La mayoría de los estudios sobre parásitos de peces marinos han sido enfocados principalmente a la descripción taxonómica de las especies que estos albergan y poco se ha entendido de los patrones y procesos implícitos en la estructuración de comunidades, de cómo pueden variar dichas comunidades en diferentes periodos de tiempo y de acuerdo a su distanciamiento geográfico. Por lo que, el conocimiento de la ecología de una especie debe considerar el uso del hábitat, la dieta y los tiempos de actividad, entre otras variables, pudiendo todas ellas variar a lo largo de su ontogenia, o por el sexo, y por ende afectar la composición y otras características de su fauna parásita (Muñoz *et al.*, 2002).

2. 5. 8. Registro de macroparásitos en los huéspedes.

Los rocots (genero *Sebastes*) presentan una amplia distribución y son huéspedes intermediarios potenciales de muchos parásitos. Existe información de parásitos de unas 55 especies en *Sebastes*, pero las

investigaciones más completas han sido enfocadas a otras especies económicamente importantes.

En el rocot del Atlántico Norte (*S. mentella*) se describieron los hábitos alimentarios, ciclo reproductivo, y la composición de parásitos; se observaron daños intestinales causados por céstodos (*Tetrarhyncidae*), los quistes de nemátodos (*Anisakidae*) causaron distorsión y daño de músculo y bloqueo de los oviductos; además, la cabeza del copépodo *Sphyrro lumpy* (kroyer) provocó la castración de una hembra (Jones, 1970). También, en el noroeste del Atlántico se han registrado 17 especies de parásitos metazoarios en otras tres especies de rocots como *S. faciatius*, *S. marinus* y *S. mantella* (Burgeois y Ni, 1984), presentando la frecuencia e intensidad de infestación de parásitos para cada especie de rocot y localidad, así como la zoogeografía y especificidad de los parásitos en relación a stocks hipotéticos de *Sebastes* spp. En otro estudio, se examinaron 60 especies ícticas de diversas sitios del Océano Atlántico y del Pacífico, y se registraron 50 especies de nemátodos y las familias mejor representadas fueron Ascaridae (Stomachiae), Sipiruridae, Cucullanidae, y Camallanidae, y se describió una nueva especie (*Ascarophis Sebastodis*) en *S. caurinus* Olsen (1952).

Por otra parte, en un trabajo realizado en aguas marinas europeas se hizo una recopilación de los daños severos en el hígado de *S. caurinus* provocado por el nemátodo *Anisakis* sp. (Margolis, 1970).

En el Pacífico Este se han documentado más de 100 especies de parásitos en rocots, y aunque hay especies de nemátodos, digeneos y

céstodos que sólo infectan a estos peces, hay muchos otros que son encontrados en otras especies de peces (Love, 2000).

En varios sitios del noroeste de Canadá se estudió la incidencia y distribución de la infestación del copépodo *Sphyrion lumpi* (Kroyer) en *S. mantella* y *S. marinus*; se le encontró en el cuerpo, región cloacal, vientre, cabeza, aleta pectoral y pelvis, y refieren la diferencia de infestación del parásito entre sitios de estudio (Templeman y Squires, 1960). El copépodo *Brachiella robusta* fue registrado en 13 especies de *Sebastes* de diferentes profundidades de costas de Columbia Británica, Canadá (Kabata, 1970).

El tipo y grado de parasitismo se estudió en 61 especies de peces costeros (incluyendo a *S. elongatus*) de Columbia Británica, Canadá, y se encontraron 68 taxa de parásitos y la relación huésped-parásito (Arai 1969). Por su parte Kabata y Wikes (1977), registraron una especie nueva de copépodo (*Penniculus asinus*) parásito de *S. proriger*, *S. brevispinis* y *S. flavidus*, de las costas canadienses.

En un estudio sobre macroparásitos de dos especies de rocot (*S. maliger* y *S. caurinos*) en Pouget Sound, Washington, USA, se encontró que el 90% de los especímenes de ambas especies estuvieron infestados por *Microcotyle sebastis* (Bonham y Guberlet 1937). Los tremátodos monogéneos de la familia *Capsalidae*, fueron estudiados en diferentes huéspedes incluyendo a *Sebastes* spp, y presentando la diagnosis del parásito, localización en el huésped y distribución (Price, 1939).

En especímenes de *S. alutus* de la costa de Oregon, USA, y Columbia Británica, Canadá, se registraron seis especies de copépodos (Sekerak, 1970). En este último sitio se registró una especie nueva de copépodo (*Holobomoluchus venustus*) que afectó la cavidad nasal de *S. Caurinus* (Kabata, 1971).

En la costa del Sur y Centro de California se estudió a *S. paucispinis* infectado por el céstodo *Parabothriocephalus sagitticeps* (Jensen, 1976). La fauna parasitaria de *S. Serranoides* en Ávila Beach, California, registró 36 especies de parásitos y el número de parásitos aumentó con la talla y edad del huésped (Love *et al.*, 1984). Los cambios morfológicos del copépodo *Neobrachiella robusta* se describieron durante su ciclo de vida en *S. alutus* en las costas del Pacífico de Norteamérica (Kabata, 1987).

Un estudio de *S. helvomaculatus* en la Isla San Juan (Washington), identificó y ubicó al tremátodo *Psetarium sebastodorum* en el espacio intertrabecular del ventrículo y atrio cardiaco, con una intensidad de 1-36 vermes por huésped (Colmes, 1971). En el Centro y Sur de California, las larvas de nemátodos del género *Anisakis* se registraron en las vísceras de *S. rosaceus*, *S. chlorosticus*, *S. elongatus* y *S. constellatus* (Dailey *et al.* 1981).

Para *S. miniatus* en California, se registraron *Bothriocephalus scorpii* (Muller, 1776), *Neobranchia occidentales*, *Trochopus maginata*, *Anisakis* sp., *Pseudoterranova* sp. (Dailey *et al.*, 1981), *Kudoa maniauriculata*, *Myxidium calcariferi* (Chakravarty, 1943), *Microcotyle sebastis* (Crane, 1972) y *Henneguya sebastis* (Moser y Love, 1975; Love y Moser, 1983). Otro estudio

analizó la parásitofauna de *S. flavidus* (Ayres, 1862), en las costas del Pacífico de Norte América (Alvarado-Villamar y Ruiz Campos, 1991).

El registro parasitológico en peces marinos y estuarinos de la corriente de California es de 389 especies; la mayoría son tremátodos digéneos (164 especies), siguiendo los céstodos (99), monogéneos (80), nemátodos (34) y acantocéfalos (12). De estas especies, el 25.7% han sido registradas en Baja California, México, destacando los tremátodos con 65 especies, que se encuentran parasitando a peces de las familias Mugilidae, Sciaenidae, Scombridae, Pleuronectidae, Clupeidae, Engraulidae, Serranidae etc. (Noble y King, 1960; Arai, 1962; Nahas y Krupin, 1977; Love y Moser, 1983; Alvarado-Villamar y Ruiz-Campos, 1992; Lamothe-Argumedo et al., 1996; Castillo Sánchez et al., 1998; Perez-Ponce de León et al., 1999).

En Isla del Carmen (Golfo de California) se registró el digéneo *Choricotyle caulolatlili* en *C. princeps*. También, se han registrado monogéneos y tremátodos (Platyhelminths) parásitos en *C. affinis*, en el Canal de Cerralvo, Baja California Sur, México (Pérez -Urbiola, 1993).

Sin embargo, no hay nuevos registros de especies de parásitos para estos peces, ni en área de San Quintín, Baja California (México), por tanto se carece de estudios en otras especies comerciales. Un estudio comparativo y cuantitativo del grado de infestación de macroparásitos en órganos y entre clases de talla y sexo de seis especies (*S. constellatus*, *S. elongatus*, *S. rosaceus*, *S. umbrosus*, *S. helvomaculatus* y *S. chlorostictus*) en la costa Noroccidental de Baja California, México, encontró que los nemátodos y monogéneos ocurrieron en los seis huéspedes. El copépodo

Lernaea sp. y el tremátodos digeneo *Opecoelus* sp., fueron exclusivos de *S. umbrosus* y *S. rosaceus* (Alvarado-Villamar y Ruiz Campos, 1991).

2.5.9. Actividad de la Pesca Deportiva en San Quintín, B.C.

Al salir de la bahía, los capitanes toman "La Punta" como referencia para llegar a los sitios de pesca. El fondo adyacente presenta muchos bajos rocosos de origen volcánico que es coronado por el alto cono volcánico de la Isla San Martín, localizada a 15 km de La Punta en dirección noroeste. En el área de pesca existen un número mayor a 30 sitios, muchos no compartidos entre capitanes. Los botes pueden llegar hasta la Isla San Jerónimo al sur de Bahía de El Rosario a 65 km al sur y hasta Bahía de Colón a 60 km al norte. Los sitios de pesca pueden agruparse en bajos rocosos, zona costera, zona superficial oceánica y el interior de la boca de la Bahía de San Quintín.

Los bajos pueden ser grupos de rocas de menos de un metro de altura sobre la arena o elevaciones volcánicas que sobresalen la superficie del agua. Pueden situarse a tres kilómetros de la boca en profundidades menores a 10 m y sitios alejados de la costa que alcanzan los 120 metros de profundidad. Los bajos rocosos (spots en inglés) son conocidos por su posición geográfica como 6, 25, 120, 180, 210 y 240, además de las Rocas de "Ben", y la Isla San Martín. De tal manera que el bajo 240 lo ubican partiendo de La Punta y navegando en dirección de la latitud 30° 240' NW. La pesca en los bajos lo consideran un paraíso de diversas especies de rocots, lincods, viejas, cabrillas, blancos, etc.

Los botes pueden dirigirse a bajos, a mantos de *Macrocystis* sp. y sitios con fondos arenosos. Al sur de la boca de la bahía hay amplias playas como La Pinta, El Pabellón, El Tranquilo, El Socorro, Río Hondo (16 km al sur) donde la curvina, lenguados, cabrillas, blancos y otras especies. La autonomía de los botes alcanzan los 60-65 kilómetros en cualquier dirección fuera de la costa dependiendo del criterio del capitán; ya en aguas oceánicas fuera de la zona de influencia de las surgencias, los capitanes pescan en la superficie. Esta zona es explotada en verano y principios de otoño para aprovechar las corridas migratorias hacia el norte de atún aleta azul, dorado, jurel, barracuda, marlin, pez espada y otros, que siguen aguas calidas. Cuando las condiciones climáticas no permiten salir a los botes de la bahía, o son obligados a regresar, en el interior y cercano a la boca de la bahía se efectúa una pesca particular de lenguados y hasta meros de buen tamaño.

Hay unos 35 botes para renta en San Quintín con esloras menores a 30 pies y motores estacionarios o fuera de borda de diversos caballajes. Algunos turistas traen su lancha y en el sitio contratan a un capitán para navegar a través de los canales, evitar los bajos arenosos, y pasar la rompiente de la boca de la bahía. La pesca se efectúa con carnada viva (macarela), carnada muerta (anchoveta, sardina y calamar) y curricanes de diversas formas de metal, plumas y plástico. El viaje inicia a las 06:00-06:30 hrs y la carnada viva se captura en la bahía (06:30-07:00 hrs) con pequeños curricanes. Después se viaja hasta el sitio de pesca que se encuentran desde minutos de la bahía y hasta horas, y lo usual es iniciar a las 08:00 hrs en los bajos rocosos alrededor de Isla San Martín. La finalización depende si

se capturan pelágicos mayores como atún, jurel o dorado, se permite un número de cinco a seis individuos por pescador, mientras que los peces de fondo que se permiten son de 20-30 por pescador; el tiempo de pesca pueden ser de dos a seis horas, para regresar al Molino Viejo a las 11:00 hrs a las 15:00 hrs. De acuerdo a los turistas, la pesca en San Quintín es similar a la que existió hace cuatro o cinco décadas atrás en las costas de California. Un reporte de agosto 2005 mencionó que en dos horas usando solo curricanes se capturaron 58 peces, y se compuso por seis cowcod (*Sebastes levis*), un jurel (*Seriola lalandi*), ocho blancos (*Caulolatilus princeps*), un lupón (*Scorpaena guttata*), cinco lincods (*Ophiodon elongatus*), ocho bocachos o bocaccios (*Sebastes paucispinis*), cuatro macarelas (*Scomber japonicus*) y 25 rocots (*Sebastes* spp.) de otras especies. La captura en un viaje con dos pescadores, puede ser conformada de hasta 20 especies distintas, incluyendo el calamar jumbo o Humboldt (www.mexfish.com).

La temperatura superficial del agua en la zona de pesca reportadas por los botes durante 2005 fueron: Enero 15-16.6 °C , Febrero 13.8-15 °C , Marzo 13.8-14.4 °C, Abril 13.3-14.4 °C, Mayo 15 °C, Junio 15-16.1 °C, Julio 21.6-22.7 °C, Agosto 17.2-22.7° C, Septiembre 17.7-18.8° C, 18.3-18.8° y 18.8-21.1° FC, en Octubre 14.4-16.6° C, Noviembre 15.5-16.6° C, Diciembre 15-16.6° C.

3. OBJETIVOS.

3. 1. Objetivo General.

Determinar la estructura de las comunidades de macroparásitos en dos especies de peces el rocot rojo *Sebastes miniatus* (Scorpaenidae) y el pez blanco *Caulolatilus princeps* (Malacanthidae) capturados por la pesca deportiva en el área de San Quintín, Baja California, México.

3. 2. Objetivos específicos.

1. Establecer el registro de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* de la costa de San Quintín, Baja California, México.
2. Evaluar el grado de infección, con base en la prevalencia y abundancia de cada especie de macroparásitos.
3. Determinar la estructura de la comunidad de macroparásitos *S. miniatus* y *C. princeps* durante el 2005 en el área de San Quintín, Baja California, México.
4. Determinar la relación entre la longitud, peso, condición de los peces y temperatura de fondo y la abundancia de macroparásitos.
5. Determinar la abundancia en el tiempo y la estructura de tallas de *C. princeps* y *S. miniatus*.

4. ÁREA DE ESTUDIO.

San Quintín, Baja California, México (Latitud Norte 30 ° 33'37" y 115 ° 56'33" Longitud oeste)] se localiza a unos 320 kilómetros al sur de la frontera con California (EUA), y para llegar a la bahía se recorren cinco kilómetros de terracería. La rampa del sitio de El Molino Viejo es utilizada por las lanchas de pesca deportiva y comercial costera para salidas y llegadas.

Bahía de San Quintín es una laguna costera compuesta por un brazo oeste llamado Bahía Falsa y el brazo este es propiamente Bahía de San Quintín. Se comunica al mar por una boca de aproximadamente 1,000 metros de ancho y cuenta con una barra arenosa (Punta Azufre) en el lado izquierdo de la boca, y la del lado derecho es rocosa que divide a mar abierto (Punta Entrada o Cabo San Quintín) y los capitanes de botes la nombran "La Punta".

La región del presente estudio (Fig. 3) se ubica al occidente de la península de Baja California (Región 1: Baja California-Pacífico) y es una zona biogeográfica de transición entre la fauna neártica y la neotropical (Briggs, 1974; Brusca y Wallertein, 1979). El clima costero es seco y árido con escasa precipitación pluvial y escurrimientos superficiales (Chavez de Nishikawa y Alvarez Borrego, 1974; Contreras, 1985). La costa presenta relieves intermedio y alto, valles secos con pequeñas cuencas, además de bahías, la laguna costera de San Quintín y costas abiertas (García de Miranda, 1980); es influenciada por la porción sureña de la corriente de

California que transporta al sureste aguas de baja salinidad (Ruiz, 1985). La plataforma continental es menor de 20 km, y la parte más amplia es de 50 a 70 km. La energía del oleaje es alta en costas abiertas, así como las velocidades por corrientes de mareas. La circulación a gran escala (10^3 Km) esta representada por la corriente de California (300 millas de ancho y 200 m de profundidad) con movimiento general al Sureste (Secretaria de Marina, 1974), aunque la costa de San Quintín también está influenciada por fenómenos a escala menor como surgencias costeras (miles de metros), mesoescala (cientos de km) como el Frente Ensenada, otros a gran escala como El Niño y recientemente se mencionan parcelas de agua de baja salinidad (hasta 32.4) cuyo origen es la mezcla de agua subártica con la lengüeta estuarina del Río Columbia cuya boca se localiza a los $46^{\circ} 10' N$ (Álvarez-Borrego, 2004).

El área adyacente a Bahía de San Quintín esta influenciada por de la circulación oceánica con un componente paralelo a la costa, y se suma el de los vientos para producir un intenso fenómeno de surgencias (Álvarez-Borrego, 2004). Aunado a lo anterior, la presencia del "Frente Ensenada", de aguas frías y mayores niveles de clorofila y ubicado a 160-500 km de la costa frente a la Ciudad de Ensenada; este presenta un intenso flujo hacia la costa que al topar se divide en dos, un flujo con dirección norte y otro al sur y paralelo a la costa, que al llegar a la región de San Quintín vuelve a cambiar de dirección hacia mar abierto; este flujo junto con el sistema de vientos y el efecto de las puntas costeras, afloramientos volcánicos (Isla San Martín, Rocas de Ben) y muchos otros arrecifes o bajos rocosos, producen intensas

surgencias y una alta productividad que influye en la zona de pesca de San Quintín así como al interior de la bahía (Álvarez-Borrego, 2004; Rosales-Casián 1996; Rosales-Casián y Gonzalez-Camacho 2003; Rosales-Casián 2004). Las surgencias se presentan durante todo el año y son mas intensas en primavera y principios de verano (Gómez, 1983, Rosales-Casián 1996; Rosales-Casián 2004).

La ictiofauna en la costa de San Quintín (<10m), constó de 41 familias, 72 géneros y 90 especies; las familias mejor representadas son Embiotocidae con diez especies, Sciaenidae con ocho y Scorpaenidae con seis; el género mejor representado es *Sebastes* sp. con cinco especies (Rosales-Casián, 1996). En la Bahía de San Quintín se reportan 69 especies, 56 géneros y 34 familias, de las cuales ocho son elasmobranchios; la especie más abundante es *Syngnathus leptorhynchus* y junto con *Cymatogaster aggregata* y *Atherinops affinis* acumularon el 50% de las capturas; *P. californicus* ocupó el cuarto lugar con 6% de abundancia relativa (Rosales-Casián, 1996; Rosales-Casián 2004).

La pesca ribereña en ocho sitios (Santo Tomás hasta Punta Canoas) del Pacífico noroeste de Baja California, arrojó que la zona de San Quintín contribuyó con el mayor número de viajes de pesca (35%) y con el 37.5% de la captura total (Rosales-Casián y González-Camacho 2003).

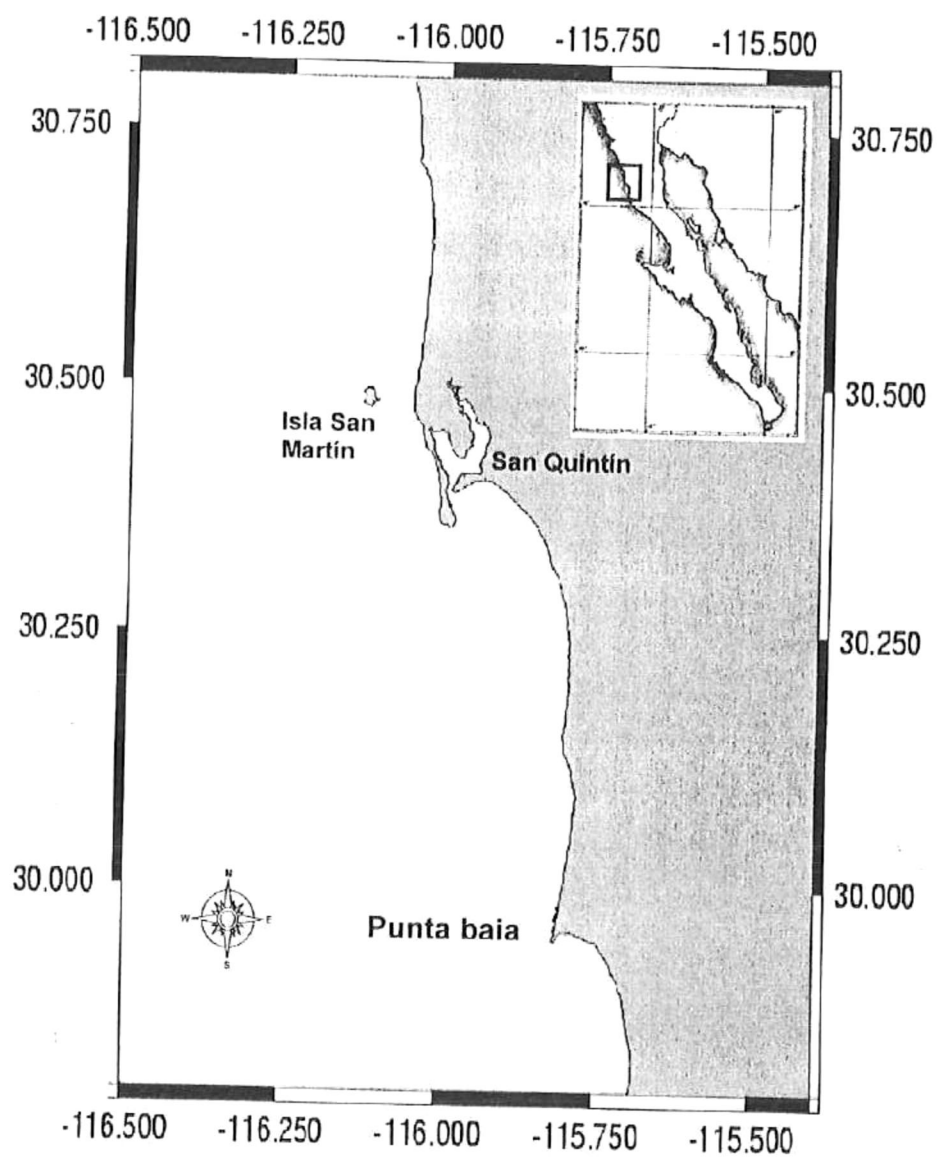


Figura 3. Localización del área de estudio en San Quintín, B. C., México.

5. MÉTODOS.

Se efectuaron 12 visitas mensuales para el monitoreo de las capturas de peces, y seis muestreos bimensuales se utilizaron para el análisis de la comunidad de parásitos. De enero a diciembre 2005 al sitio de El Molino Viejo en San Quintín, Baja California (México), punto de partida de los botes de pesca deportiva. Esta actividad se ha incrementado de forma importante (Rosales-Casián y González-Camacho 2003) y se efectúa con embarcaciones pequeñas (<8m de eslora con motores estacionarios o fuera de borda de hasta 300 HP).

Las visitas se efectuaron durante un día al mes (sábado) y se esperó el arribo de los botes para identificar, medir y pesar las especies objetivo de este estudio previo al eviscerado. Se monitorearon 71 embarcaciones con capturas del rocot rojo y 50 para el pez blanco.

Antes de la disección y limpieza de los peces capturados, se efectuó la identificación del rocot rojo (*S. miniatus*) y del pez blanco (*C. princeps*) de acuerdo a Miller y Lea (1972). Se obtuvo la longitud total y patrón por medio de un ictiómetro (mm), y el peso total (g) fue medido con una balanza digital Accu-Lab (de 6 kg).

La abundancia de ambas especies se expresó en captura por unidad de esfuerzo (CPUE), dividiendo el número total de peces por el número de viajes mensuales de las embarcaciones y también dividiendo entre el número de pescadores. La captura fue transformada a $\log_{10} (X+1)$ y

después de determinar la normalidad de los datos y la homogeneidad de las varianzas, se utilizó la prueba no-paramétrica de Kruskal-Wallis (ANOVA) para detectar diferencias entre promedios de CPUE.

Las longitudes totales fueron agrupadas por clases de 20 mm de longitud y sus frecuencias fueron presentadas para todos los individuos y por estaciones: invierno (enero-marzo), primavera (abril-junio), verano (julio-septiembre), otoño (octubre-diciembre). Cada muestreo mensual incluyó un mínimo de cuatro y hasta nueve embarcaciones, y por estaciones del año se incrementó de 14 a 22 embarcaciones. Las tallas fueron transformadas a logaritmos ($\log_{10}$) para determinar las diferencias mensuales y estacionales de longitud por medio de una ANOVA.

5. 1. Recolección y revisión de huéspedes.

5. 1. 1. Examen externo.

Las dos especies de huéspedes se separaron del resto de las especies capturadas y se efectuó una cuidadosa revisión externa en fresco para la búsqueda de formas adultas o larvales de parásitos, registrando incluso cualquier anomalía visible. Los ejemplares se etiquetaron y se extrajeron los arcos branquiales de ambos lados del pez, separando cada arco para colocarlos en cajas Petri con unas gotas de solución salina y en refrigeración. Para la observación de los arcos branquiales se utilizó un microscopio estereoscópico; se separaron cada uno de los filamentos branquiales con agujas de disección, y en la caja Petri se realizó la búsqueda de parásitos bajo el microscopio.

5. 1. 2. Examen interno.

Para extraer las vísceras, se colocó el pez sobre una bandeja de disección y se realizó un corte en la región ventral, evitando daños al intestino. Después se levantó la pared y se desprendió cuidadosamente cualquier unión de tejido conectivo con las vísceras, mediante una aguja de disección; posteriormente se separó el hígado, intestino, ciego, bazo, corazón, gónadas (en caso de presencia), colocándolos en cajas Petri con solución salina para mantener vivos a los parásitos.

Después se revisó el hígado, bazo, corazón y gónadas mediante la técnica de oclusión, la cual consiste en colocar cada órgano entre dos vidrios rectangulares y gruesos, y oprimiendo los tejidos para observar y separar al estereoscopio los parásitos encontrados.

El tracto digestivo se dividió en estómago, intestino, y ciegos intestinales para cuantificar, aislar y extraer a los parásitos con pinceles. El estómago se abrió para extraer el contenido estomacal y ser revisado en búsqueda de parásitos; después se procedió a observar las paredes del estómago separando los dobleces con agujas de disección, para ubicar a parásitos libres, adheridos o enquistados. Tanto el intestino como los ciegos intestinales se abrieron longitudinalmente para su observación.

5. 2. Procesamiento de los macroparásitos: fijación y tinción.

5. 2. 1. Platelminetos.

Los gusanos vivos, se colocaron en un portaobjetos, se les adicionó la solución AFA (ácido acético-formol-alcohol) conocida como solución de

Davidson y se les colocó un cubre o un porta-objetos según el grosor del parásito. Se mantuvo aplanando durante unas cinco horas, después se trasladó a un vial de 7 ml con alcohol etílico al 70% para su conservación e identificación posterior. Para teñir a los platelmintos, se utilizaron Paracarmín de Meyer, Hematoxilina de Delafield y Tricrómica de Gomori, después se montaron en portaobjetos con bálsamo de Canadá, y se secaron en una estufa de inclusión a una temperatura de 45° C.

5. 2. 2. Nemátodos.

Los nemátodos vivos se colocaron en una solución salina para eliminar restos del tejido del huésped, y se fijaron con líquido de Berland durante unos minutos para estirar su cuerpo y facilitar su identificación. Después se transfirieron a viales con etanol al 70% para su análisis posterior. Los nemátodos enquistados se colocaron en jugo gástrico artificial de 2-3 horas y hasta una noche de reposo para liberar a la larva. Para observar las estructuras, los nemátodos fueron inmersos en una solución de lactofenol para aclarar la parte externa del cuerpo, y dependiendo del tamaño y grosor de los ejemplares el tiempo fue de días. Posteriormente los nemátodos se montaron en un portaobjetos entre dos calzas de papel con suficiente líquido y con un cubreobjetos encima, después se midieron y se dibujaron, procurando observar todas las estructuras para su identificación taxonómica.

5. 2. 3. Copépodos.

Bajo el estereoscopio, los copépodos se desprendieron del tejido branquial con una aguja o un pincel, y se colocaron en caja Petri con agua de mar filtrada para limpiarlos de mucus o adherencias. Después se transfirieron a un vial con etanol al 70%, y con una etiqueta de papel albanene escrita a lápiz con el nombre del huésped, fecha de recolecta, localidad y número de muestra.

Para la identificación, se disecaron las estructuras del espécimen de valor taxonómico (antenas, mandíbulas, maxílulas, pereiópodos, aparato reproductor, etc.), las cuales se observaron, midieron y dibujaron al microscopio.

5. 3. Revisión taxonómica.

De cada especie de parásito y sus estructuras, se elaboraron dibujos con la ayuda de una cámara lúcida conectada a un microscopio estereoscópico o compuesto, y se midieron utilizando un ocular con un micrómetro de precisión 0.001 mm. También se obtuvieron imágenes por medio de cámara de video conectada al estereoscopio, para ubicar y observar las formas de las estructuras utilizadas para la identificación.

Para la morfometría de las estructuras de interés taxonómico de cada parásito, se empleó un microscopio compuesto LEICA-DMBL 10 con un ocular calibrado. Todas las medidas se obtuvieron en milímetros (mm) y micras (μ) y se presentan como valores promedio, con sus valores mínimos y máximos. Como complemento, mediante una cámara de video

de alta resolución (Sony CCD Iris) conectada al programa Pixel View instalado a una computadora personal (Dell 4100) se captaron imágenes de los organismos a identificar.

Para la identificación genérica de los monogéneos y digeneos se consultaron los trabajos de Yamaguti (1971), Kritsky y Stephens (2001), Vidal-Martínez et al. (2002) y para la determinación específica a Bravo-Hollis (1967, 1982a, 1982b, 1982c) y Mendoza-Garfías y Pérez-Ponce de León (1998), para los nemátodos se siguieron las claves principalmente de Yamaguti (1971), Anderson et al. (1974-1983) para la determinación genérica se emplearan los criterios de Cressey y Boyle (1980,1985), para los copépodos con claves de Kabata (1972, 1988, 1992a, 1992b) y Ho et al. (2001).

5. 4. Análisis de los datos.

El número mínimo de individuos de peces o muestras a analizar, se estableció elaborando una curva de frecuencia acumulativa de especies de parásitos encontrados en cada uno de los huéspedes. En el punto que la curva se estabiliza por no registrar más especies se considera el número mínimo y representativo de la comunidad de parásitos en los peces huéspedes.

Las infecciones de ambas especies se caracterizaron con los parámetros ecológicos propuestos por Margolis *et al.* (1982) y posteriormente modificado por Bush *et al.* (1997), como prevalencia, abundancia media e intensidad promedio de cada especie.

La prevalencia es el número de huéspedes de una muestra que han sido parasitados por una especie de parásitos en particular **(HP)** entre el número total de peces revisados en esa muestra **(HR)**.

$$\% = (HP / HR) \times 100$$

La abundancia es el número de parásitos que se encuentran parasitando a un número particular de huéspedes en cada una de las muestras, mientras que la abundancia media es el número de parásitos **(NH)** de una sola especie dividido entre el número total de peces revisados.

$$Ab\ m = (NH / HR)$$

La intensidad promedio representa el número total de parásitos de una especie en particular **(NH)** distribuidas entre el número de huéspedes de una muestra infectados por dicha especie **(HP)** (Bush *et al.* 1997).

$$I\ p = (NH / HP)$$

Estos descriptores ecológicos, en conjunto con la riqueza específica, fueron calculados cada uno de los muestreos para describir los procesos a nivel de infracomunidad, así como en general para el componente de comunidad, analizando los siguientes atributos: riqueza, diversidad, abundancia, dominancia y similitud.

La riqueza específica **(SE)** se define como el número total de especies de parásitos presentes en cada comunidad y es la forma más sencilla de medir la biodiversidad; por su parte un índice de riqueza específico es aquel que se toma a partir de un muestreo de la comunidad.

Uno de los índices más comunes es el índice de Margalef, el cual tiene por objetivo eliminar la variación tan grande que se da entre el tamaño de muestra y la cantidad de especies, transformando a el número de especies por muestra a una proporción a la cual las especies son añadidas por expansión de la muestra (Moreno, 2001).

$$D Mg = S - 1 / \ln N$$

donde:

S: número de especies

N= número total de individuos

Supone que hay una relación funcional entre el número de especies y el número total de individuos $S = k \sqrt{N}$ donde k es una constante (Marrugan, 1988).

Estos descriptores cuantitativos de las comunidades de parásitos fueron utilizados para estimar la estructura de las comunidades de macroparásitos en cada una de las especies. Es decir para conocer el flujo de interacciones que se dan entre las diferentes especies de parásitos que parasitan a estas dos especies de peces así como los índices de diversidad comúnmente utilizados en los estudios ecológicos, mediante los cuales se puede conocer la composición de la comunidad, es decir que especies son comunes y cuales son raras (Begon *et al.* 2006).

El índice de equidad de Shanon H' , es el índice utilizado para el caso de poblaciones con un número infinito de elementos:

$$H' = - \sum_{j=1}^S P_j \ln P_j$$

Donde P_j es la proporción de parásitos de una especie en particular hasta completar cada una de las especies de macroparásitos de la comunidad y s es el número total de parásitos encontrados en cada uno de los peces. Asume que los individuos son seleccionados al azar y que todas las especies están representadas en la muestra. Adquiere valores entre cero cuando hay una sola especie, y el algoritmo de S , cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos (Moreno, 2001).

El índice de dominancia de Simpson (Begon *et al.*, 2006):

$$\lambda = \sum P_i^2$$

Donde P_i es la abundancia proporcional de la especie i , es decir, el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra. Manifiesta la probabilidad de que todos los individuos tomados al azar de una muestra sean de la misma especie. Esta fuertemente influido por la importancia de las especies más dominantes (Moreno, 2001).

El coeficiente de similitud de Jaccard

$$I_J = \frac{c}{a + b - c}$$

donde

a= número de especies presentes en el sitio A

b= número de especies presentes en el sitio B

c= número de especies presentes en ambos sitios A Y B

El intervalo de valores para este índice va de 0 cuando no hay especies compartidas entre ambas especies, hasta 1 cuando las dos especies tienen idéntica composición de especies.

Para determinar la presencia de especies principales, secundarias y satélites, se realizó un análisis de correlación no paramétrica de Spearman entre la prevalencia y la abundancia de las especies, ya que de acuerdo con la hipótesis de Hanski (1982) estos dos parámetros están correlacionados. Posteriormente se graficó la distribución de las prevalencias de especies con el propósito de establecer la importancia de las especies en especies principales (prevalencia >60%), especies secundarias (>20% <60%), y especies satélites o raras (<20%).

La abundancia promedio de parásitos en cada huésped, se comparó con respecto al tiempo usando un análisis de varianza no paramétrico de Kruskal-Wallis (Steel y Torrie, 1986). Se realizó un análisis de correlación de Spearman para determinar el grado de asociación entre la talla y el peso de los hospederos, así como con la temperatura de fondo estacional, y entre el número de parásitos encontrados en *S. miniatus* y *C. princeps*.

5. 5. Análisis de la captura y tallas de *S. miniatus* y *C. princeps*.

La identificación de *S. miniatus* y *C. princeps* se efectuó de acuerdo a Miller y Lea (1972). La captura de ambas especies por bote fue contabilizada

y medida al arribo y antes de su limpieza. Las longitudes totales y patrón (mm-TL, SL) se obtuvieron por medio de un ictiómetro con divisiones hasta milímetro. Los botes que arribaron al mismo tiempo que se analizaba otra captura, sus peces solo fueron contabilizados.

La abundancia promedio mensual fue convertida a captura por unidad de esfuerzo (CPUE) dividiendo el número de peces de cada bote durante el mes entre los viajes de pesca mensuales (Rosales-Casián y González-Camacho, 2003). A su vez se determinó el CPUE dividiendo la captura de cada bote entre el número de pescadores en cada viaje. Para determinar posibles diferencias con respecto al tiempo se utilizó un análisis de varianza no paramétrico de Kruskal-Wallis test (ANOVA).

Las longitudes totales (LT-mm) fueron agrupadas en clases de 20 mm y su distribución de frecuencias se presentaron para el total de individuos en el año y agrupados por estaciones del año: invierno (enero-Marzo), primavera (abril-junio), verano (julio-septiembre), otoño (octubre-diciembre). En cada visita mensual se analizó la captura de cuatro a nueve botes, y por estación del año de 14 a 22 botes. Las tallas se transformaron ($\log_{10}$) y para determinar posibles diferencias estacionales en la longitud promedio se utilizó un ANOVA.

Se determinó la condición de los peces de *S. miniatus* y *C. princeps* por medio del Índice del Factor de Condición de Fulton (Fulton, 1902); con este coeficiente es posible definir los cambios de condición de los peces en relación al ciclo de muestreos realizados.

El factor de condición fue expresado de la siguiente manera:

$$K = (P/L^3) \times 100$$

donde P, es el peso total del pez, y L, es la longitud total.

Al utilizar el peso total se incluyen las grasas acumuladas en órganos, las cuales están relacionadas con la condición del pez. Se realizó un análisis de correlación de Spearman entre la condición y el número de parásitos encontrados en cada huésped.

6. RESULTADOS.

En la primera parte se presenta el elenco de especies de parásitos, su taxonomía y morfología, en la segunda parte se presentan los niveles de las infecciones y hábitat preferencial en cada huésped; la tercera parte es el análisis de capturas y estructura de tallas de *S. miniatus* y *C. princeps*.

6. 1. Registro parasitológico.

6. 1. 1. Número suficiente o número mínimo de huéspedes a analizar.

En *S. miniatus*, los números acumulados de especies de parásitos no registraron nuevas especies desde el pez número once al 21, por tanto fue suficiente para caracterizar la estructura parasitológica (Fig. 4).

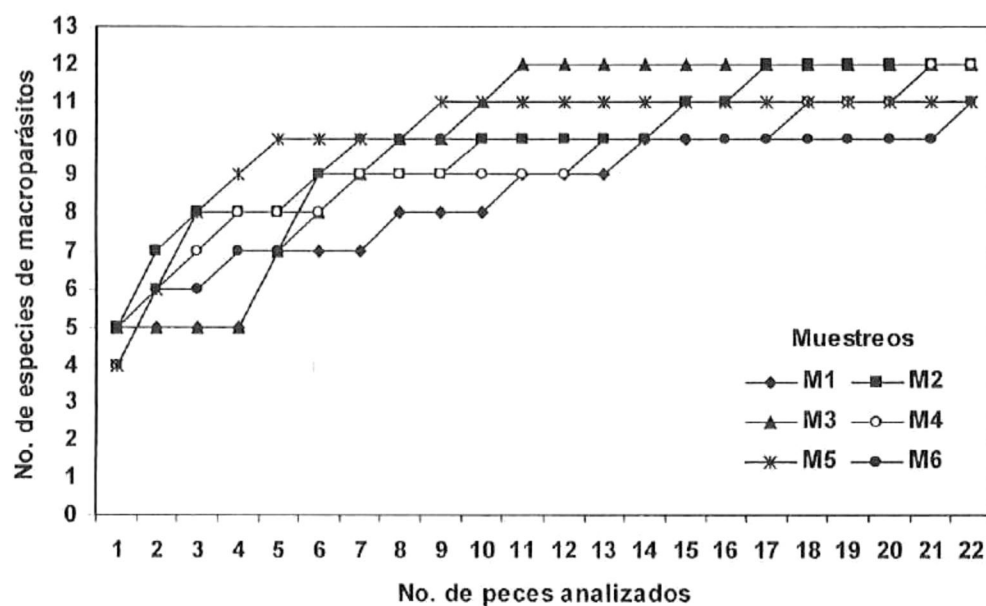


Figura 4. Números acumulativos de especies de parásitos en *S. miniatus* capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.

En *C. princeps*, el número acumulado de especies de parásitos se estabilizó a partir del huésped analizado número diez (Fig. 5).

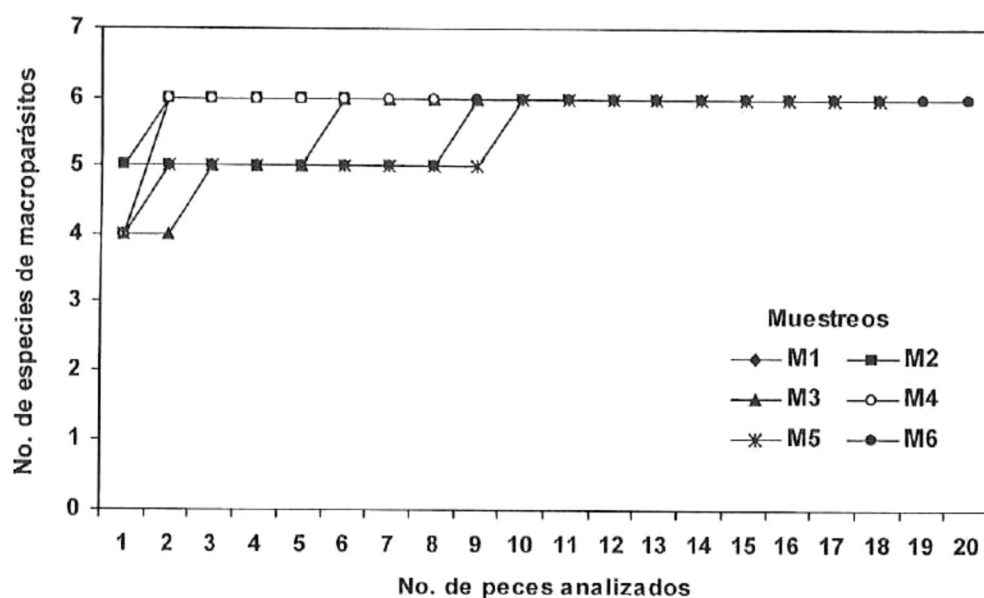


Figura 5. Números acumulativos de especies de parásitos en *C. princeps* capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.

6. 1. 2. Rocot rojo, *S. miniatus*.

Seis de las 12 visitas mensuales a San Quintín fueron para el análisis parasitológico. Se revisaron 210 individuos de *S. miniatus* (tallas 280-610 mm, prom. 436 ± 68.9 ES mm longitud total LT). Se contabilizó un total de 29,640 parásitos pertenecientes a seis grupos (Tabla I). Los endoparásitos fueron los más abundantes (27,076 individuos), de los cuales 14,879 fueron céstodos; le siguieron los nemátodos (10,323 inds.), los acantocéfalos y los digéneos; los ectoparásitos estuvieron representados por monogeneos (3,052 individuos) y copépodos (Tabla I).

6. 1. 3. Pez blanco, *C. princeps*.

Se revisaron 90 individuos de *C. princeps* para un total de 3,820 parásitos. Los endoparásitos fueron representados por los nemátodos (2,575 individuos), seguidos por los digéneos. Los ectoparásitos fueron

representados por los copépodos (876 individuos) y en menor número por los monogéneos (Tabla II).

Tabla I. Grupos y números totales de parásitos registrados en *S. miniatus*, capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B.C., México.

Muestreo	Huéspedes Revisados	Endoparásitos				Ectoparásitos *		Total
		Digéneos	Nemátodos	Céstodos	Acantocéfalos	Monogéneos *	Copépodos *	
1	15	7	627	622	105	128	3	1,492
2	28	25	1,071	1,688	49	557	26	3,416
3	62	18	4,589	6,073	231	1,067	40	12,018
4	35	12	1,465	2,401	302	499	11	4,690
5	29	5	1,011	1,940	229	395	46	3,626
6	41	17	1,560	2,155	206	406	54	4,398
Total	210	84	10,323	14,879	1,122	3,052	180	29,640
%		0.28	34.83	50.20	3.79	10.29	0.61	100.0

Tabla II. Grupos y números totales de parásitos registrados en *C. princeps* capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.

Muestreo	Huéspedes revisados	Endoparásitos		Ectoparásitos*		Total
		Digéneos	Nemátodos	Copépodos *	Monogéneos *	
1	2	6	21	22	0	49
2	6	12	206	56	3	277
3	9	40	367	135	1	543
4	16	72	508	201	3	784
5	37	138	1,200	354	8	1,700
6	20	87	273	105	2	467
Total	90	355	2,575	873	17	3,820
%		9.3	67.4	22.9	0.5	100

6. 1. 4. Elenco parasitológico y órganos preferenciales de infestación.

El elenco parasitológico de *S. miniatus* se conformó por 12 especies; nematodos: *Anisakis* sp., *Hysterothylacium* sp (larvas y adultos) y *Pseudoterranova* sp.; copépodos (adultos): *Lepeoptheirus* sp, *Neobranchia scorpaenae* y *Clavellotis sebastidis*; monogeneos: *Microcotyle sebastis* y *Benedenia derzhavini*; digéneos: *Fellidostomum sebastodis* y *Parahemiurus merus*; céstodos: *Bothriocephalus* sp., y acantocéfalos: *Corynosoma strumosum* (Tabla III). Los órganos con mayor infestación fueron el estómago, los ciegos pilóricos, y el intestino (tracto digestivo) donde se encontraron siete de las 12 especies registradas (Tabla III). Los nemátodos se encontraron en el mayor número de sitios (mesenterio, estómago, ciegos e intestino), principalmente larvas migratorias del género *Hysterothylacium*; los tremátodos y céstodos solo se encontraron en el tracto digestivo, principalmente en el estómago, y los acantocéfalos se localizaron solo en el mesenterio (Tabla III).

El registro parasitológico de *C. princeps* se conformó de seis especies. Nematodos: *Anisakis* sp. (larvas) e *Hysterothylacium* sp.; digéneos: *Bianium plicatum* y *Choanodera caulolatilii*; monogeneos: *Choricotyle caulolatilii*; copépodos: *Hatschekia* sp. (Tabla III). El órgano con mayor infestación en *C. princeps* fue el tracto digestivo, con cuatro de las seis especies registradas. Los nemátodos se encontraron en el mayor número de sitios en el huésped (estómago, intestino y mesenterio), principalmente por larvas de la subfamilia Anisakinae. Los digéneos se encontraron en intestino y estómago y los monogeneos solo en las branquias (Tabla III).

Tabla III. Registro parasitológico y órganos infectados en *S. miniatus* y *C. princeps* capturados por la pesca deportiva en San Quintín, B.C.

Especies de parásitos	<i>S. miniatus</i>	<i>C. princeps</i>
MONOGENEA		
<i>Microcotyle sebastis</i>	Branquias	
<i>Benedenia derzhavini</i>	Branquias, Piel, Aletas	
<i>Choricotyle caulolatilii</i>		Branquias
DIGENEA		
<i>Fellidostomum sebastodis</i>	Vesícula biliar	
<i>Parahemiurus merus</i>	Estómago, Intestino	
<i>Bianium plicatum</i>		Intestino
<i>Choanodera caulolatilii</i>		Intestino, Estómago
CESTODA		
<i>Bothriocephalus</i> sp.	Estómago, Intestino, Ciegos Intestinales,	
NEMATODA		
<i>Anisakis</i> sp.	Mesenterio	Mesenterio
<i>Hysterothylacium</i> sp.	Mesenterio, Estómago, Intestino, Ciegos Intestinales	Mesenterio, Estómago, Intestino, Ciegos, Intestinales
<i>Pseudoterranova</i> sp.	Mesenterio, Intestino, Ciegos Intestinales	
ACANTOCEFALA		
<i>Corynosoma strumosum</i>	Intestino, Estómago, Mesenterio	
COPEPODA		
<i>Lepeoptheirus</i> sp.	Branquias	
<i>Clavellostis sebastidis</i>	Branquia espinas	
<i>Neobranchia scorpaenae</i>	Branquia Espinas	
<i>Hatschekia</i> sp.		Branquias

6. 2. Clasificación y morfología de la parasitofauna de *S. miniatus*.

6. 2. 1. Clasificación de *Fellodistomum sebastodis* Caballero et al 1952

CLASE: Trematoda Rudolphi, 1808.

SUBCLASE: Digenea, Carus, 1865.

ORDEN: Strigeata.

SUBORDEN: Brachylaimata Larue, 1957.

FAMILIA: Fellodistomatidae, Nicoll, 1909.

GÉNERO: *Fellodistomum* Stafford, 1904.

ESPECIE: *Fellodistomum sebastodis* Yamaguti y Matumara, 1942.

Sinonimia: *Steringophorus sebastodis* Yamaguti y Matumara, 1942

6. 2. 1. 1. Descripción morfológica.

Se recolectó a *F. sebastodis* (Fig. 6) en la vesicular biliar de rocot. Cuerpo alargado (largo 5.594-7.031 mm, ancho 0.643-0.983 mm), bordes laterales paralelos, extremo anterior ancho y redondo y el posterior angosto sin terminar en punta. Cutícula anterior ventral con pocas espinas pequeñas (largo 0.008 mm, ancho 0.319-0.395 mm). Acetábulo musculoso casi esférico (largo 0.076 mm, ancho 0.106 mm); esófago largo (0.079-0.099 mm) y ancho (0.038-0.076 mm). Ciegos intestinales anchos, se extienden dorsolateralmente al borde posterior del cuerpo, ancho 0.152- 0.182 mm en parte anterior, y 0.084 a 0.133 mm en parte posterior.

Poros reproductor poco visible, desviado lateralmente y a 0.648-0.669 mm del borde anterior del acetábulo. Los testículos están detrás del acetábulo, en las áreas intercecal y cecal, uno frente al otro; esféricos o ligeramente oblongos y lisos, el derecho midió (largo 0.163-0.198 mm, ancho

0.167-0.190 mm), y el izquierdo (largo 0.171-0.190 mm, ancho 0.152-0.182 mm). Bolsa del cirro (largo 0.133-0.152 mm, ancho 0.133 mm) sobre el ovario en el espacio triangular de bifurcación intestinal-acetábulo; vesícula seminal pequeña (largo 0.065-0.068 mm, ancho 0.057-0.061 mm) en parte posterior de bolsa del cirro. Próstata pequeña y granulosa. Ovario grande como la bolsa del cirro, ubicado en el espacio triangular de la bifurcación intestinal y el acetábulo, y sobre la bolsa del cirro, esférico u oblongo y liso (largo 0.144-0.152 mm, ancho 0.11-0.171 mm). Glándula de Mehlis difusa, conducto de Laurer no observable. Sin receptáculo seminal. El útero se extiende del acetábulo y testículos al borde posterior del cuerpo, en el área intercecal y extracecal. La rama descendente uterina, al salir del ootipo cruza la parte media dorsal del acetábulo, y la rama ascendente cruza entre el borde izquierdo y el testículo hasta el poro reproductor. Huevos grandes (largo 0.076 mm, ancho 0.030-0.038 mm), poco numerosos, operculados, oblongos, cáscara lisa y amarillenta.

Glándulas vitelogenas postacetabulares, laterales, por detrás de la bifurcación intestinal al borde anterior del acetábulo (área cercal). Folículos vitelinos escasos, grandes, redondos, seis-siete en el lado derecho y ocho en el izquierdo (largo 0.046-0.091 mm, ancho 0.030-0.049 mm). Poro excretor en el borde posterior del cuerpo; tallo principal de la vesícula excretora ancho y detrás de los testículos, bifurcado en ramas dorsales anchas, hasta detrás de la faringe.

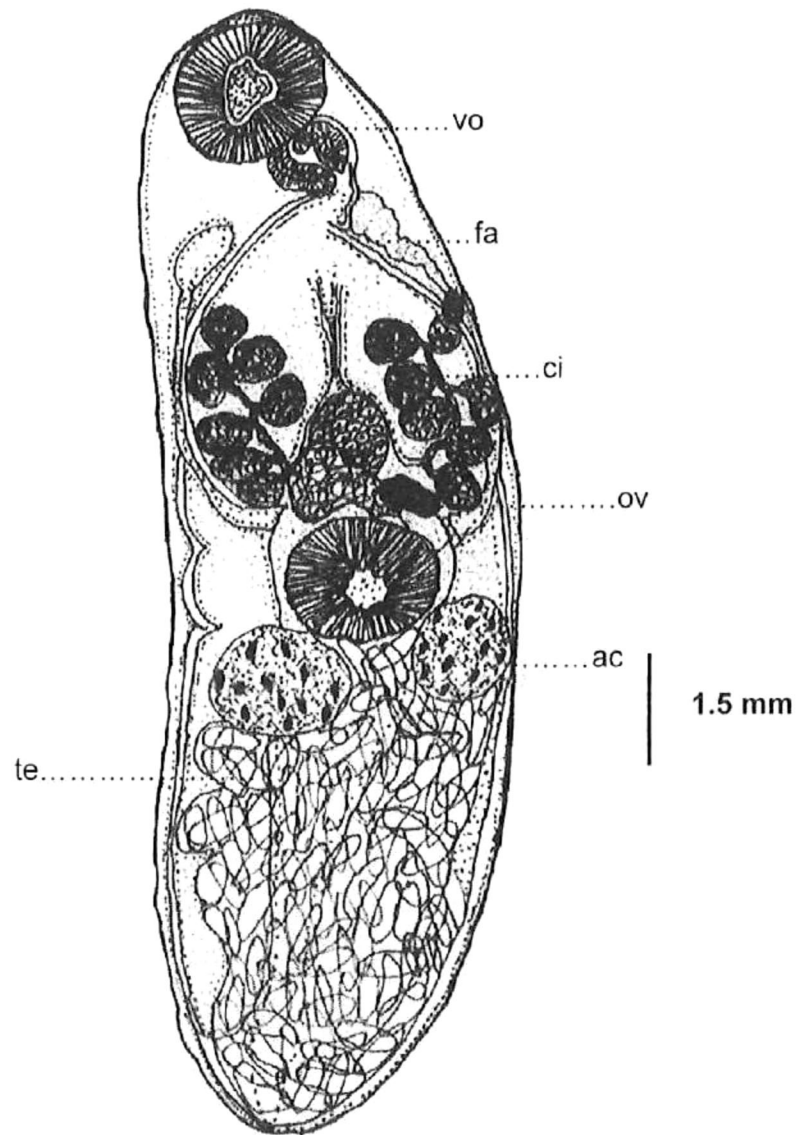


Figura 6. *Fellodistomum sebastodis* (Yamaguti, 1942). Organismo completo (vista ventral). vo, ventosa oral; fa, faringe; ci, ciego intestinal; ov, ovario; ac, acetábulo; te, testículos.

6. 2. 2. Clasificación de *Parahemiurus merus* Manter, 1940:

CLASE: Trematoda

ORDEN: Azygiidae

SUBORDEN: Hemiurata

FAMILIA: Hemiuridae Lühe, 1901

SUBFAMILIA: Hemiurinae Loss, 1899

GÉNERO: *Parahemiurus* (Linton, 1910) Manter, 1940

ESPECIE: *Parahemiurus merus* (Linton, 1910) Manter, 1940.

6. 2. 2. 1. Descripción morfológica.

Se recolectaron 14 individuos en estómago e intestino de *S. miniatus*. El tremátodo *Parahemiurus merus* (Fig. 7) posee un cuerpo escasamente aplanado, con marcados pliegues cuticulares tanto en la región dorsal como en la ventral. En el caso de los pliegues dorsales, llegan hasta la región caudal del organismo, mientras que los ventrales llegan al nivel de las vitelogenas. El cuerpo tiene una longitud de 0.61-0.79 mm y un ancho máximo de 0.12-0.60 mm. La ventosa oral es subterminal (largo 0.024-0.039 mm, ancho 0.026-0.059 mm), mientras que la ventosa ventral o acetábulo se situó en la parte media anterior del cuerpo, siendo más grande que la ventosa oral (largo 0.068-0.10 mm, ancho 0.051-0.111 mm). La relación entre la ventosa oral y el acetábulo es de 1:2.5. No se observó una prefaringe, y la faringe es conspicuamente muscular. Los ciegos corren lateralmente a los márgenes del cuerpo extendiéndose hasta la región posterior del cuerpo sin penetrar en el ecsoma.

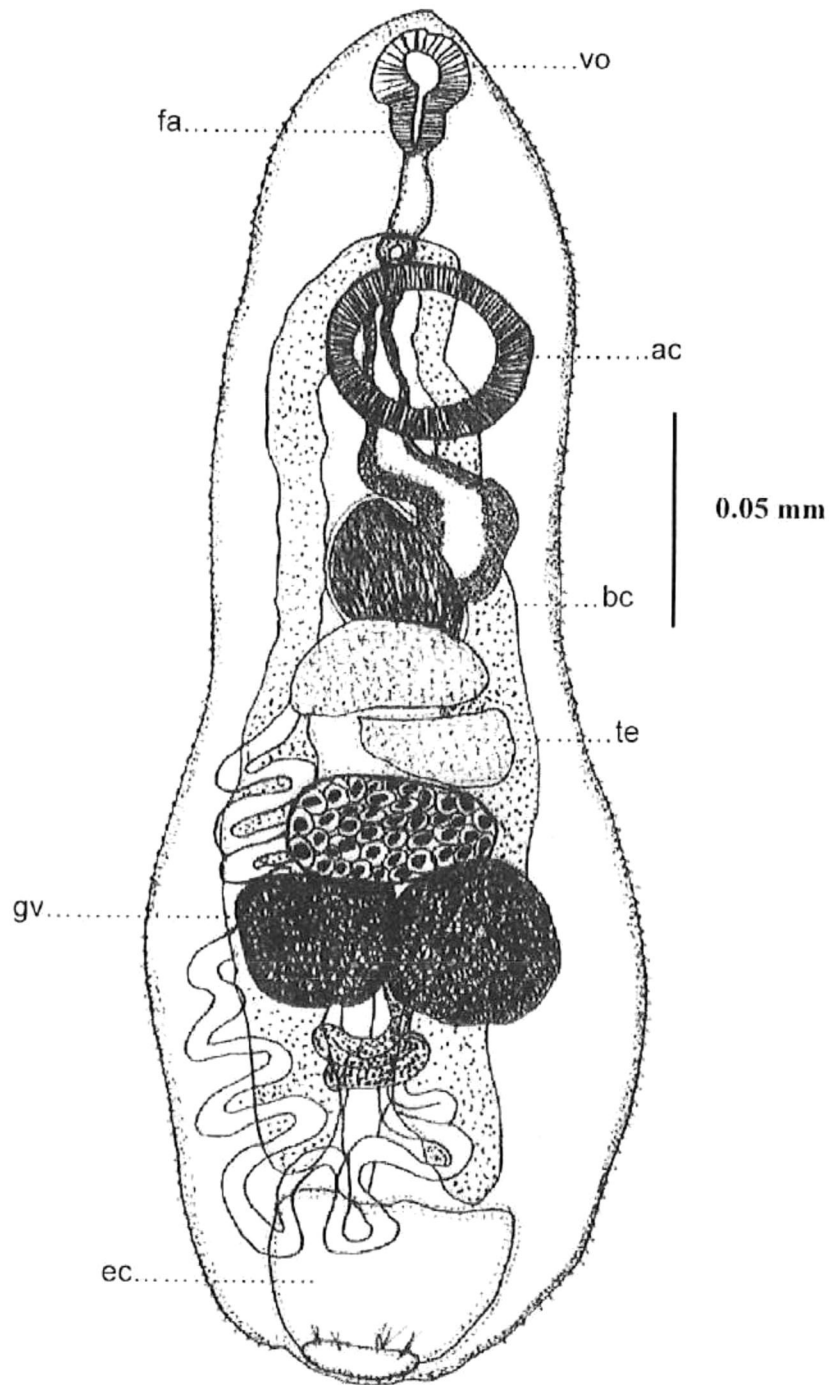


Figura 7. *Parahemiurus merus* (Linton, 1910). Esquema del organismo completo (vista ventral). vo, ventosa oral ; fa, faringe; ac, acetábulo; bc, bolsa del cirro; te, testículos ; ov, ovario; gv, glándulas vitelógenas; ec, ecsoma.

El aparato reproductor masculino cuenta con testículos subglobulares (dos), simétricos y en diagonal, a veces sobrepuestos detrás de la ventosa ventral (largo 0.04-0.088 mm, ancho 0.022-0.099 mm). La bolsa del cirro contiene la vesícula seminal en la parte proximal (largo 0.035-0.091 mm, ancho 0.037-0.093 mm). El femenino presenta un ovario globular, postesticular, con 0.04-0.1 mm de largo y 0.029-0.139 mm de ancho. El útero es espiralado y se extiende hasta el final del cuerpo, rodeando a los órganos genitales y frecuentemente llegan hasta el ecsoma, asciende lateralmente hasta la ventosa ventral donde abre al exterior a través del poro reproductor. Las glándulas vitelogenas forman dos masas lobuladas compactas (largo 0.039-0.15 mm, ancho 0.046-0.109 mm), sobrepuestas ligeramente al extremo posterior del ovario. El ecsoma es sobresaliente (largo 0.15-0.28 mm, ancho 0.14 de ancho), esta longitud varía por su contracción. Huevos pequeños, numerosos y amarillentos con una longitud de 0.015-0.0152 y 0.0073-0.013 mm de ancho (Fig. 7).

6. 2. 3. Clasificación de *Microcotyle sebastis* Yamaguti, 1934:

CLASE: Monogenea

SUBCLASE: Polyopisthocotylea Odher, 1912.

ORDEN: Microcotyloidea Unnithan, 1957.

FAMILIA: Microcotylidae Taschenberg, 1879.

SUBFAMILIA: Microcotylinae Monticelli, 1982.

GÉNERO: *Microcotyle* Van Beneden et Hesse, 1863.

ESPECIE: *Microcotyle sebastis* Goto, 1894.

6. 2. 3. 1. Descripción morfológica.

Los 30 individuos de *M. sebastis* se encontraron en branquias de *S. miniatus*, y se seleccionaron individuos maduros al azar para las mediciones. Son organismos de cuerpo elongado en forma de lengüeta, cuyo haptor posterior termina en punta alargada (Fig. 8a, 11a). La región anterior es estrecha, y al acercarse a la división del esófago en dos ciegos intestinales se aprecia un ensanchamiento del cuerpo. Son de tamaño visible, de 3.1-4.6 mm de longitud. No se incluyeron a los especímenes más grandes, que midieron 5.8 mm de largo por 1.1 mm de ancho.

Los órganos de fijación son glándulas adhesivas en la región anterior del cuerpo distribuidas en dos grupos laterales y uno central. Por debajo de estas glándulas aparecen dos ventosas musculares (Fig. 8b, 11c). Como órgano de fijación principal presentan un opistohaptor de forma alargada y triangular, unido al cuerpo a lo largo de todo su tercio anterior (Fig. 11a) Este opistohaptor está unido al resto del cuerpo por un estrechamiento. El borde

del opistohaptor está festoneado con una fila de pinzas de 50 μm en su base, de tipo microcotílido apareciendo en un número aproximado de 31-53 pinzas por cada banda (Fig. 8c, 11b).

El aparato digestivo inicia con la boca detrás de las ventosas cefálicas. La abertura bucal se envuelve con una banda muscular muy fina, y aparece la prefaringe y la faringe. El esófago se prolonga hasta poco después del orificio genital, dónde se divide en dos ciegos intestinales que discurren paralelamente por los flancos del cuerpo hasta el estrechamiento que da paso al opistohaptor.

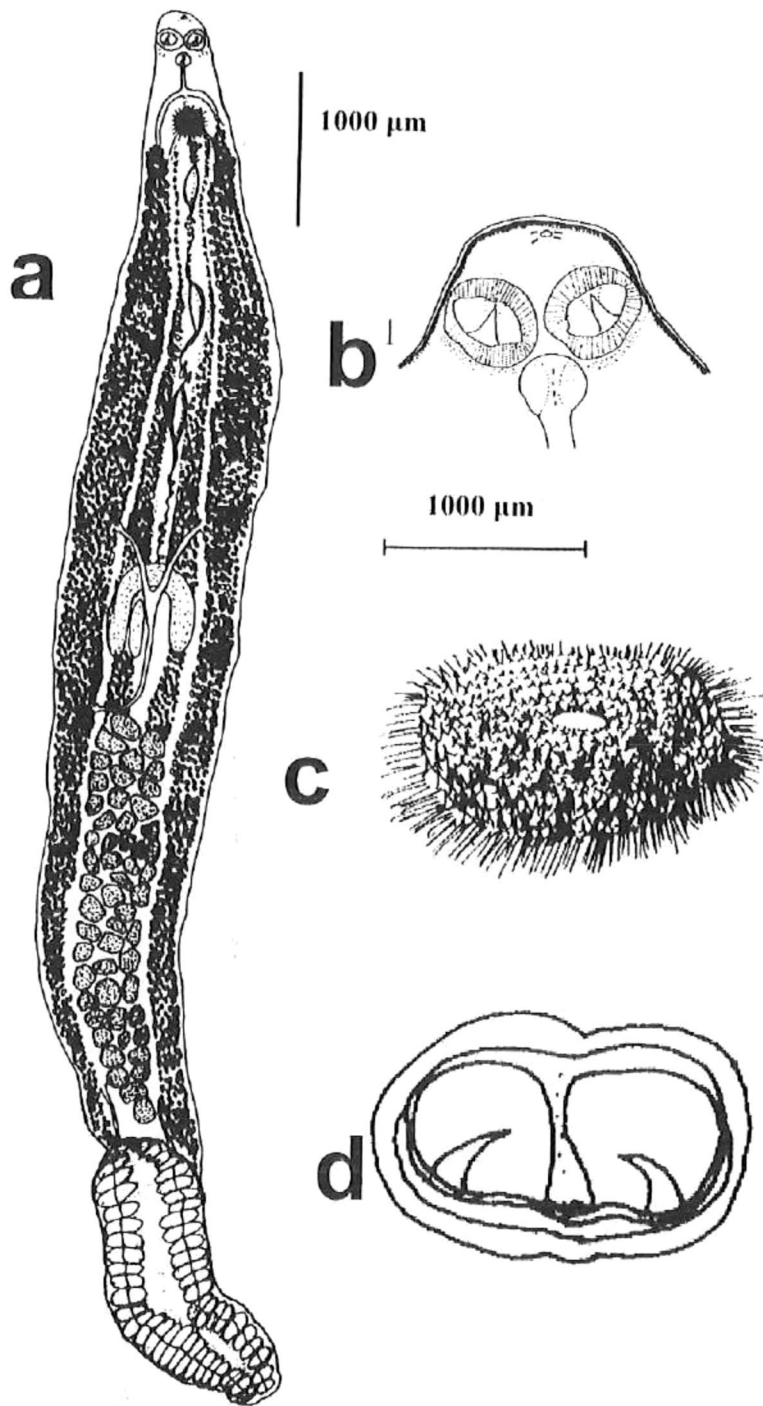


Figura 8. *Microcotyle sebastis* Goto, 1894. a) Vista ventral, b) Glándulas adhesivas del haptor anterior, c) Armadura genital, d) Detalle de la pinza del opistohaptor.

El aparato reproductor masculino lo forman 32 testículos post-ováricos, esféricos y su tamaño varía según la posición, con los pequeños en la porción más distal del cuerpo. El orificio genital abre ventralmente a una distancia de 200-540 μm del extremo anterior del cuerpo. Presenta una armadura de pequeñas papilas cónicas en forma de espinas cortas (Fig. 8d y 11 c).

El aparato reproductor femenino se compone de un ovario alargado que se repliega sobre sí mismo (Fig. 9a). Del extremo distal parte el oviducto que se une finalmente al extremo de la Y que forman los viteloductos. En esta área se encuentra una mancha difusa, y al lado izquierdo la glándula de Mehlis y el ootipo, de donde parte el útero, ascendiendo según el eje medio del cuerpo hasta el orificio genital. Las glándulas forman dos bandas anchas junto a cada rama intestinal. Éstas discurren hasta el estrechamiento que da paso al opistohaptor, pero no se introducen en esta zona. Los huevos son fusiformes, de dimensiones que oscilan entre 120 x 48 a 248 x 104 μm . Presentan dos filamentos polares, siendo el anterior de mayor longitud, a la vez que se presenta formando un ovillo en su mayor parte. El filamento posterior es más corto y termina curvado, presentando su extremo bifurcado (Fig. 9b).

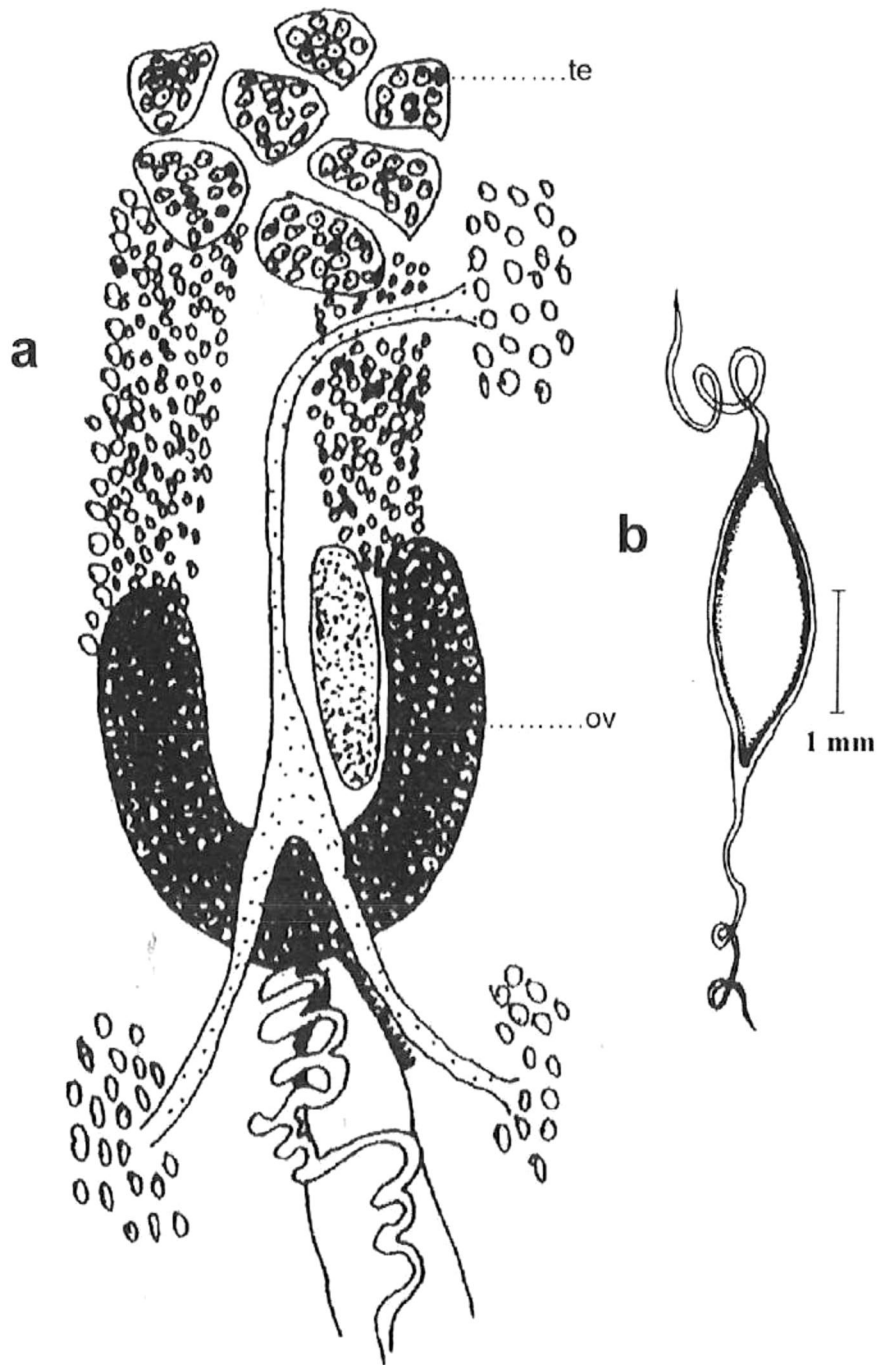


Figura 9. a) Complejo reproductor de *Microcotyle sebastis*. te; testículos; ov, ovarios. b) Huevesillo vista ventral.

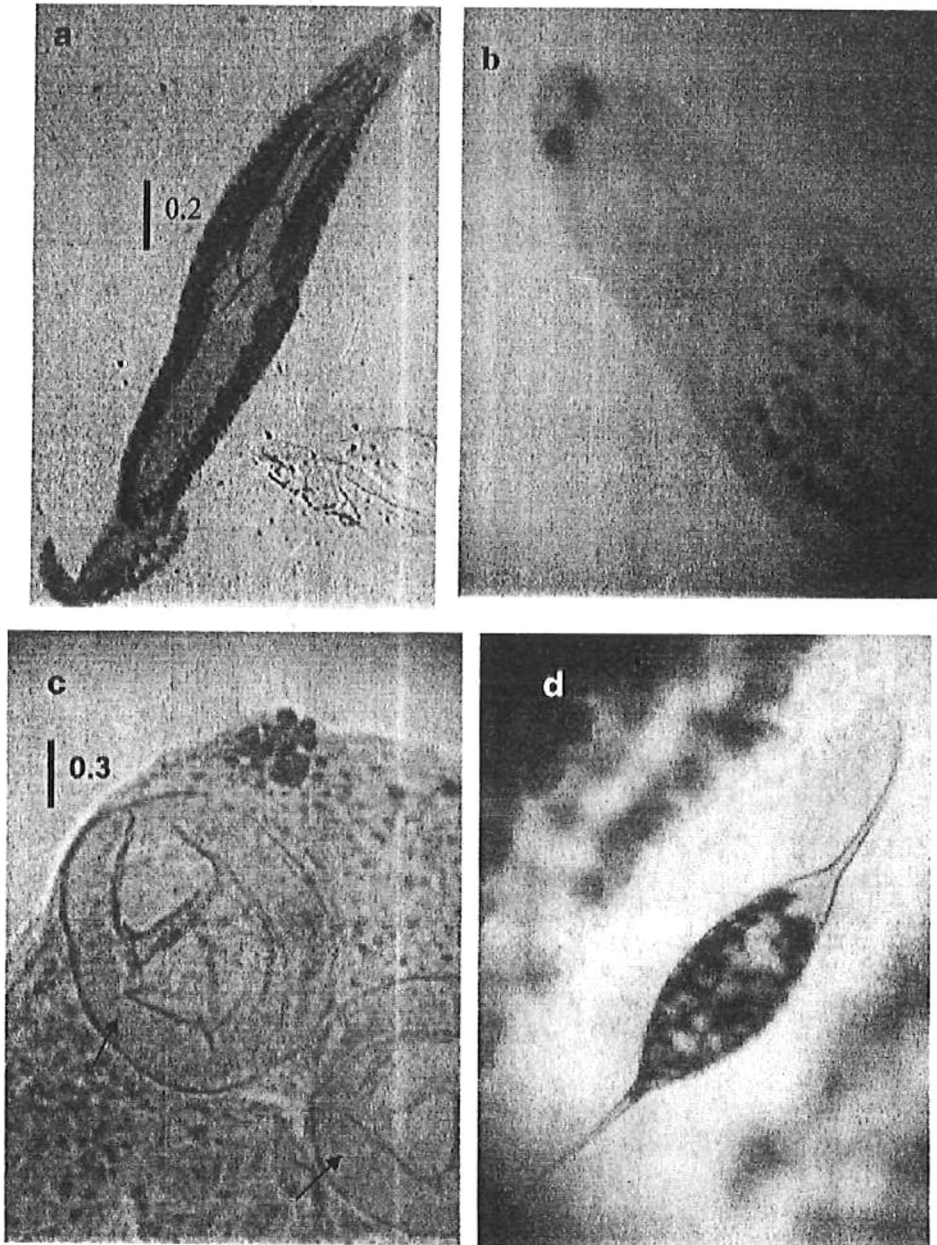


Figura 10. Imagen de la preparación total de *Microcotyle sebastis* Goto, 1894. a) Vista ventral, b) Región anterior de *Microcotyle sebastis* con armadura genital en el centro, c) Glándulas adhesivas del raptor anterior, d) Huevesillo vista ventral.

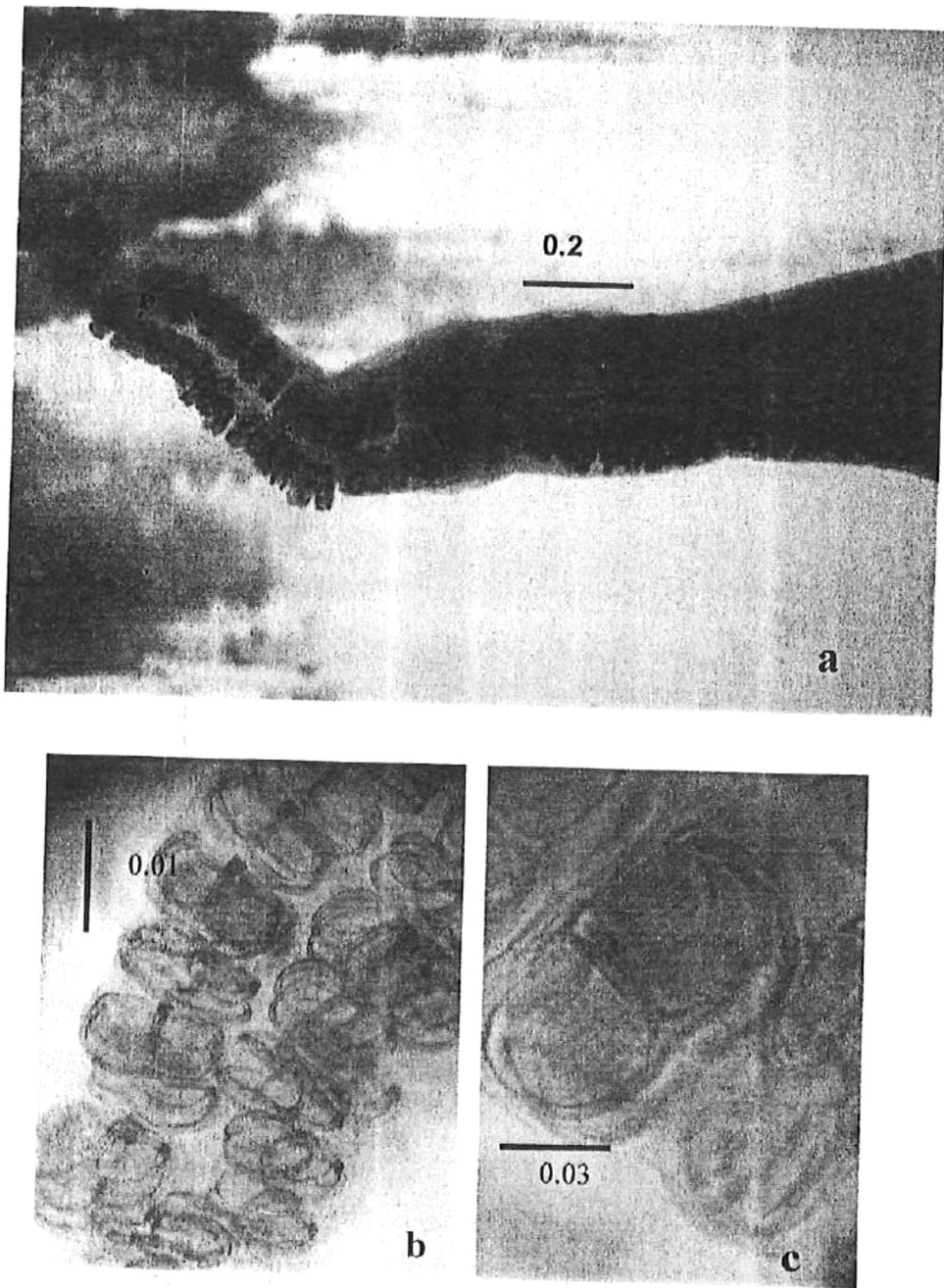


Figura 11. a) Región posterior con opistohaptor de *Microcotyle sebastis* Goto, 1894 b) Conjunto de escleritas, c) Detalle de la pinza del opistohaptor.

6. 2. 4. Clasificación de *Benedenia derzhavini* Yamaguti, 1934:

CLASE: Monogenea, Carus, 1863.

ORDEN: Monophistocotylea, Odhner, 1912.

FAMILIA: Capsalidae.

GÉNERO: *Benedenia*, Diesing, 1858.

ESPECIE: *Benedenia derzhavini* (Layman 1930) Meserve, 1938

6 .2. 4. 1. Descripción morfológica.

Descripción de 18 individuos (*B. derzhavini*) de piel, branquias y pared interna del opérculo de *S. miniatus*. Cuerpo ovalado (Fig. 12) con haptor (largo 2.80-4.55 mm, ancho 1.25-2.48 mm) en medio de los testis. Proaptor elíptico (14a) sin lóbulos y sin septos (largo 0.34-0.57 mm, ancho 0.30-0.50 mm). Opistohaptor ovalado sin septos (ancho 1.25-2.00 mm), dos escleritas accesorios fuertes y espinas (largo 0.16-0.35 mm). Dos ganchos posteriores delgados con punta curva suave (largo 0.11-0.26 mm) (Fig. 13a, 14d). Dos ganchos anteriores largos, delgados, curvos y punta estrecha (largo 0.16-0.28 mm). Ganchos marginales radialmente en el opistohaptor (largo 0.07-0.13 mm). Cuatro manchas anteriores a la faringe. Faringe (largo 0.24-0.40 mm, ancho 0.27-0.60 mm) de cinco lóbulos. Crura intestinal unida posteriormente, dendrítica medialmente y lateralmente.

Presenta dos testículos (Fig. 13), ecuatoriales, elipsoidales, lisos (largo 0.33-0.55 mm, ancho 0.26-0.40 mm). Órgano copulatorio (macho) largo con final grueso, y oblicuamente posterior a la faringe, pene afilado (largo 0.65-1.20 mm) y vesícula seminal oval. El gonoporo ventral abre al borde izquierdo del cuerpo al nivel del borde anterior de la boca. Ovario

pretesticular, intermedio, ovalado (largo 0.21-0.40 mm, ancho 0.20-0.35 mm). Útero hacia el gonoporo junto al saco de cirros, y esfínter desarrollado. Vagina larga, sinuosa y dorsalmente a la derecha del borde del cuerpo detrás del gonoporo. Folículo vitelario en casi todo el espacio corporal, ductos vitelinos unidos en medio formando un reservorio vitelino transverso antes del ovario (Fig. 12b). Huevos romboidales (Fig. 13b, 14c).

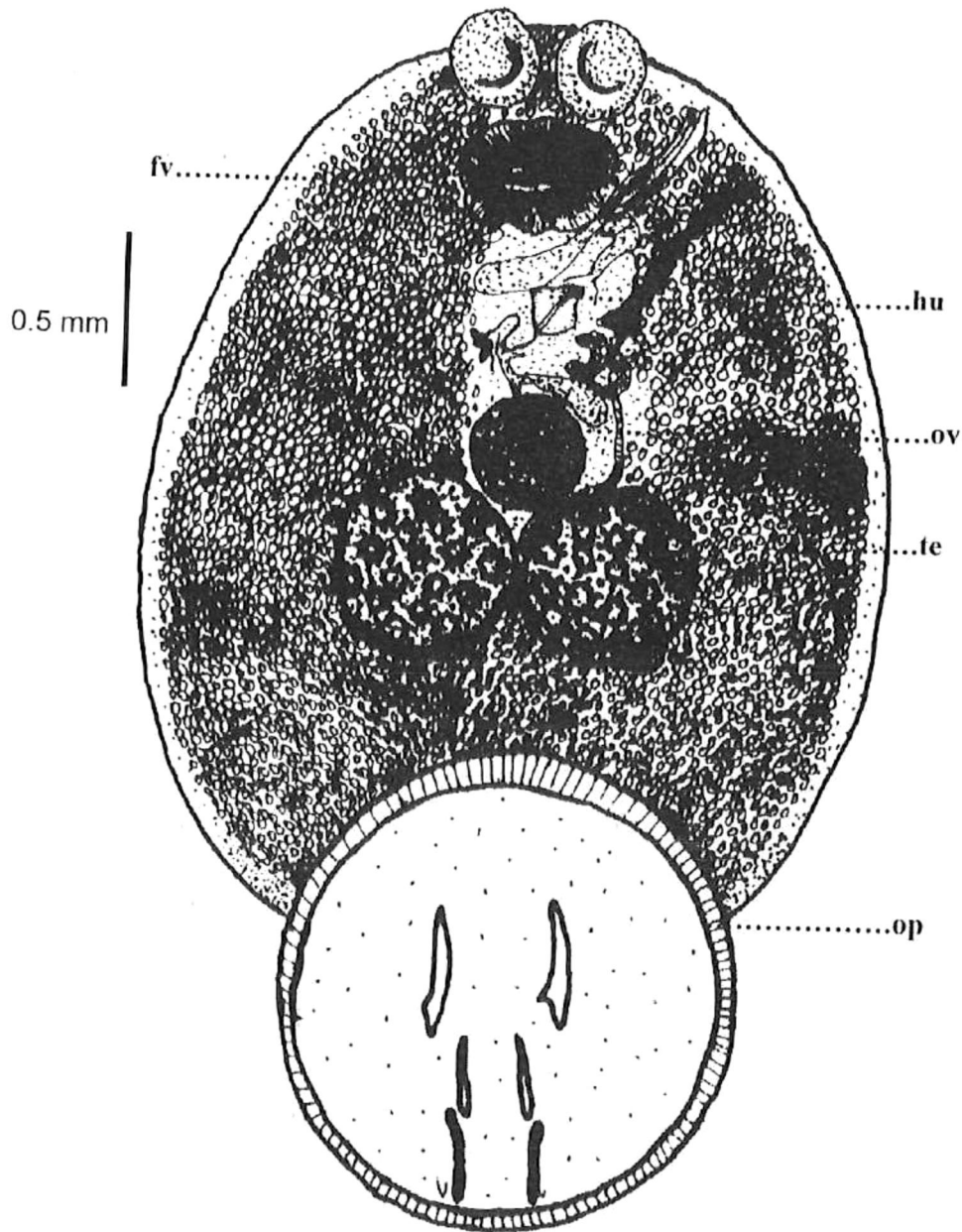


Figura 12. Vista ventral de *Benedenia derzhavini* (Layman 1930) Meserve, 1938. fv, folículo vitelario; hu, huevo; ov, ovario; te, testículos; op, opisthaptor.

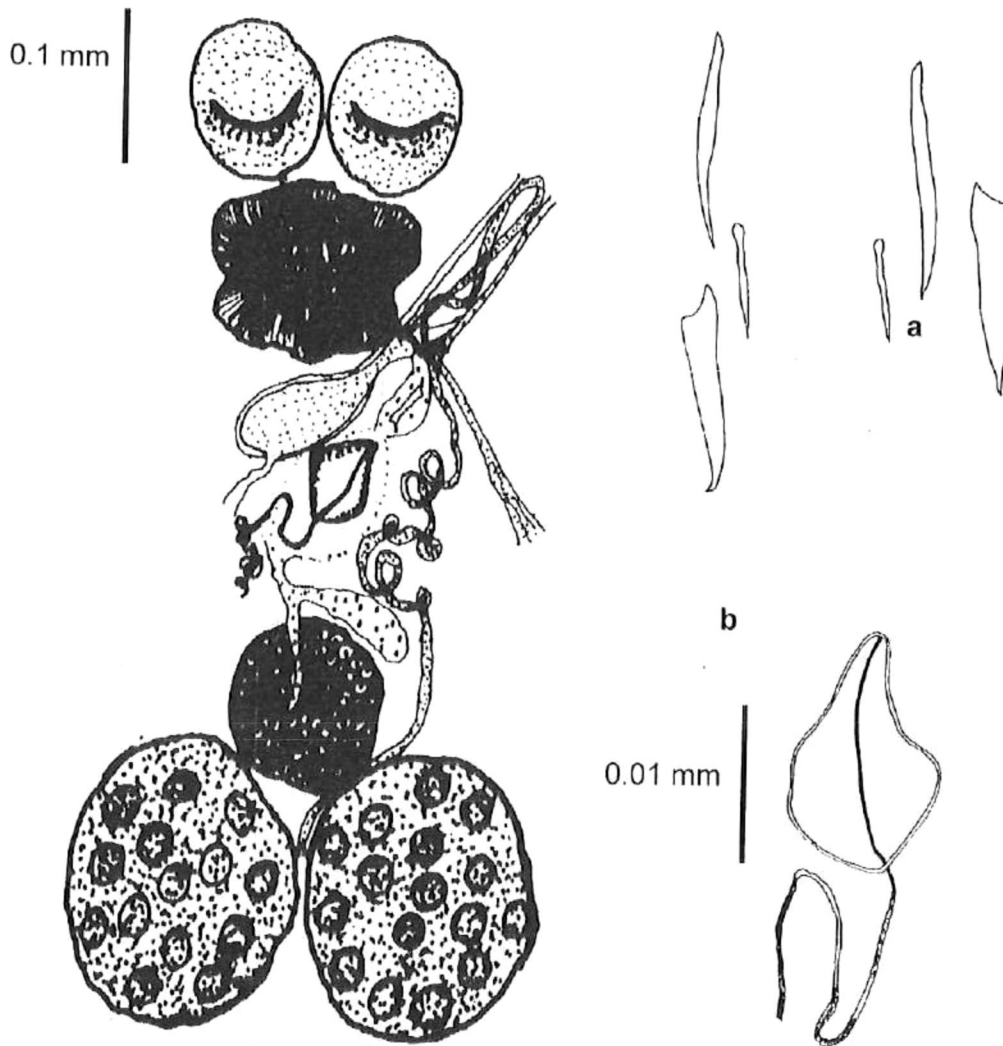


Figura 13. Aparato reproductor de *Benedenia derzhavini* (Layman 1930) Meserve 1938, a) Ganchos, b) Huevo.

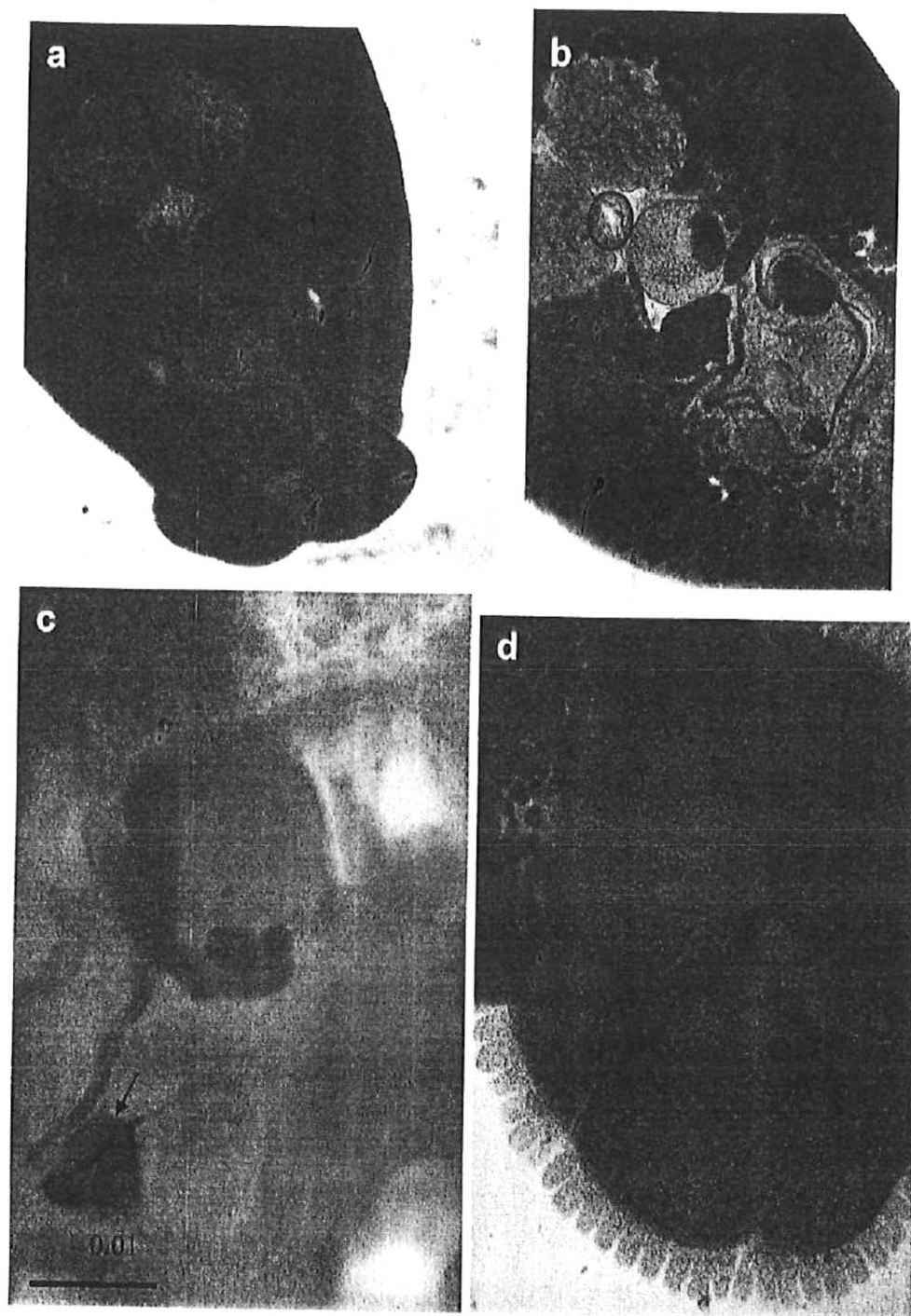


Figura 14. Imagen de *Benedenia derzhavini* (Layman 1930) Meserve, 1938.
a) Vista ventral, b) Aparato reproductor, c) Huevecillo, d) Región anterior.

6. 2. 5. Clasificación para *Bothriocephalus* sp. Rudolphi, 1808:

CLASE: Cestoda

ORDEN: Pseudophyllidae Carus, 1863.

FAMILIA: Bothriocephalidae Blanchard, 1849.

GÉNERO: *Bothriocephalus* Rudolphi, 1808.

ESPECIE: *Bothriocephalus* sp. Rudolphi, 1808.

6. 2. 5. 1. Descripción morfológica.

Se utilizaron 35 *Bothriocephalus* sp. con formas inmaduras, cuatro con el aparato reproductor avanzado y uno con proglotidos grávidos. El escólex tiene forma de corazón (vista lateral) y rectangular (vista dorsal), sin cuello y con proglotidos más anchos que largos (Fig. 15). La forma viva es de color blanco amarillenta (Fig. 16) y es poco activo. Alcanza 3-60 mm de longitud y 0.209-1.661 mm de ancho. El escólex presentó dos bodrios profundos y laterales, y en ejemplares inmaduros midió largo 0.386-1.288 mm, ancho 0.547-1.626 mm, y en maduros (largo 0.515-0.853 mm, ancho 0.547-1.014 mm). En ejemplares grávidos el escólex midió largo 0.853 mm, ancho 0.982 mm. Los proglotidos inmaduros (largo 0.80-0.370 mm, ancho 0.209-0.788 mm), los inmaduros (largo 0.177-0.386 mm, ancho 0.483-1.11 mm), y los grávidos (largo 0.225-0.418 mm, ancho 1.324-1.661 mm). Los huevos son operculados (Fig. 15 d), con medidas según el desarrollo del embrión (largo 0.042-0.468 mm, ancho 0.03-0.035 mm).

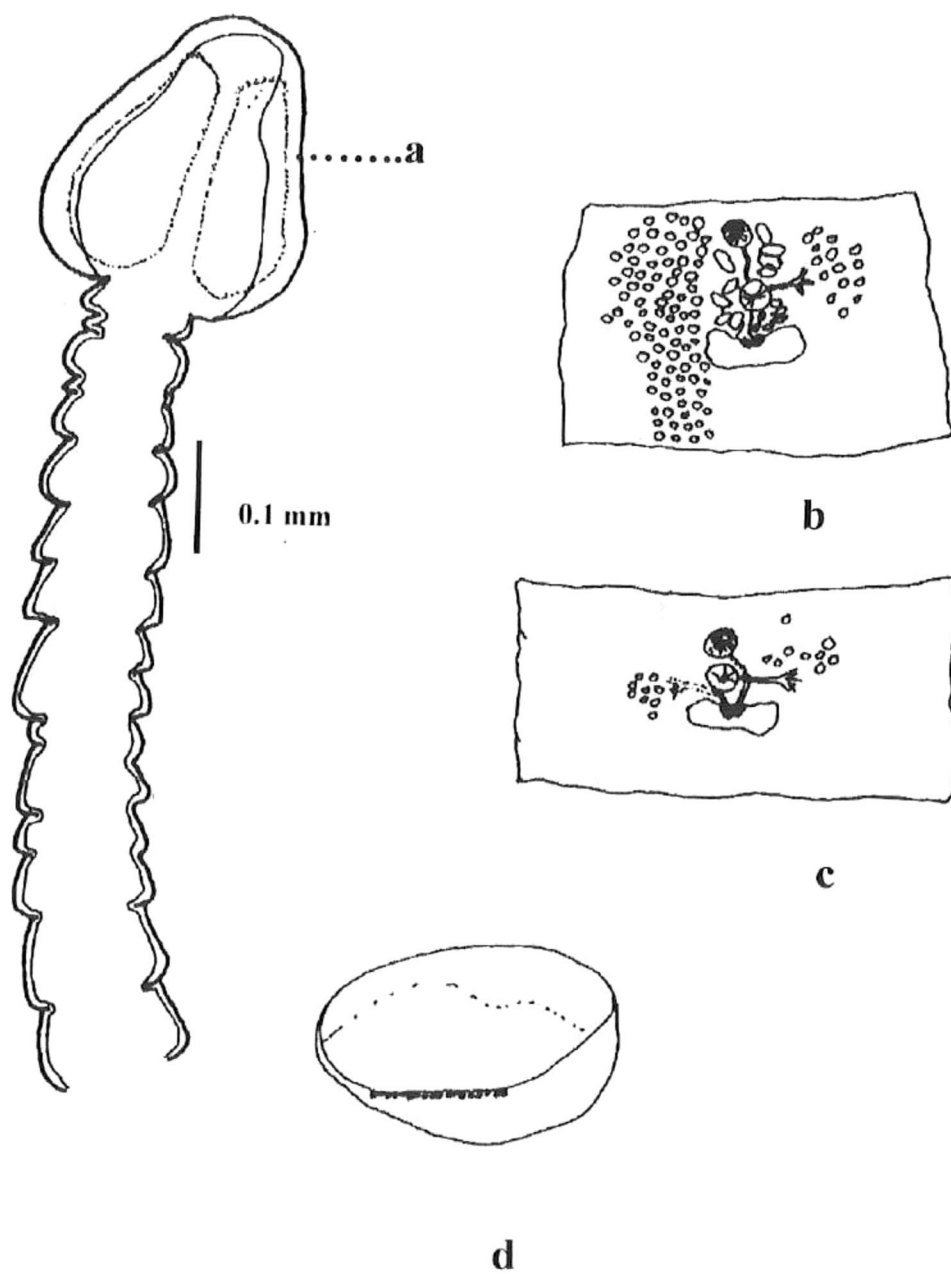


Figura 15. Preparación total de *Bothriocephalus* sp. Rudolphi 1808. a) Escólex, b) Proglotido maduro, c) Proglotido grávido, d) Huevo.

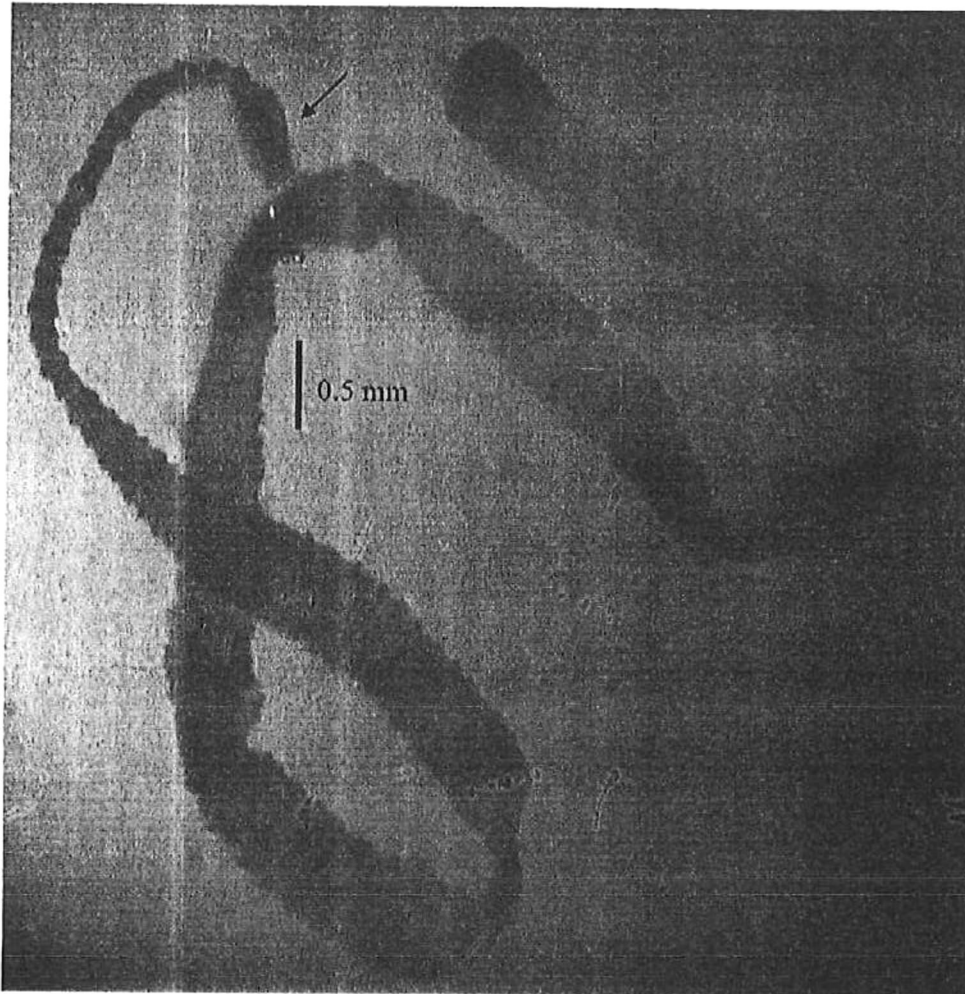


Figura 16. Preparación total de *Bothriocephalus* sp. Rudolphi, 1808. La flecha indica el escólex.

6. 2. 6. Clasificación para *Corynosoma strumosum* Rudolphi 1802:

CLASE: Acanthocephala

ORDEN: Polymorphida

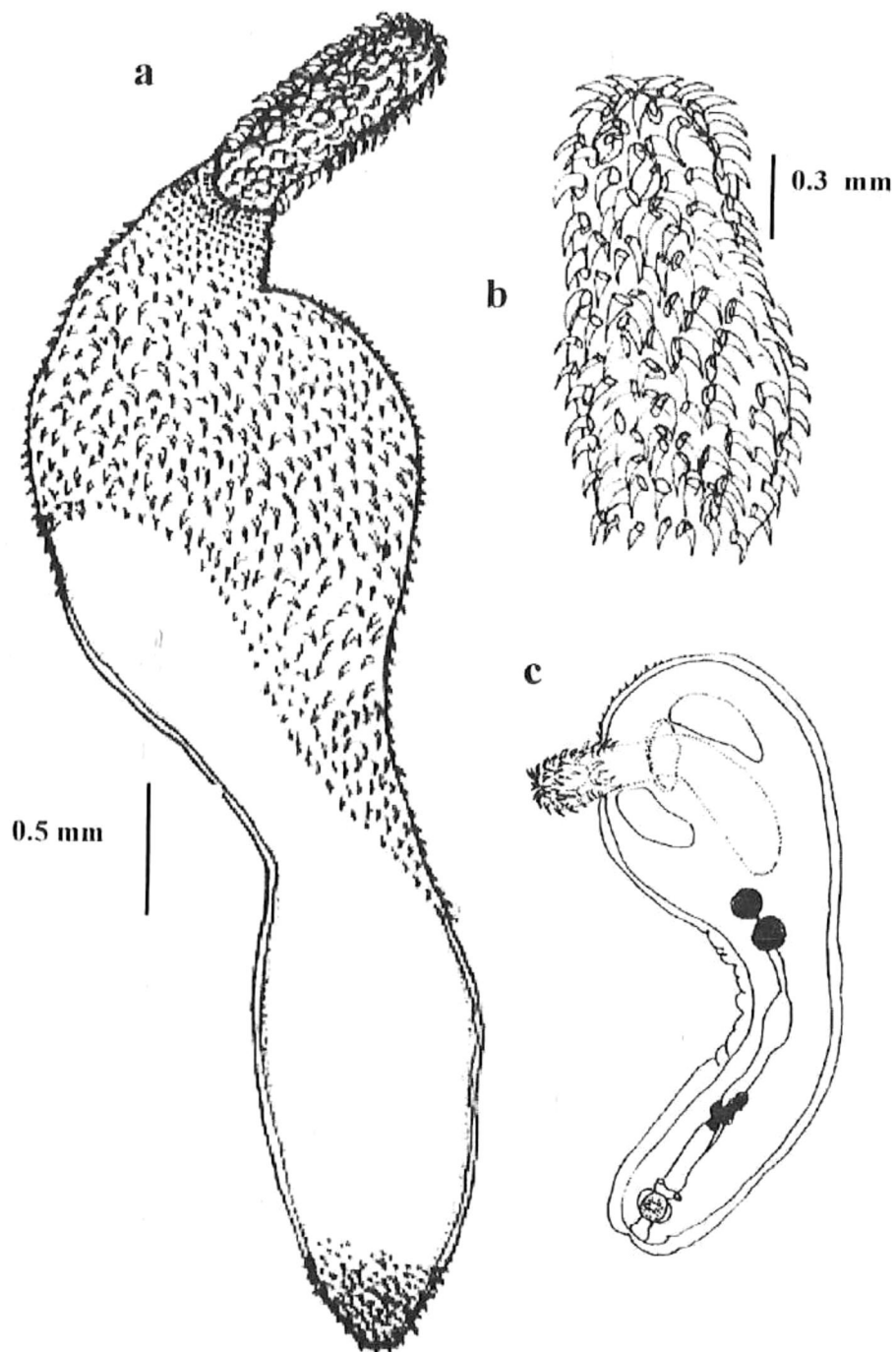
FAMILIA: Polymorphidae

GÉNERO: *Corynosoma*, Luehe, 1904

ESPECIE: *Corynosoma strumosum* Rudolphi, 1802.

6. 2. 6. 1. Descripción morfológica.

La descripción de formas juveniles del acantocéfalo del género *Corynosoma* se realizó en 20 individuos enquistados en el mesenterio e intestino de *S. miniatus*. Se asignaron a la especie *C. strumosum* (Fig. 17a, 18c) por su cuerpo dividido en dos regiones, una bulbosa anterior, tronco posterior elongado, y aproximadamente de 3.0-4.0 mm de longitud total. El extremo posterior es atenuado con espinas genitales arregladas en 6-7 hileras transversales (Fig. 17b). Cada espina midió 29-39 μm de largo y 6-9 μm de ancho. La espinación anterior del cuerpo cubre la región bulbosa y se extendió a corta distancia del inicio del tronco (Fig. 18a). Cada una de las espinas de esta región midieron 27-33 μm de largo por 6-9 μm de ancho (Fig. 18a). La proboscis es ligeramente bulbosa (Fig. 17b) de 0.53-0.68 de largo por 0.18-0.3 mm de ancho y presentó 18-19 hileras de ganchos, cada gancho midió 36-54 μm de largo por 6-12 μm de ancho (Fig. 18b). El saco de la proboscis presentó doble pared y en algunos ejemplares se observaron los primordios del ovario o testículos, y glándulas de cemento (Fig. 17c).



Figuras 17. a) Preparación total, vista lateral del cistacanto de la especie *Corynosoma strumosum* Rudolphi, 1802. b) Detalle de la Proboscis, c) Cuerpo completo.

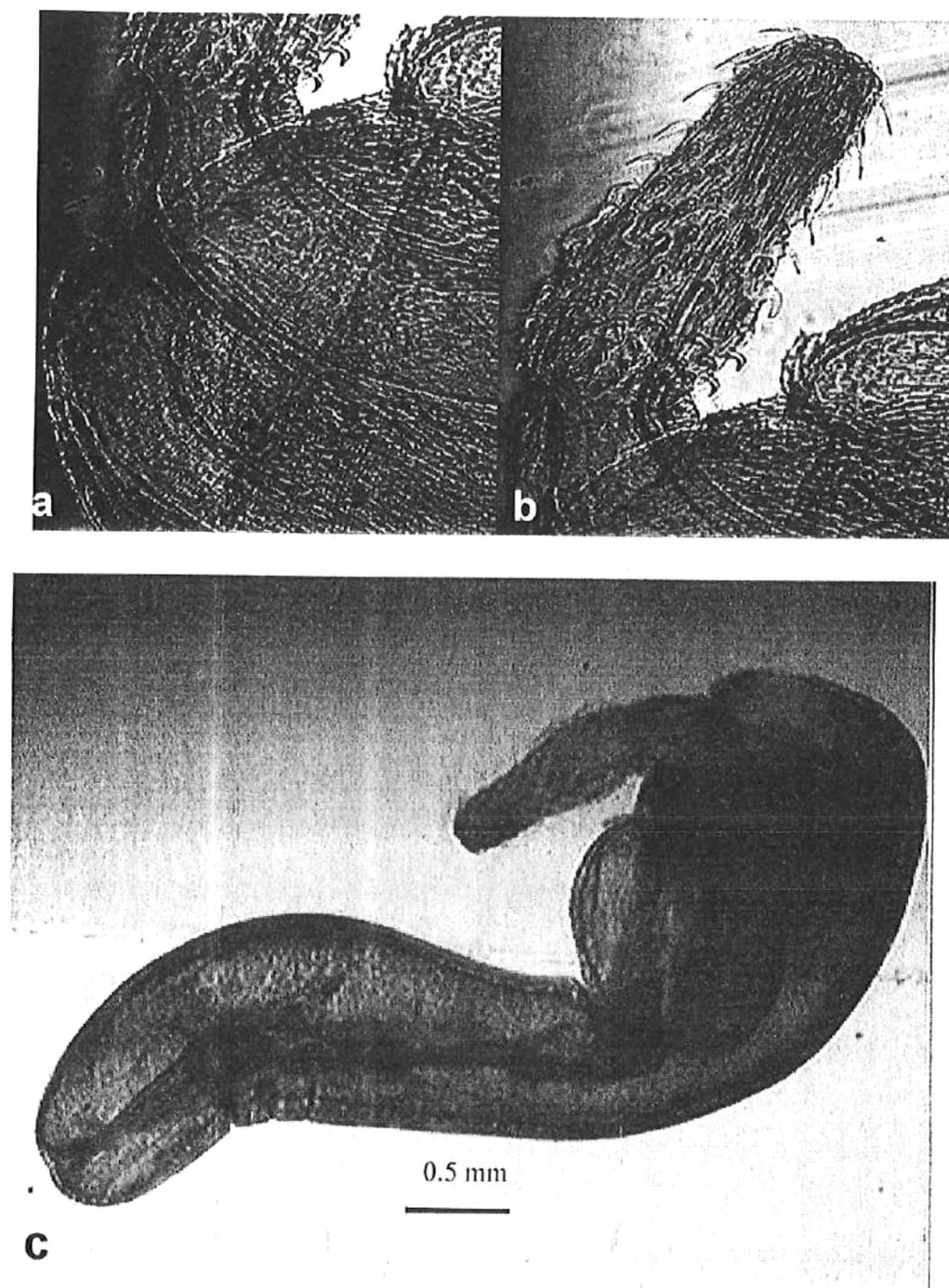


Figura 18. *Corynosoma strumosum* a) Región anterior (detalle de la Proboscis). b) Proboscis completa, c) Imagen del organismo completo.

6. 2. 7. Clasificación para *Anisakis* sp. Railliet y Henry, 1912:

CLASE: Secernentea

ORDEN: Ascaridida Skjabin & Schultz, 1940.

SUPERFAMILIA: Ascaridoidea Railliet & Henry, 1915

FAMILIA: Anisakidae Railliet & Henry, 1912.

SUBFAMILIA: Anisakinae Railliet & Henry, 1912.

GÉNERO: *Anisakis* Railliet & Henry, 1912.

ESPECIE: *Anisakis* sp. Railliet & Henry, 1912

6. 2. 7. 1. Descripción morfológica.

La descripción se realizó con 30 larvas ubicadas en estómago, intestino, mesenterio y ciegos intestinales de *S. miniatus*. Son gusanos de cuerpo alargado, fusiforme (largo 20.01-30.79 mm, ancho en región media 1.42-2.22 mm). La abertura bucal ventral presenta un diente (largo 0.017-0.053 mm, ancho 0.06-0.029 mm) (Fig. 19a,b, 20a,c). La boca une al esófago muscular cilíndrico, claviforme (largo 1.47-2.38 mm, ancho 0.10-0.17 mm), y continuó con el ventrículo de tipo glandular (largo 0.40-0.90 mm, ancho 0.14-0.24 mm) (Fig. 19c y 20b). El ventrículo une al intestino (largo 17.80-26.98 mm, ancho 0.218-0.40 mm), recorre el cuerpo y une al recto para abrir al exterior por el ano ubicado a 0.09-0.15 mm del extremo posterior. Alrededor del recto presenta pequeñas glándulas unicelulares rectales, con anillo nervioso a 0.18-0.37 mm del extremo anterior. El poro excretor está en la base de los labios ventrales. La cauda de *Anisakis* sp. es cónica, con anillaciones posteriores al ano, terminando en una prolongación cuticular denominada mucrón (largo 0.017-0.030 mm, ancho 0.015-0.0127 mm) (Fig. 19 y 20d).

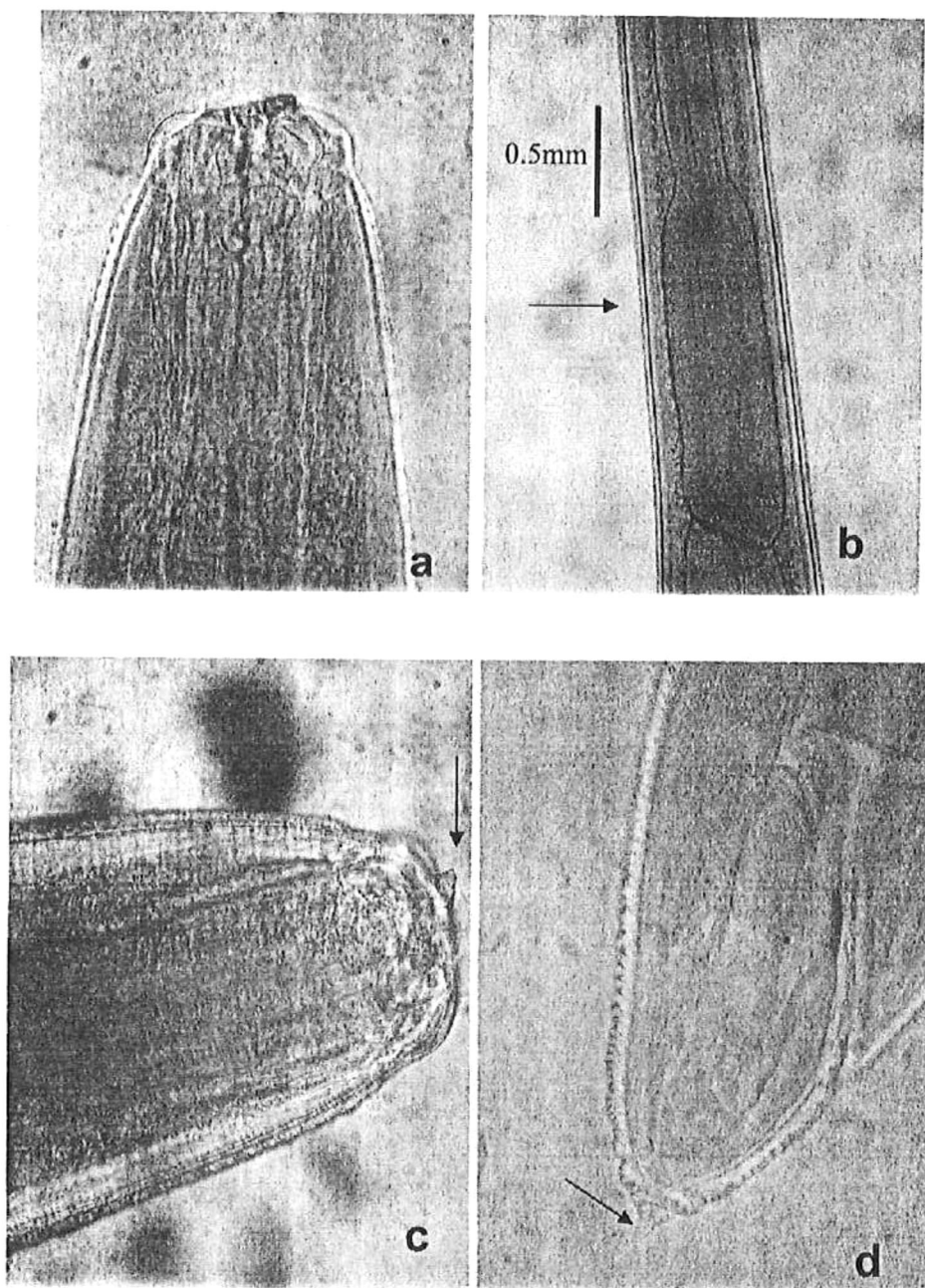


Figura 20. *Anisakis* sp. (estadio larvario). a) Región cefálica, b) Ventriculo, c) Diente, d) Región caudal.

6. 2 .8. Clasificación para *Pseudoterranova* sp. Railliet y Henry, 1912:

CLASE Secernentea

ORDEN: Ascaridida Skjabin & Schultz, 1940.

SUPERFAMILIA: Ascaridoidea Railliet & Henry, 1915

FAMILIA: Anisakidae Railliet & Henry, 1912.

SUBFAMILIA: Anisakinae Railliet & Henry, 191

GÉNERO: *Pseudoterranova* Mozgovoi, 1950.

ESPECIE: *Pseudoterranova* sp. Mozgovoi, 1950.

6. 2. 8. 1. Descripción morfológica.

La descripción de *Pseudoterranova* sp. se realizó en ocho individuos ubicados en intestino y ciegos de *S. miniatus* (Fig. 21). Cuerpo alargado, fusiforme (largo 5.15-7.66 mm, ancho 0.17 mm). La parte ventral anterior presenta un diente (largo 0.014 mm, ancho 0.012 mm). La boca conecta al esófago cilíndrico, muscular y ancho en la región distal (largo 0.80 mm, ancho 0.02 mm); sigue con un ventrículo glandular alargado (largo 0.24-0.42 mm, ancho 0.03-0.07 mm) que corre dorsalmente al cuerpo. El ciego (largo 0.39-0.79 mm, ancho 0.024-0.066 mm) es más largo que el ventrículo. El intestino (largo 3.04 mm, ancho 0.019 mm) es un tubo largo conectado al recto, y abre al exterior por un ano ubicado en la superficie ventral a 0.092 mm del extremo posterior. El anillo nervioso circunda al esófago a 0.17-0.25 mm del extremo anterior. El poro excretor se ubicó a la misma altura del anillo nervioso. La punta posterior es cónica (Fig. 21). El ano presenta anillaciones en la cutícula que sobresalen de aquellas del cuerpo y glándulas unicelulares alrededor del recto.

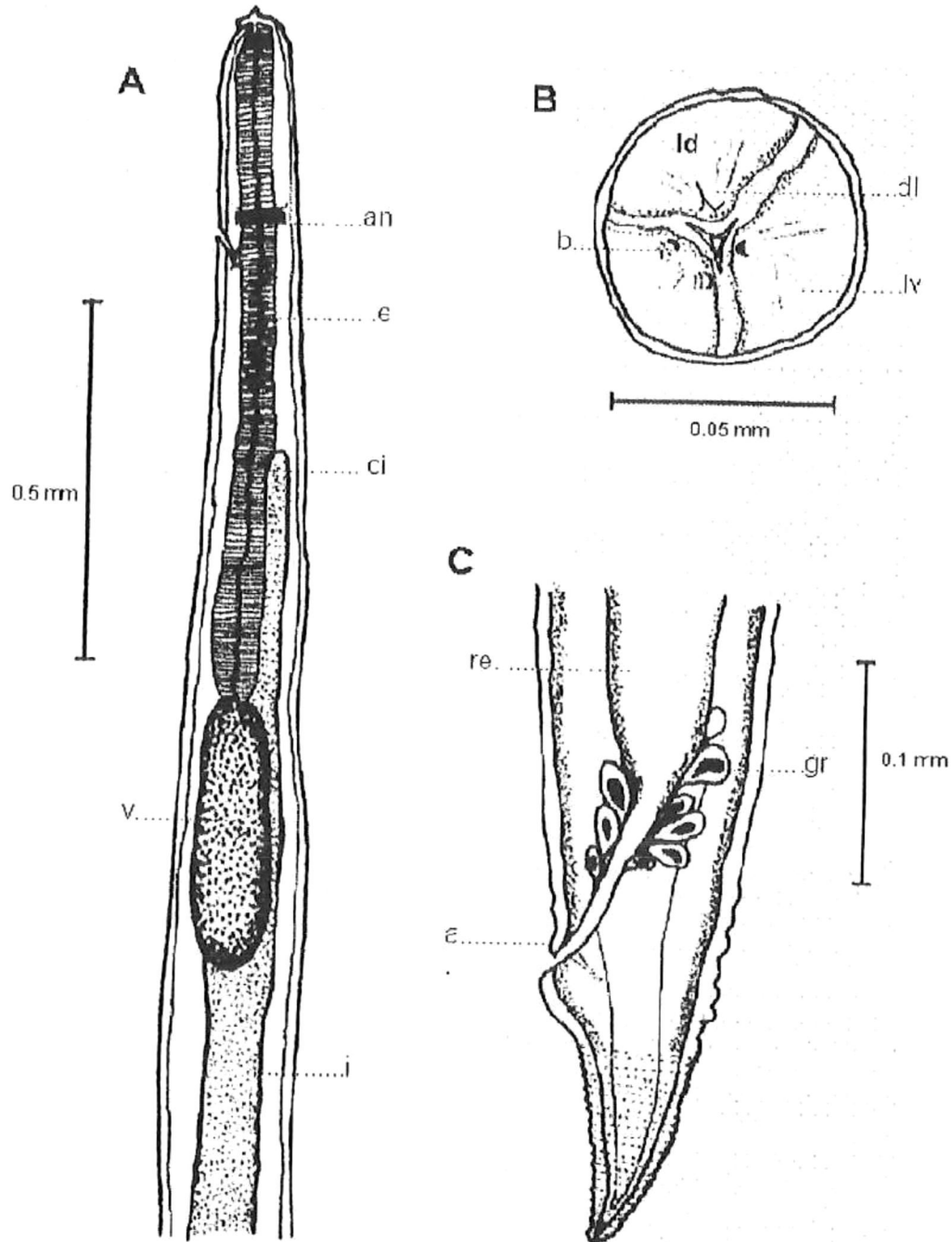


Figura 21. Larva de *Pseudoterranova* sp. A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventrículo, (i) intestino, (ci) ciego intestinal, (an) anillo nervioso, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (re) recto.

6. 2. 9. Clasificación para *Hysterothylacium* sp. Railliet y Henry, 1912:

CLASE: SECERNENTEA (Van Linstow, 1905) Chitwood, 1958.

ORDEN: Ascaridida Skjabin & Schultz, 1940.

SUPERFAMILIA: Ascaridoidea Railliet & Henry, 1915.

FAMILIA: Anisakidae Railliet & Henry, 1912.

SUBFAMILIA: Anisakinae Railliet & Henry, 1912.

GÉNERO: *Hysterothylacium* Ward & Magath, 1917

ESPECIE: *Hysterothylacium* sp.

6. 2. 9. 1. Descripción morfológica.

Se describe *Hysterothylacium* sp. en 22 larvas (intestino) de *S. miniatus* (Fig. 22). Cuerpo largo termina en punta (largo 18.2-65.4 mm, ancho 0.5-1.7 mm). La región bucal tiene un diente (largo 0.009-0.011 mm). La boca conecta al esófago alargado, cilíndrico, y ancho al final (largo 2.0-8.6 mm, ancho 0.021-0.036 mm) que une a un ventrículo pequeño casi esférico tipo glandular (diámetro longitudinal 0.03-0.41 mm, transversal 0.025-0.046 mm). Del ventrículo inicia un apéndice (largo 0.31-0.54 mm, ancho 0.016-0.029 mm) hacia la región posterior y sobre el vientre del cuerpo. Del ventrículo sigue el intestino (largo 2.26-3.05 mm, ancho 0.042-0.064 mm) y un ciego pequeño (largo 0.10-0.19 mm, ancho 0.018-0.035 mm) hacia el extremo anterior dorsal pasando al ventrículo. La relación ciego intestinal-ventrículo fue 1:1.6, y la del ciego-apéndice ventricular de 1:2.9. El anillo nervioso está a 0.021-0.21 mm y el poro excretor a 0.18-0.26 mm del extremo anterior del esófago, (Fig. 23d). La cauda es cónica con pequeñas espinas (Fig. 23c). El ano está a 0.086-0.1894 mm del extremo posterior.

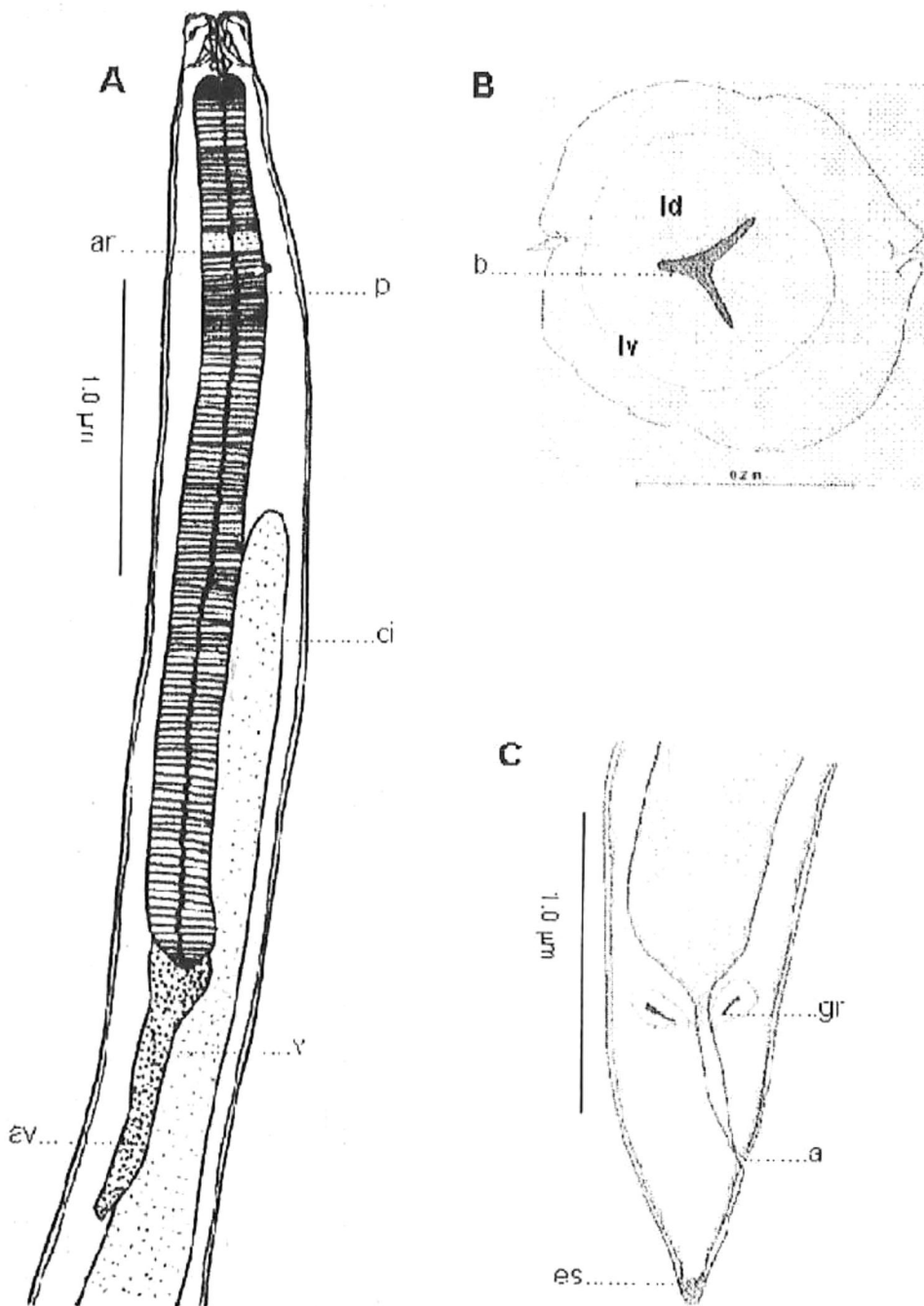


Figura 22. *Hysterothylacium* sp. A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal (dl) diente larvario, (v) ventrículo, (av) apéndice ventricular (i) intestino, (ci) ciego intestinal, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (es) espinas caudales.

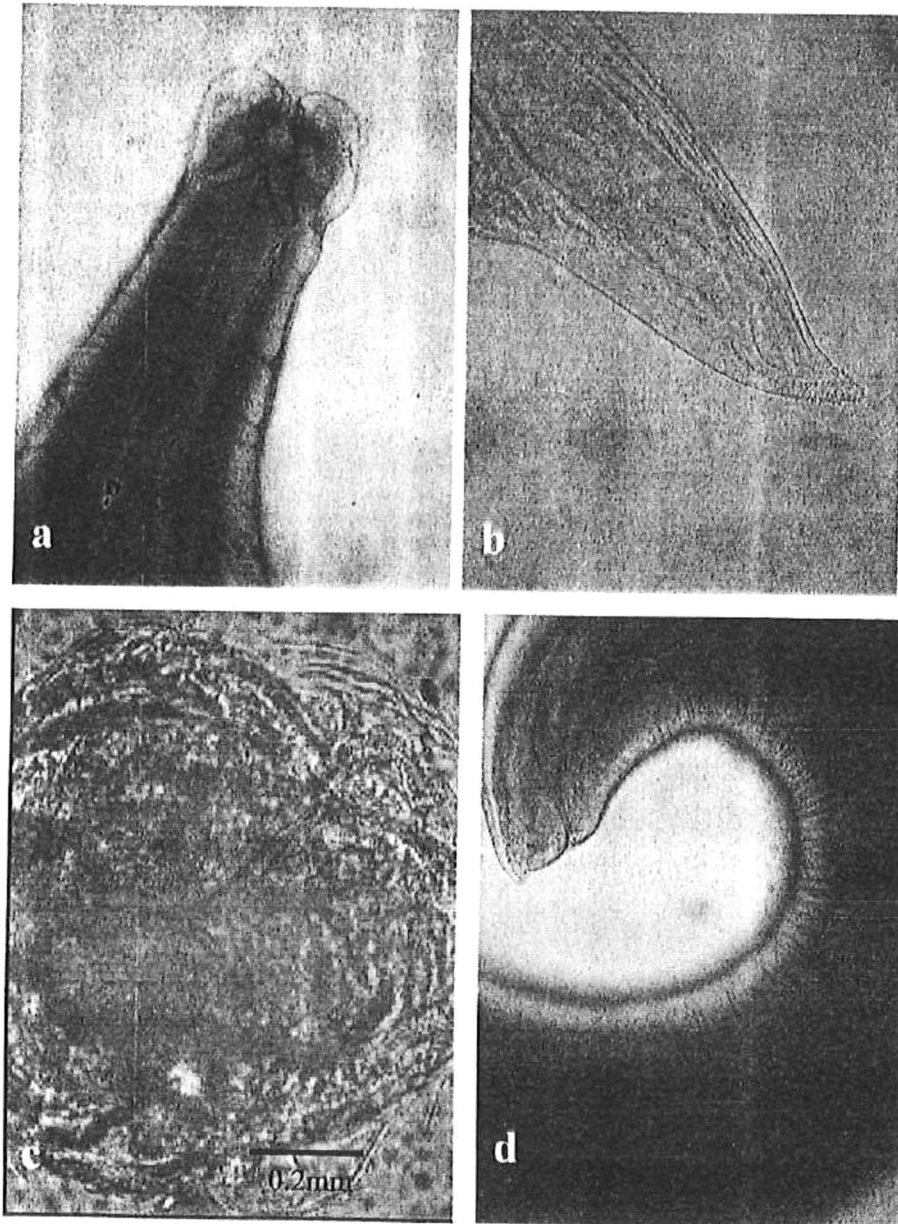


Figura 23. *Hysterothylacium* sp. a) Región bucal, b) Región caudal con pequeñas espinas en la punta, c) Corte frontal de la región cefálica, d) Región caudal con hilera de papilas, e) Papilas en forma de chupón.

6. 2. 10. Clasificación para *Lepeoptheirus* sp. Von Norman, 1852:

CLASE: MAXILLOPODA

SUBCLASE: Copepoda Milne-Edwards, 1840

INFRACLASE: Neocopepoda Huys y Boxshall, 1991

SUPERORDEN: Podopela Giesbrech, 1982

ORDEN: Shiphonostomatoida Thorell, 1959

FAMILIA: Caligidae Burmeister, 1835

GÉNERO: *Lepeoptheirus* Von Nordman, 1832

ESPECIE: *Lepeoptheirus* sp.

6. 2. 10. 1. Descripción morfológica.

La descripción se basó en 14 *Lepeoptheirus* sp. recolectados en los filamentos branquiales de *S. miniatus*. Cuerpo de 3.47-4.45 mm de longitud y 0.71-1.14 mm de ancho excluyendo las setas de la rama caudal; el cefalotórax es una estructura protectora (largo 1.79 mm, ancho 1.80 mm) con membranas hialinas laterales (Fig. 24a, 28a). La bolsa de los huevos (12 huevos) se ubicó casi a la mitad del cuerpo. La rama caudal fue levemente más larga que ancha con tres setas y una corta plumosa. A continuación una descripción de las estructuras de *Lepeoptheirus* sp:

Anténula monorameo, bisegmentada; segundo segmento con setas plumosas en la superficie frontal; segmento distal con una seta subterminal en el margen posterior y 27 setas en el distal (Fig. 25a).

Maxila bisegmentada; segmento proximal desarmado esbelto (Fig. 25b).

Mandíbula trisegmentada; segmento distal terminal en paleta con 12 dientes en el margen medio (Fig. 25c).

Maxilipedo trisegmentado; segmento proximal robusto, superficie media en forma de cono alargado; los segmentos medios y distal fusionados para formar una garra fuerte y una seta en la parte media (Fig. 25d).

Antena trisegmentada; segmento proximal con proceso medial posterior; segmento medio desarmado rectangular; segmento distal con una garra aguda que soporta setas en la región posterior (Fig. 26).

Maxilula con proceso cónico y papila pequeña con tres setas (Fig. 26).

Pereíopodos 1-4 (Fig. 27) con ramas en la armadura (espinas dorsales en números romanos y las setas en números arábigos):

	Exópodo	Endópodo
Pereíopodo 1	1-10; III, 1,3	Rudimentario
Pereíopodo 2	I-1; I-1; II, 1,5	0-1; 0-2; 6
Pereíopodo 3	I-0; 1-1; III, 4	0-1; 6
Pereíopodo 4	I-0; V	Ausente

Pereíopodo 1 (Fig. 27a). Protopodio birrameo con seta plumosa interior y exterior; exópodo bisegmentado: primer segmento con espina lateral distal y fila de sétulas. Segundo segmento de cuatro elementos finales. Primera espina mayor que la 2 y 3, y estas iguales, cuatro setas plumosas de diferente talla en el borde posterior. Endópodo rudimentario no armado.

Pereíopodo 2 (Fig. 27b). Coxa pequeña, con seta grande y plumosa en la orilla posterior. Endópodo de tres segmentos; primer segmento con una fila de sétulas en el margen exterior y una seta plumosa en el interior; segundo segmento con una fila de sétulas en el margen lateral y dos setas plumosas

en el anterior; tercer segmento con seis setas plumosas de diferente longitud. El exópodo tiene tres segmentos: el primero presentó una espina distal y una seta plumosa y larga, el segundo presentó una espina distal y una seta plumosa, y el tercero con seis setas plumosas largas, dos espinas pequeñas y una larga, todas en el margen dorsal.

Pereíopodo 3 (Fig. 27c). Protópodo dental con la fila de denticulos en la orilla exterior, seta coxal más larga que las externas y una seta basal. Exópodo trisegmentado; primer segmento con una espina basal ancha y larga situada subterminalmente. Segundo segmento con una espina y una seta plumosa. Tercer segmento con tres espinas de diferente longitud y cuatro setas plumosas de igual longitud; ambos segmentos con hileras de setas en márgenes laterales. Endópodo bisegmentado: primer segmento expandido lateralmente dentro de un velo, seta plumosa en el margen medio. Segundo segmento, con seis setas plumosas de diferentes longitudes y una hilera de pelos en el margen lateral.

Pereíopodo 4 (Fig. 27d). Protópodo con seta exterior corta y plumosa; exópodo delgado bisegmentado; primer segmento con una espina y una membrana pectinada en la base; segundo segmento con cuatro espinas de diferente talla. Primera espina relativamente corta, desnuda, no esclerotizada, sin membrana pectinada. Espina terminal con dos hileras de membranas dentadas y con dos membranas pectinadas en la base.

Pereíopodo 5. Pata rudimentaria representada por una papila pequeña en el margen posterolateral del complejo genital, uno en punta con una seta pequeña plumosa y otra con dos setas semejantes.

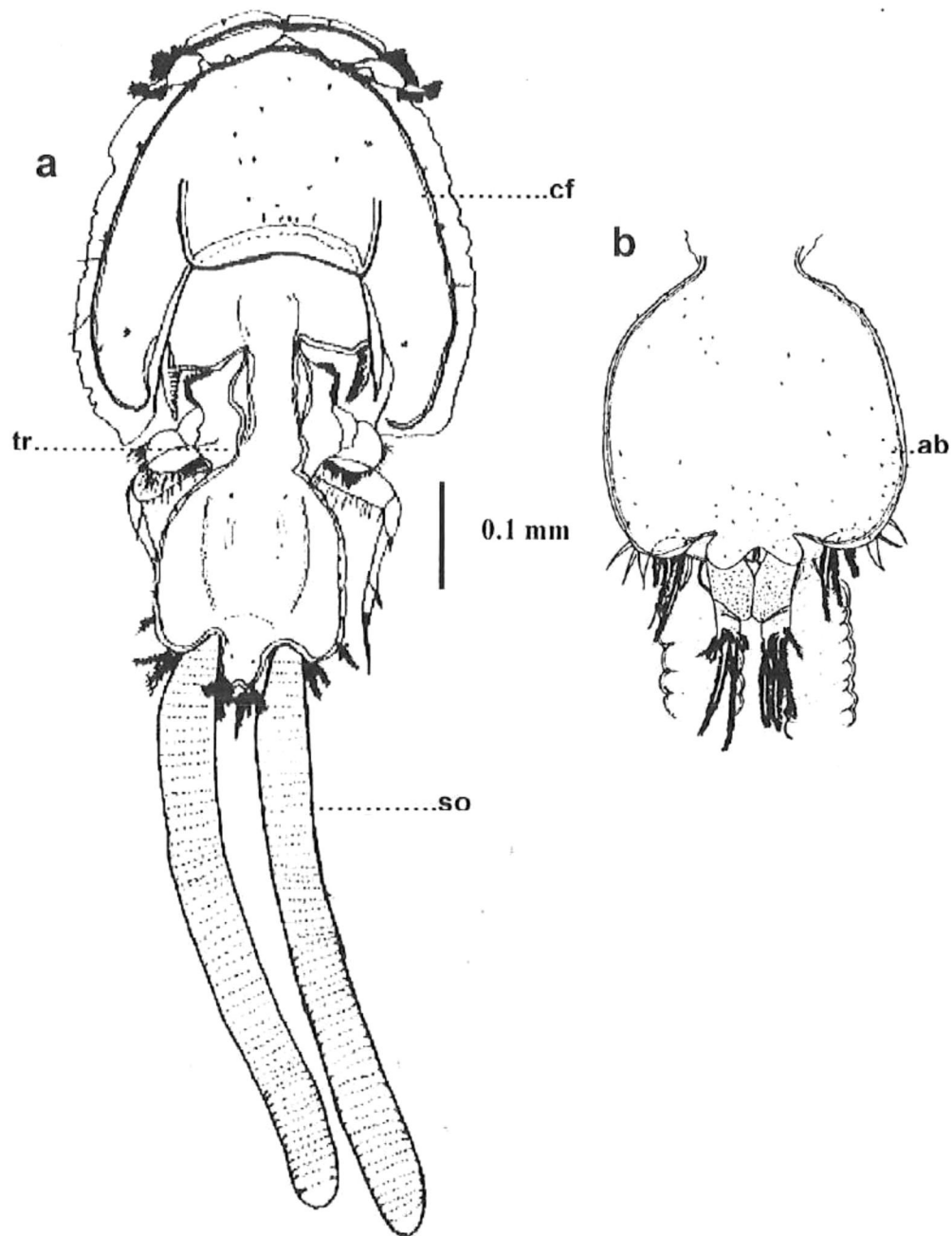


Figura 24. *Lepeophtheirus* sp. a) Estructura del organismo completo. Vista ventral de una hembra. cf, cefalotórax; tr, tórax; so, sacos ovígeros b) Mitad posterior del cuerpo, vista dorsal. ab, abdomen.

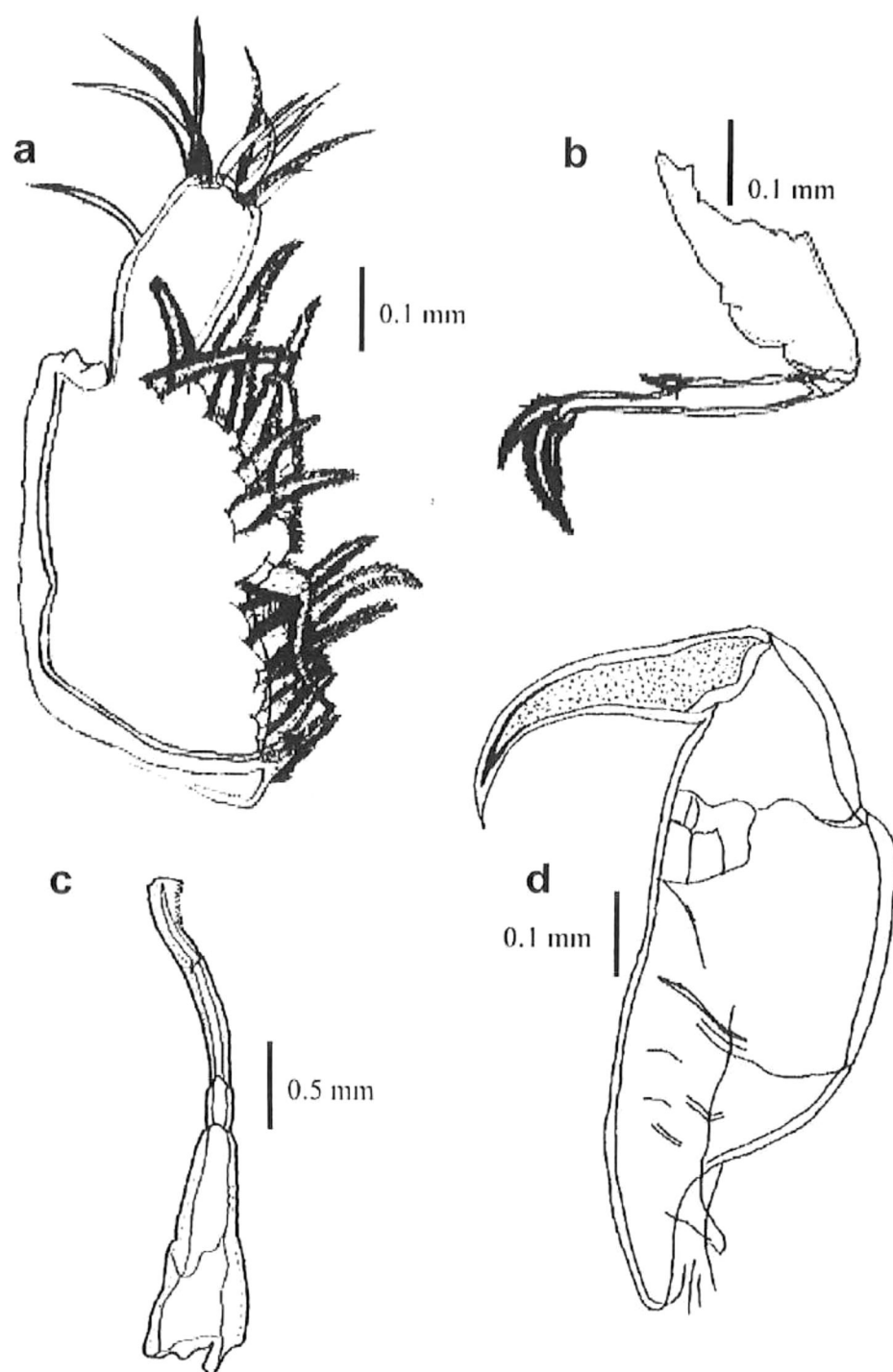


Figura 25. *Lepeophtheirus* sp. a) anténula vista dorsal (antena 1). b) vista de la maxila anterior. c) mandíbula. d) vista del máxilpedo anterior.

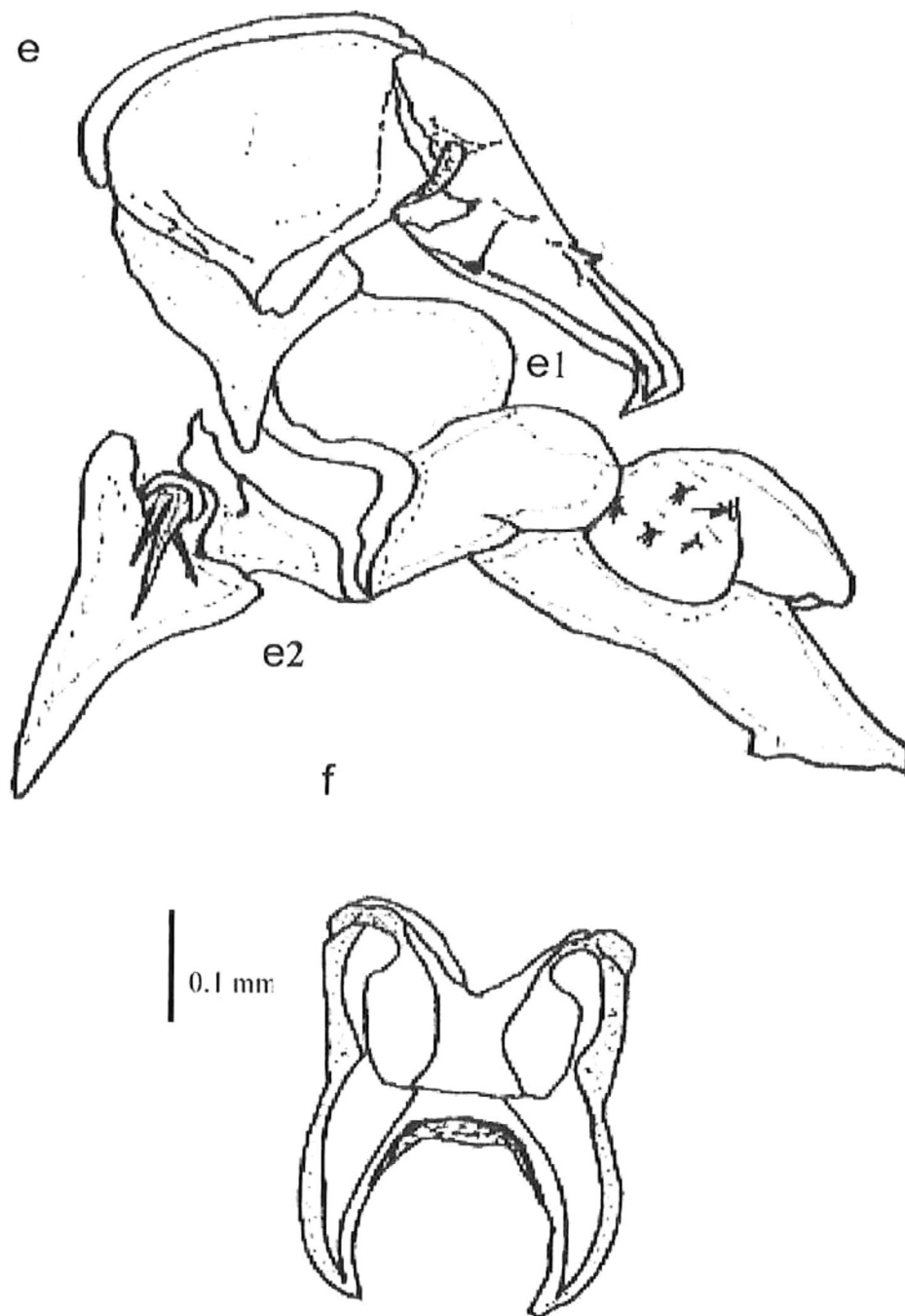


Figura 26. *Lepeophtheirus* sp. e) apéndices cefálicos, (e1) antena dos con proceso posterior, e2) maxilula, vista ventral, f) furca esternal.

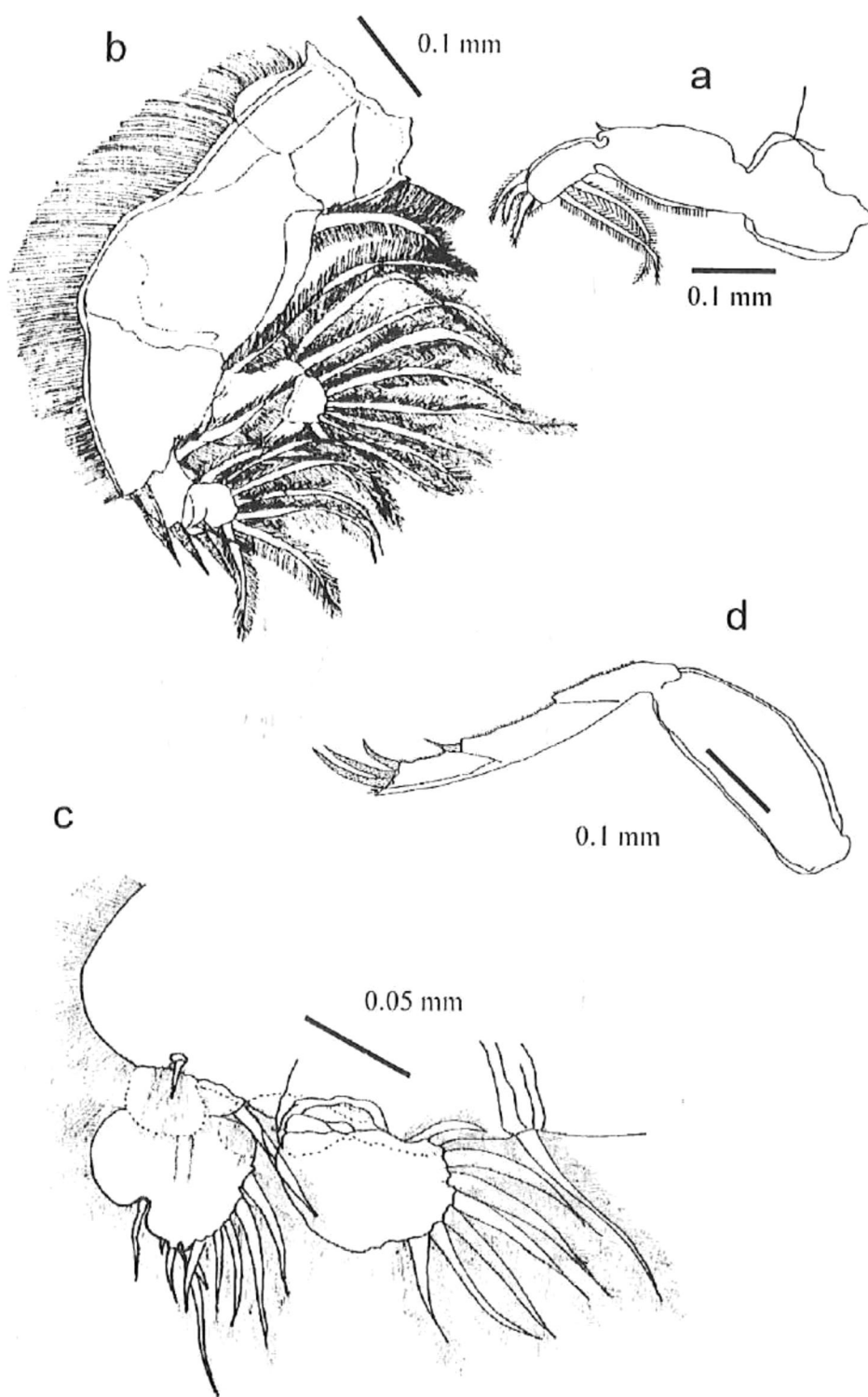


Figura 27. *Lepeophtheirus* sp. a). Pereiopodo 1. b) pereiopodo 2. c) pereiopodo 3. d) pereiopodo 4.

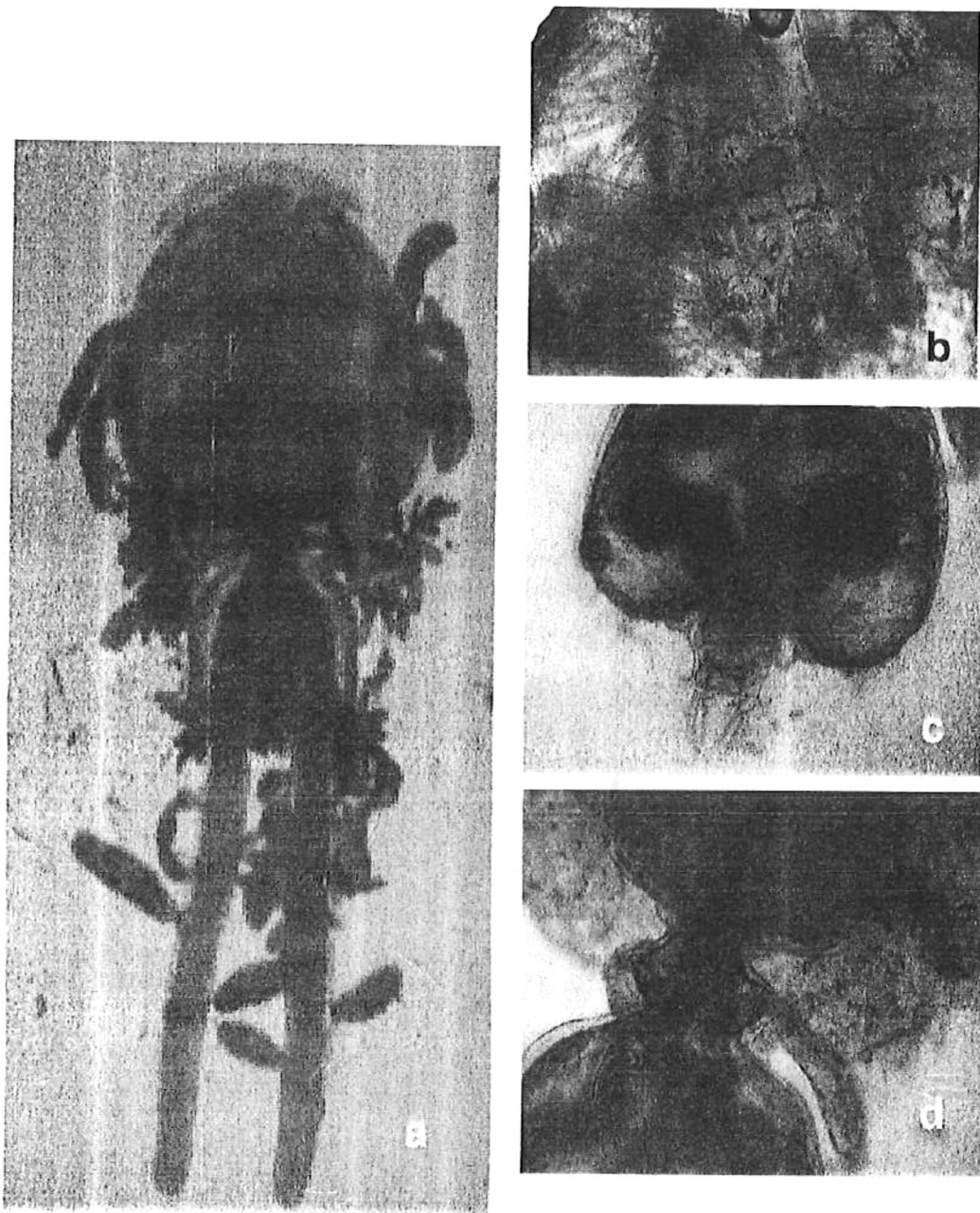


Figura 28. *Lepeophtheirus* sp. a) Estructura del organismo completo, vista ventral de una hembra parasitada, b) Furca y pereopodo 3, c) Mitad posterior del cuerpo, vista dorsal, d) Detalle de la unión entre la parte superior e inferior del cuerpo.

6. 2. 11. Clasificación para *Neobranchia scorpaenae* Dojiri (1981)

CLASE: Maxillopoda Dahl, 1956

SUBCLASE: Copepoda Milne-Edwards, 1840

INFRACLASE: Neocopepoda Huys y Boxshall, 1991

SUPERORDEN: Podopela Giesbrech, 1982

ORDEN: Shiphonostomatoida Thorell, 1959

GENERO: *Neobranchia* Hesse, 1863

ESPECIE: *Neobranchia scorpaenae* Dojiri, 1981

6. 2. 11. 1. Descripción morfológica.

Se describen 17 ejemplares recolectados de los filamentos branquiales (branquioespinas) de *S. miniatulus*, de los cuales siete fueron hembras ovígeras (con cuatro machos adheridos). La hembra presenta un cefalotórax cilíndrico y tronco fuerte (Fig. 29, 30a, 31a). El cefalotórax es más largo que el tronco (largo 82-3.26 mm, ancho 0.53-0.69 mm), y es estrecho en la punta anterior. La cabeza lleva ventralmente un par de esferas corrugadas (Fig. 31c,d), y diez pequeños procesos esféricos transparentes simétricamente localizados en la superficie dorsolateral. El tronco es más ancho que largo (largo 1.11-1.73 mm, ancho 1.41-1.92 mm) y subtriangular. El abdomen es largo y delgado, portando dos urópodos sin armadura. Huevos situados en un saco transparente (Fig. 32a) de longitud 1.39-1.87 mm y ancho 0.53-1.20 mm, apoyado por tres cordones largos; los cordones dorsal y dorsolateral se levantan posterolateralmente desde el tronco. Cordón ventral posterior al abdomen (Fig. 31b,f).

Primera antena (Fig. 30c) similar a la de especies descritas para esta especie. La segunda antena (Fig. 30e) es característica para el género. Exopodito 1-segmentado, con dos setas y una simple hilera de espínulas. Endopodito distintivamente 2-segmentado con el primer y segundo segmento equipados con una simple hilera de dentículos. Segmento terminal armado con dos elementos grandes y dos pequeños. Mandíbulas (Fig. 30b, 31e) equipadas con diez dientes exhibiendo la fórmula dental S1, P1, S1, P2 y B5. Primera maxila (Fig. 30d), consistiendo de exopodito, representado por una papila que termina en la punta con una seta, y endopodito, comprendido por dos papilas que terminan en punta con una seta. Segunda maxila que midió 0.92-1.57 mm (Fig. 30e) representada por bandas largas, rodeando los filamentos branquiales del huésped. Maxilipedo (Fig. 30f) mucho más grande comparado con otros especímenes ejemplo *Neobranchia microsoma*.

Segunda antena similar en apariencia general a la de hembras. Exopodito sin una simple hilera de espínulas exhibidas en las hembras. Además de una hilera transversal encontrada en la porción distal del primer segmento del endopodito. Primera maxila delgada e irregularmente curvada. Proceso medial localizado posterior a la segunda maxila y anterior a los maxilipedos. Los maxilipedos presentan muchas hileras de dentículos redondeados en gran proceso triangular. El macho (Fig. 30g, 32a,b) tiene cuerpo rugosamente ovalado (0.92 x 0.26 mm) y una superficie dorsal del cefalotórax corrugada.

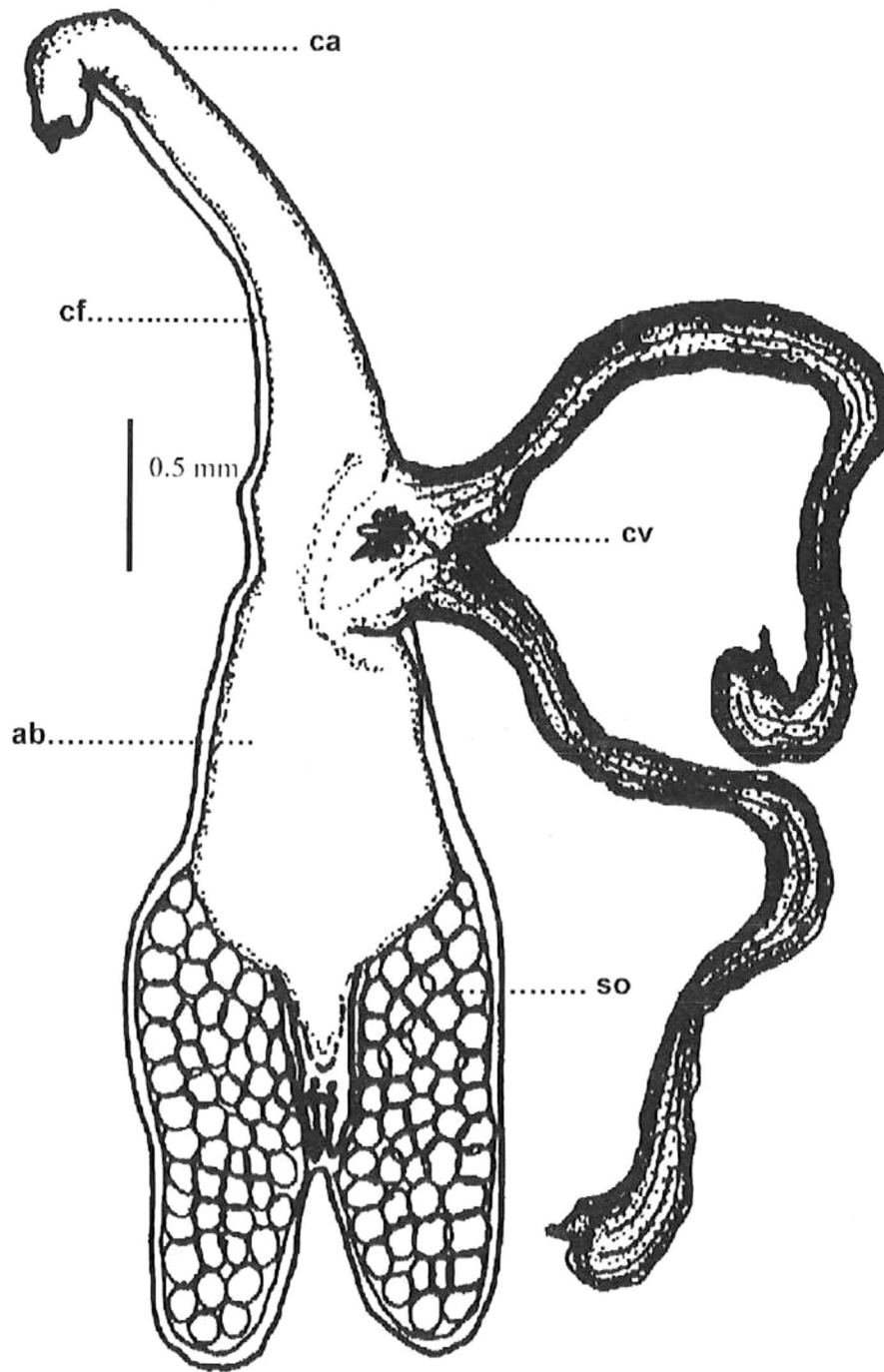


Figura 29. Estructura del organismo completo de *Neobranchia scorpaenae* Dojiri, 1981. Vista ventral de una hembra. ca, cabeza; cf, cefalotórax; cv, cordones ventrales; ab, abdomen; so, sacos ovígeros.

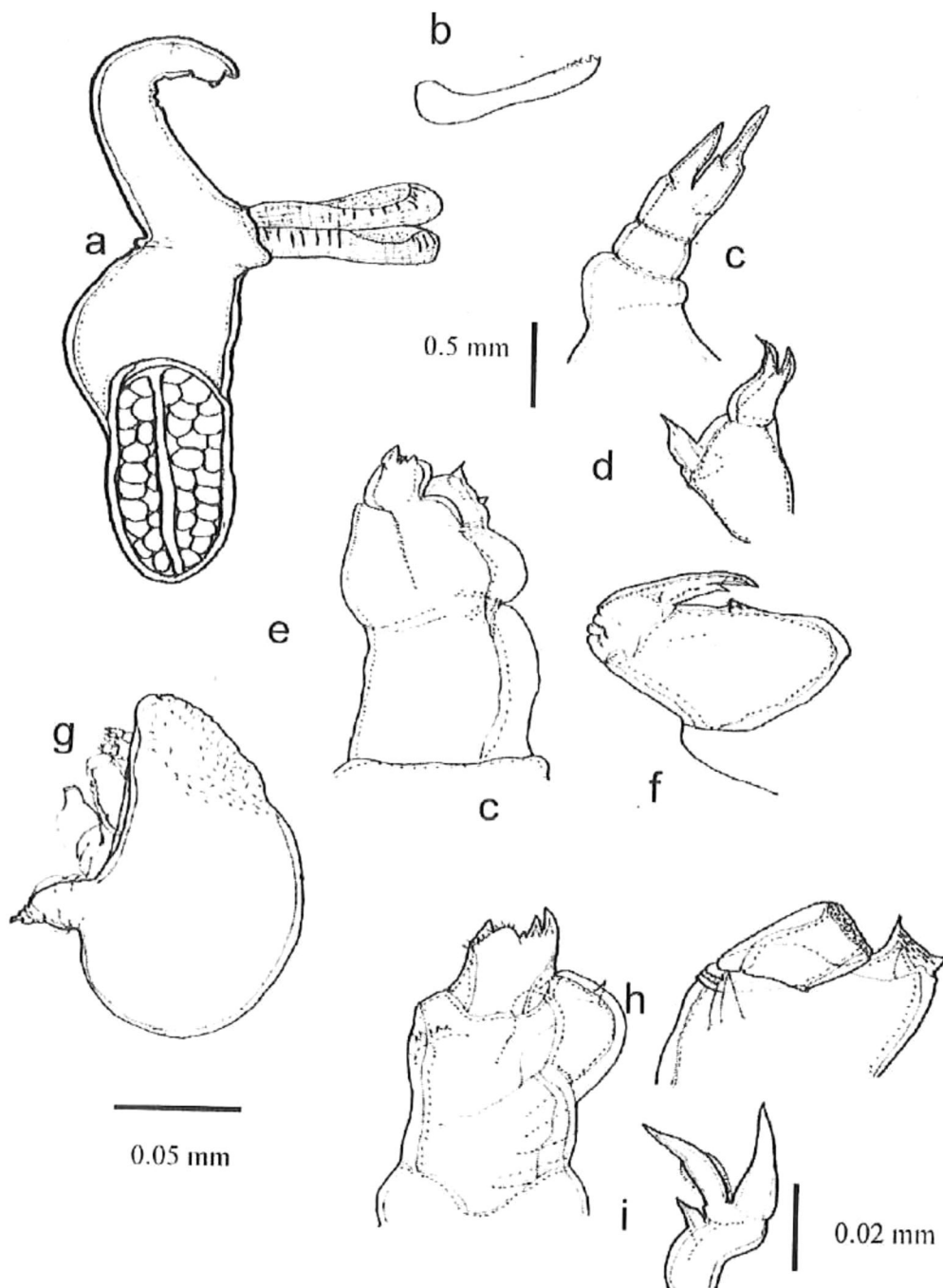


Figura 30. Vista lateral de hembra de a) *Neobranchia scorpaenae*, b) Mandíbula, c) Primera antena, d) Primera maxila lateral, e) Segunda maxila ventrolateral, f) Maxilipedo. g) Estructura del organismo completo del macho, h) Primera maxila lateral, i) segunda maxila ventrolateral.

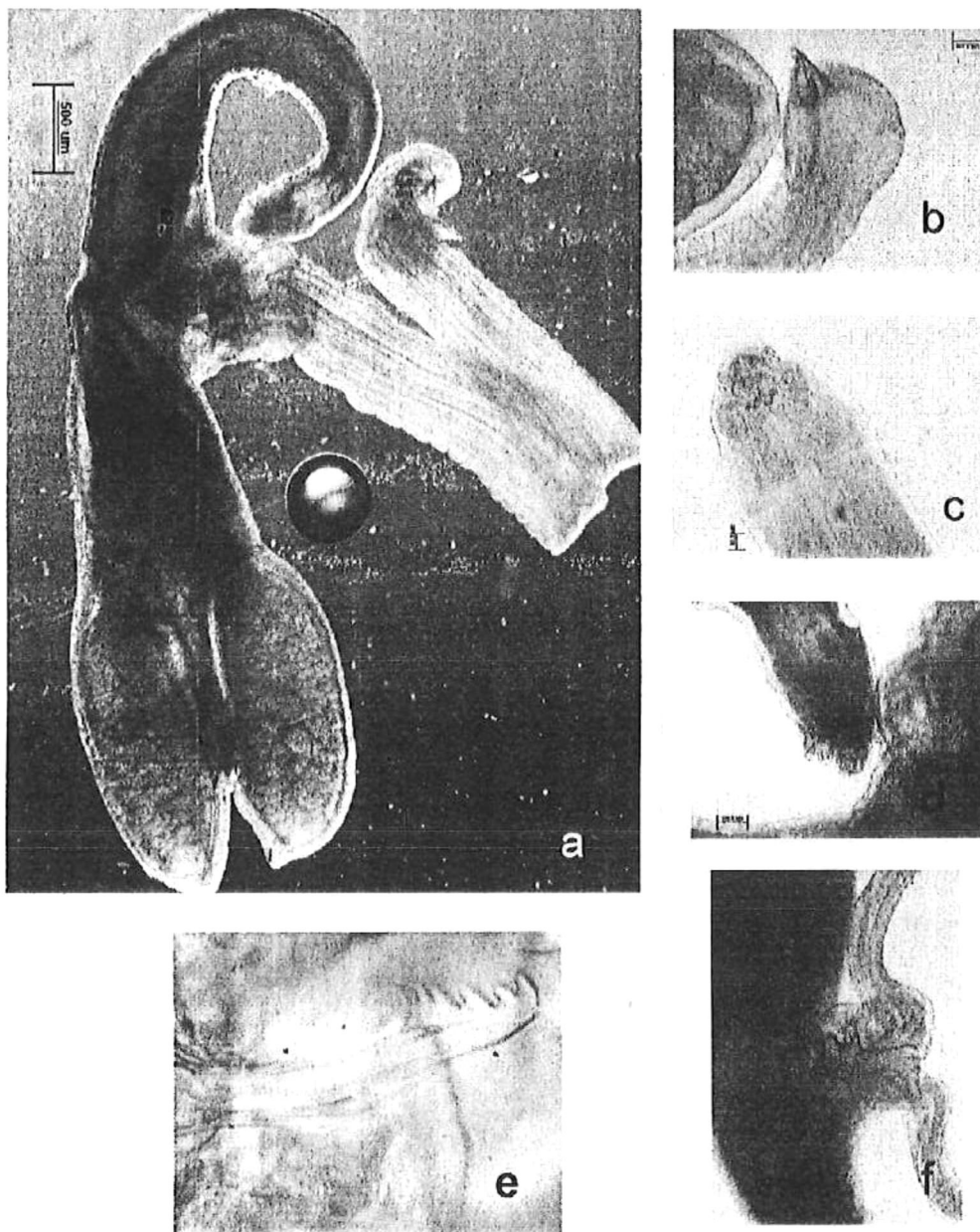


Figura 31. Estructura del organismo completo de a) *Neobranchia scorpaenae*. Vista ventral de una hembra, b) detalle de su artefacto de fijación, c) parte ventral de la cabeza, d) vista dorsal de la cabeza, e) mandíbula, f) detalle dorsal del instrumento de fijación.

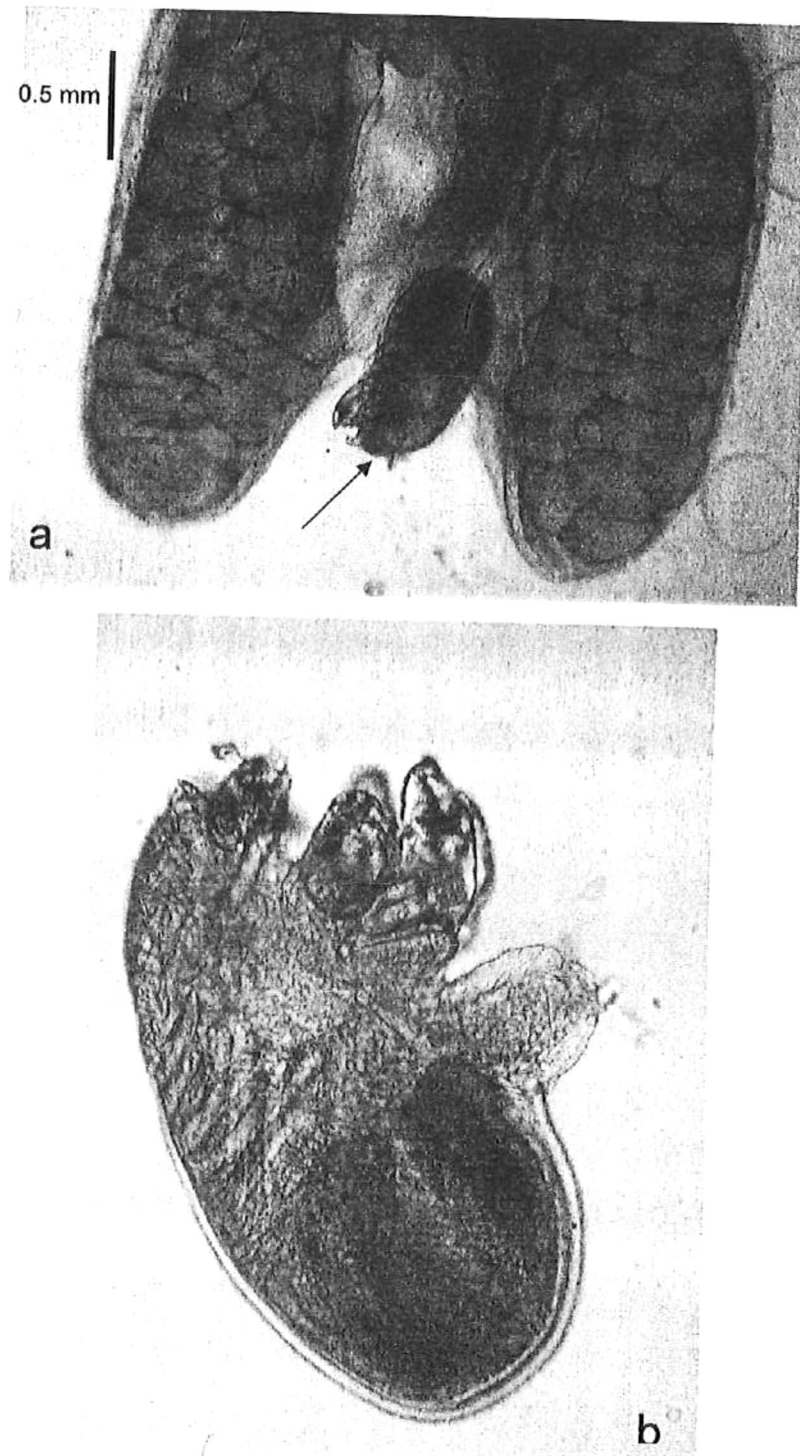


Figura 32. a) Imagen de la parte posterior de la hembra de *Neobranchia scorpaenae*, con el macho (flecha) adherido a ella entre los sacos ovígeros, b) Imagen completa del macho.

6. 2. 12. Clasificación para *Clavellotis sebastis* Castro-Romero y Baeza-Kukoki, 1984:

CLASE: Maxillopoda Dahl, 1956

SUBCLASE: Copepoda Milne-Edwards, 1840

INFRACLASE: Neocopepoda Huys y Boxshall, 1991

SUPERORDEN: Podopela Giesbrech, 1982

ORDEN: Shiphonostomatoida Thorell, 1959

FAMILIA: Lernaepodidae, Milne-Edwards, 1840

GÉNERO: *Clavellotis*, Castro-Romero y Baeza-Kukoki, 1984

ESPECIE: *Clavellotis sebastis* Castro-Romero y Baeza-Kukoki, 1984

6. 2. 12. 1. Descripción morfológica.

Se utilizaron 20 ejemplares de *C. sebastis* (Fig. 33) recolectados de los arcos branquiales (branquioespinas) de *S. miniatus*. Entre los copépodos (familia *Lernaepodidae*) que parasitan a peces se incluyen 45 géneros (Benz *et al*, 2000). Todos se adhieren al huésped por medio de una bulla (Fig. 34) o glándula frontal (excepto *Dendrapta* Kabata 1964, *Schistobranchia* Kabata, 1964 y *Brianella* Wilson, 1915). La bulla se adhiere al tejido facilitando la acción del copépodo, que depende de la longitud de la segunda máxima (Figs. 36d, 37c, 38d) para obtener alimento.

6. 2. 12. 2 Hembra de *C. sebastis*:

Cefalotórax cilíndrico (Fig. 34, 36) más largo que el tronco; tronco subovalado y proceso genital desarrollado. Algunas hembras con proceso anal corto sobresaliendo del proceso genital. Segunda máxima larga (Fig. 35e) como el tronco o ligeramente corta que el cefalotórax, fusionada en el ápice con bulla corta distalmente e inflamación redondeada en cada lado.

Las dimensiones de la hembra (mm) fueron: longitud (1.3-2.3), ancho (0.25-0.47); segunda máxima (largo 0.97-1.55, ancho 0.231-0.651); tronco (largo 0.94-1.6, ancho 0.81); proceso genital (largo 0.10-0.29, ancho 0.10-0.25); saco de huevos (n = 8), (largo 0.64-1.10, diámetro (0.25-0.46).

Primer antena (Fig. 35a) aparentemente trisegmentada, armadura distal con cinco elementos visibles (setas 1, 3, 4, 5 y 6). Seta 6 más larga.

Segunda antena (Fig. 35c) con exopodito largo, eje en línea con el sympodio (falso eje), bulboso, armado con espinulas en superficie externa. El endopodito aparentemente bisegmentado, segmento distal armado con tres espinas, dos de ellas de igual tamaño y la tercera más pequeña.

Mandíbula; (Fig. 35d) con tres dientes secundarios.

Primera maxila (Fig. 35e) birrameosa; exopodito con dos papilas digitiformes, cada una con una seta larga apical; seta corta en la base de la papila dorsal; exopodito lateral, corto, con dos setas apicales.

Segunda maxila como el tronco y/o cefalotórax, delgada, hinchazones laterales redondeadas en la base, fusionado en el ápice. Bulla corta.

Maxilipedo (Fig. 35b) robusto, punta distal de las mandíbulas (myxa) con una seta simple. Subquela cilíndrica, con procesos espiciformes en la superficie lateral, distalmente con seta basal y denticulación esparcida en la parte distal del margen interno; gancho distal ligeramente curvado.

6. 2. 12. 3. Macho de *C. sebastis*:

Cuerpo de *C. sebastis* (Fig. 37a) en forma de saco de huevos; tronco abreviado más pequeño que el cefalotórax y proceso genital prominente.

Primera antena (Fig. 37e) trisegmentada, segmento basal con látigo largo. Armadura del segmento distal de cinco elementos, la seta 6 más larga.

Segunda antena (Fig. 37f): Exopodito bulboso, largo, con superficie distal externa con pequeño proceso espiciforme y espina corta. Endopodito más largo que el exopodito, con dos segmentos, segmento distal con margen armado con dos espinas externas, y un cojín de cortas espínulas ventralmente, y cojín de espínulas cortas en la base del primer segmento.

Mandíbula (Fig. 37b) con tres dientes secundarios..

Primer maxila (Fig. 37c): endopodito con dos papilas, cada una superada por largas setas; seta cortas en la base de la papila dorsal.

Exopodito ventrolateral; papila corta con dos setas de igual tamaño.

Segunda maxila (Fig. 37d) globosa, fuerte, gancho ligeramente curvado cerrándose contra la parte prominente interna del cuerpo.

Maxilipedo (Fig. 37g) subrectangular, con base larga y delgada, llevando dos ganchos con procesos espiniformes, cada gancho separado uno de otro, pero apareciendo fusionado en vista dorsal.

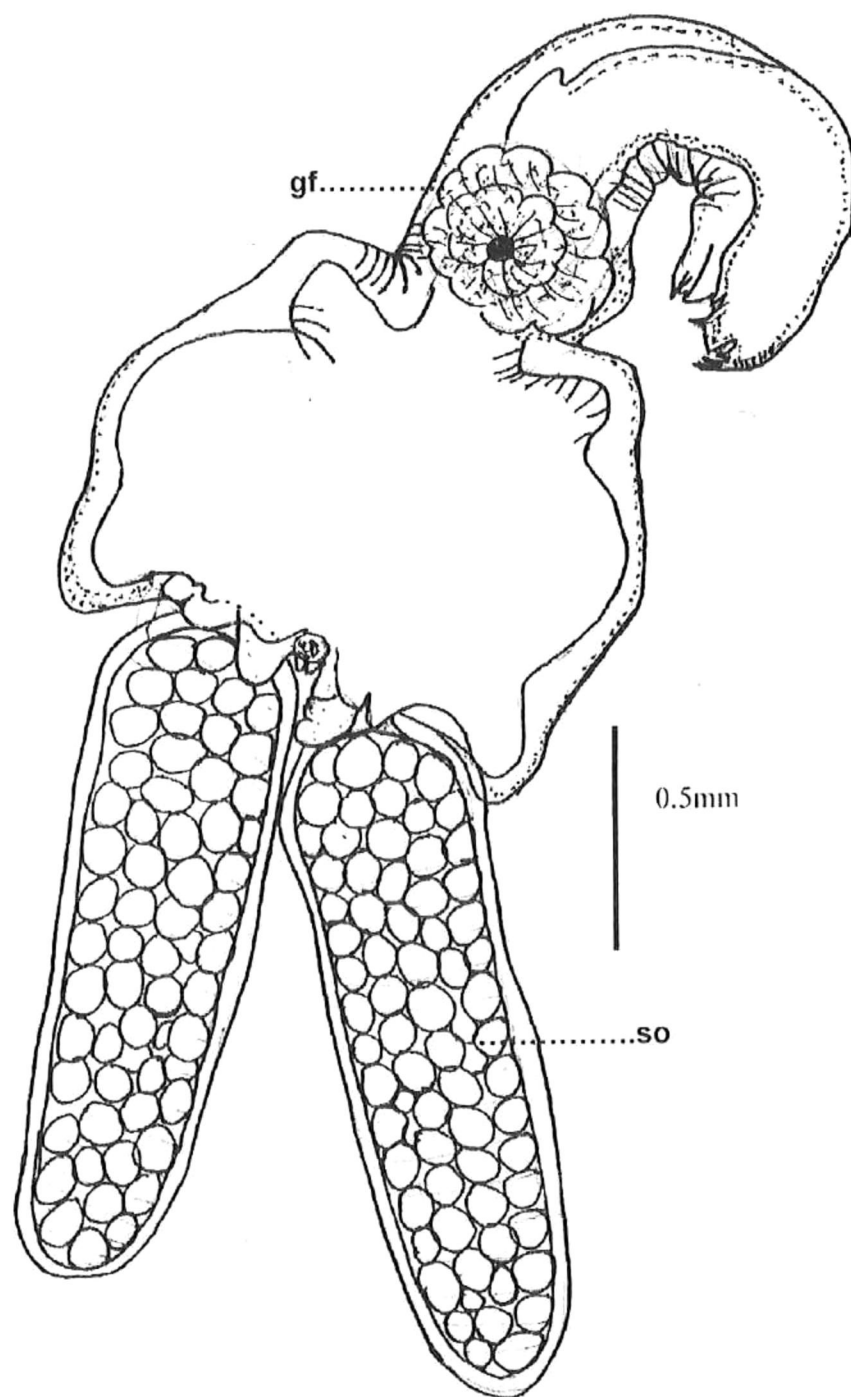


Figura 33. Estructura del organismo completo de una hembra de *Clavellotis sebastis* (vista ventral). cf: cefalotórax; gf: glándula frontal; mx: maxilas; so: sacos ovígeros.

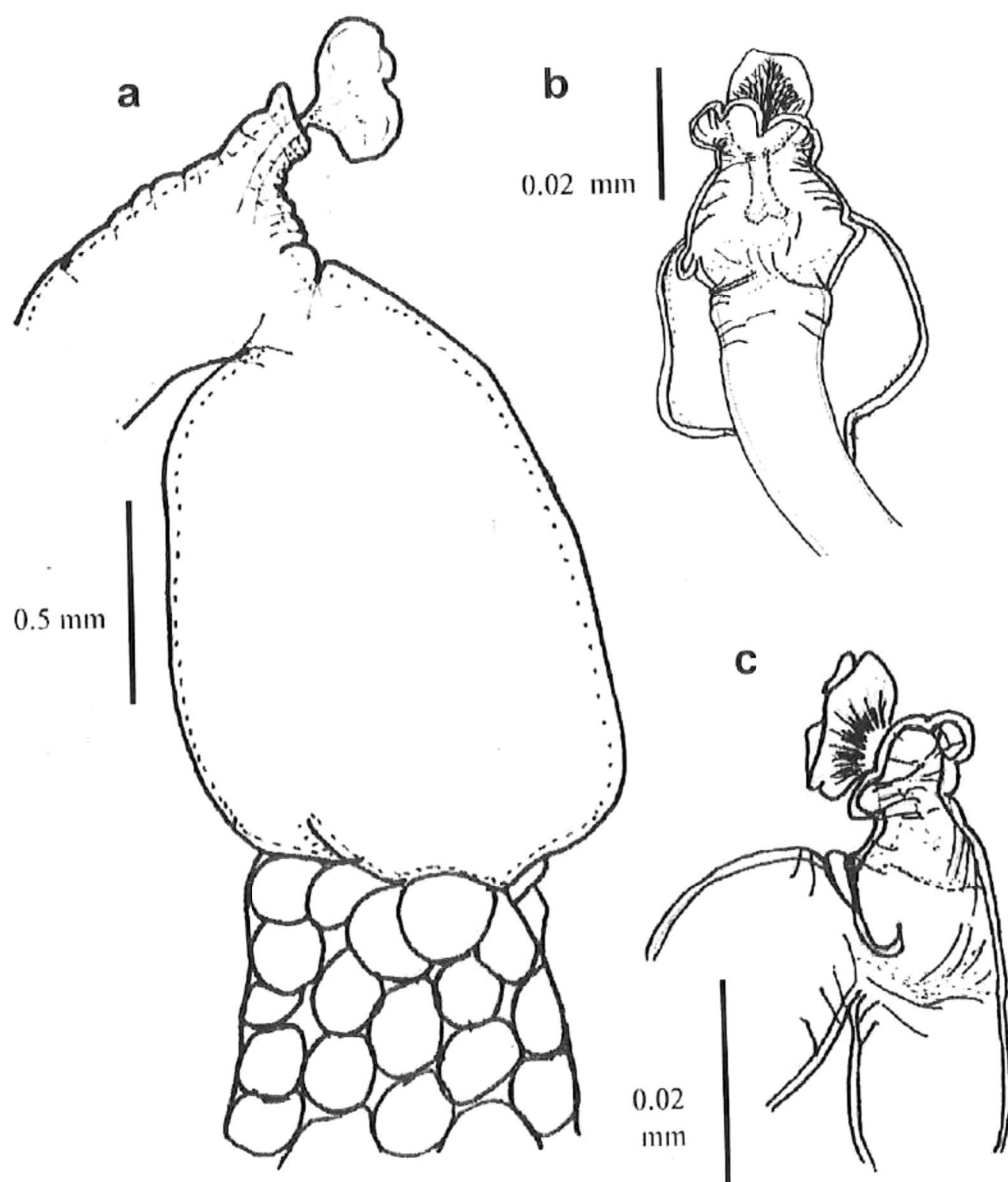


Figura 34. *Clavellotis sebastis*. a) vista lateral del tronco de la hembra, b) vista ventral de la bulla y c) vista lateral de la bulla.

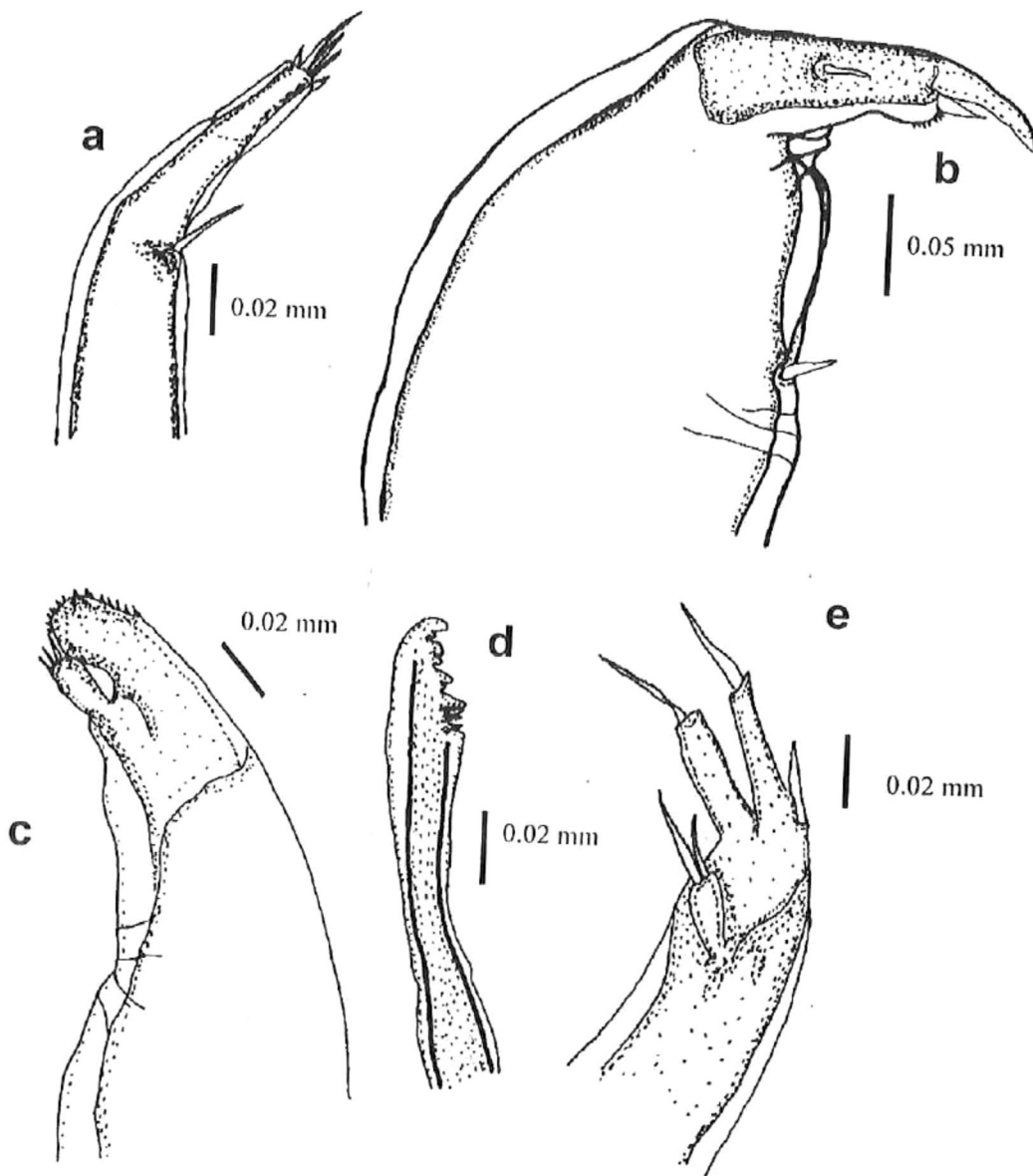


Figura 35. Estructuras de la hembra de *Clavellotis sebastis*. a) vista ventral de la primera antena, b) maxilipedo, c) segunda antena, d) vista lateral de la mandíbula, e) primera maxila.

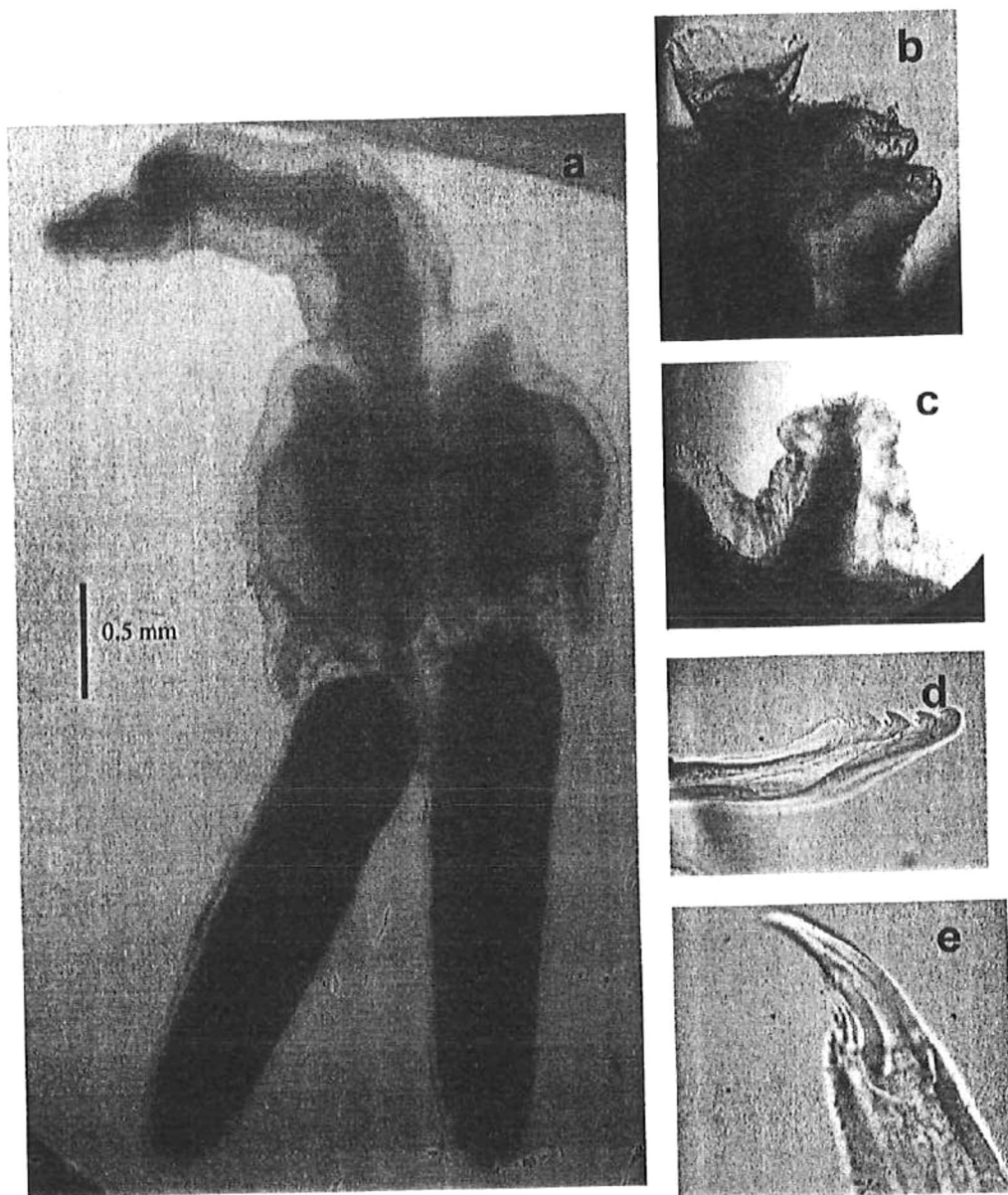


Figura 36. Imagen de *Clavellotis sebastis*, a) vista dorsal del organismo completo, b) Bulla, c) vista ventral de la bulla, d) vista lateral de la mandíbula, e) maxilipedo. Tomadas a 40 y 60 X.

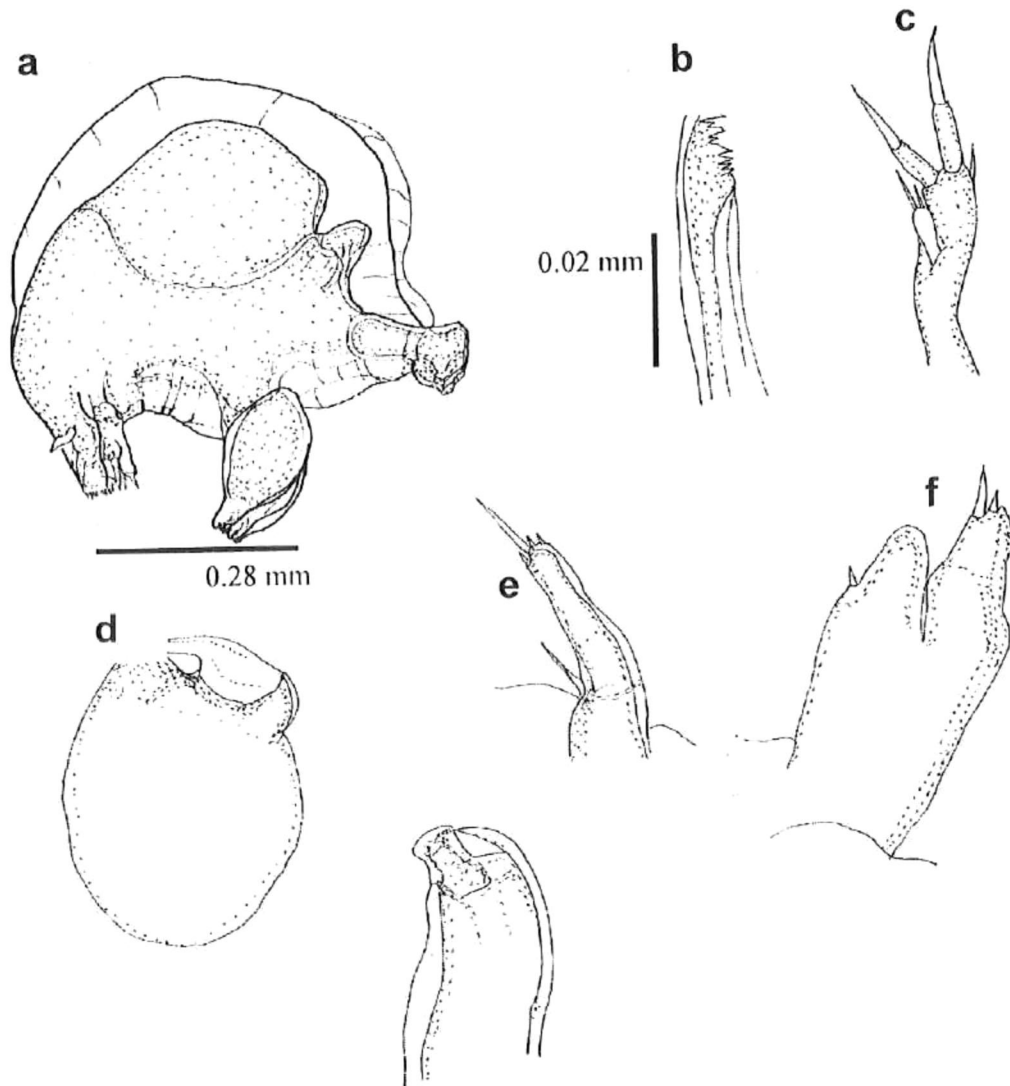


Figura 37 a) *Clavellotis sebastis*, vista dorsal del organismo completo de un macho, b) vista lateral de la mandíbula, c) primera maxila, d) segunda maxila, e) primera antena, f) segunda antena, g) maxilipedo.

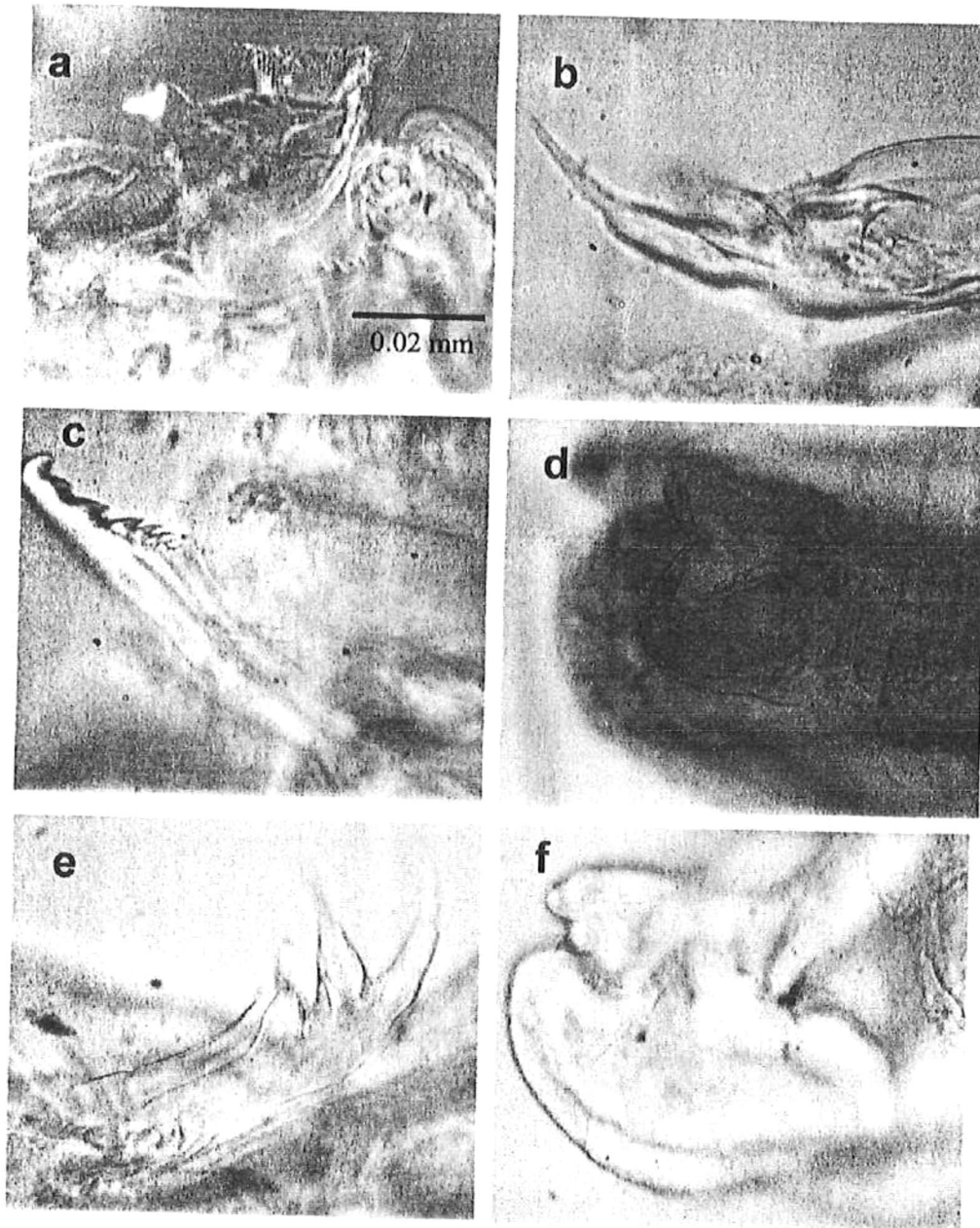


Figura 38 a) Acercamiento de la bulla, b) c) vista ventrales de la protuberancia, d) vista lateral de la mandíbula, e) Maxilipedo. Tomadas a 40 y 60 X.

6. 3. Clasificación y caracterización morfológica de las especies de la fauna parasitaria de *C. princeps*.

6. 3. 1. Clasificación para *Choanodera caulolatili* propuesta Manter (1940).

CLASE: Trematoda Rudolphi, 1808

SUBCLASE: Digenea Carus, 1863

FAMILIA: Apocreadiidae (Skrjabin, 1942) Yamaguti, 1958

SUPERFAMILIA: Hemiuroidea

GÉNERO: *Choanodera* Manter, 1940

ESPECIE: *Choanodera caulolatili* Manter, 1940

6. 3. 1. 1. Descripción morfológica.

La descripción se basó en 25 ejemplares recolectados en las branquias de *C. princeps*. Estos digéneos se caracterizan por ser de cuerpo grueso, espinado y alargado (Fig. 39); la longitud del cuerpo fue de 854-3.832 μ (3.572 μ) y de ancho 311-560 (435) con una coloración de amarillo a anaranjado cuando están vivos. Presentan bordes laterales en la orilla del cuerpo doblado ventralmente y uniéndose al nivel del borde posterior del acetábulo; en la parte posterior del cuerpo los bordes son más o menos creanulados. Su ventosa oral es subterminal (Fig. 40a) de longitud 165-315 μ (233 μ) y de ancho 181-324 μ (244 μ). La prefaringe que presentaron es distintiva por ser pequeña de 0-16 (2.67). Su esófago es corto de 16-90 mm (48) de longitud. El apéndice intestinal termina en la extremidad posterior. El acetábulo presente es ligeramente más largo que la ventosa oral, en la mitad

anterior del cuerpo. Sus testículos están juntos en la parte anterior ecuatorial (Fig. 40b) que midieron de longitud 87-302 μ (177 μ) y de ancho 90-186 μ (126 μ). Vesícula seminal sacular, posterodorsal al acetábulo, sin cirros ni bolsas de cirros. Porción prostática rodeada por células de la próstata, unido al útero formando una cavidad genital tubular (o ducto hermafrodítico). Poro genital en el borde anterior del acetábulo, ovario solitario medial a la derecha del cecum (primera parte del intestino grueso) enfrente del testículo anterior el cual midió 87-32 μ (177 μ) de longitud y 120-234 μ (161 μ) de ancho. Receptáculo seminal presente y un útero grande ubicado a la izquierda del ovario. Huevos grandes sin filamentos que midieron 77-100 (84) de longitud y 48-71 μ (59 μ) de ancho. Vitelaria folicular, en los campos laterales de la parte anterior del cuerpo, confluyente en la región posttesticular tienen una longitud de 193-379 μ (249 μ). Vesícula excretoria tubular, extendiéndose hasta el testículo posterior con una longitud de 96-515 μ (308 μ). Presenta cuatro vasos linfáticos longitudinales no ramificados. Es un parásito intestinal de teleósteos marinos.

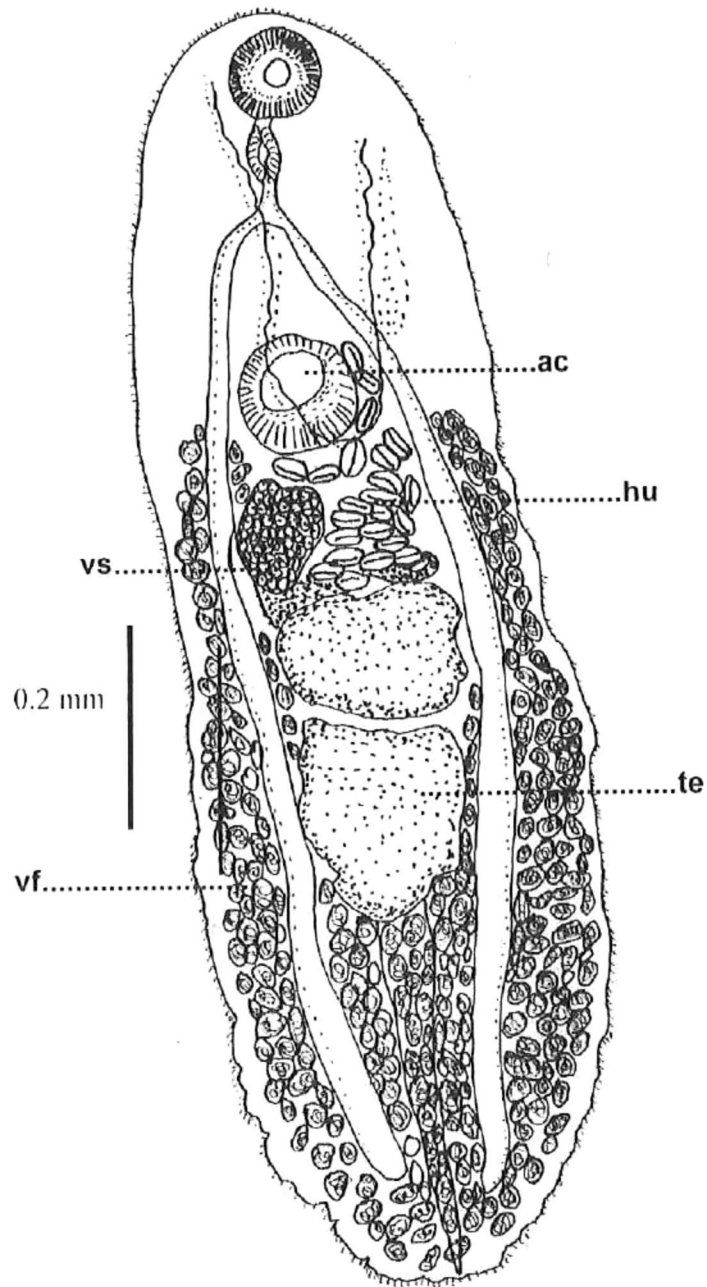


Figura 39. Vista ventral del trematodo *Choanodera caulolati* Manter, 1940.
 vo, ventosa oral; ac, acetábulo; vs, vesícula seminal; hu, huevos;
 te, testículos; vf, vitelaria folicular.

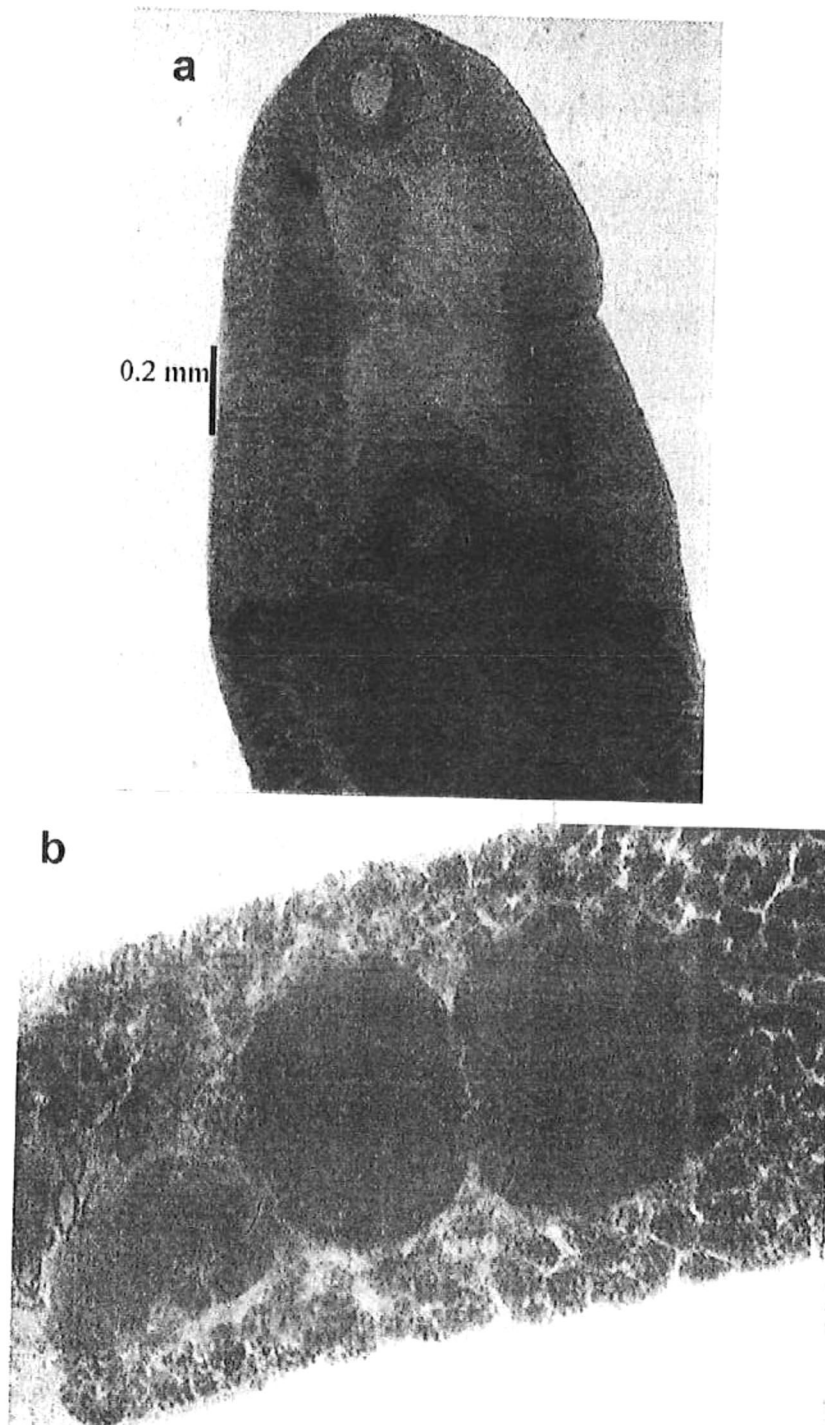


Figura 40. *Choanodera caulolatili*, a) ventosa oral, b) par de testículos.

6. 3. 2. Clasificación para *Bianium plicatum* Linton (1928); Stunkar (1931).

CLASE: Trematoda Rudolphi, 1808

SUBCLASE: Digenea Carus, 1863

ORDEN: Plagiorchiida

SUBORDEN: Allocreadiata Skrjabin, Petrow y Koval, 1958

FAMILIA: Lepocreadiidae (Odhner, 1905) Nicoll, 1935

GÉNERO: *Bianium* Stunkard, 1930

ESPECIE: *Bianium plicatum* (Linton 1928) Stunkar, 1931

6. 3. 2. 1. Descripción morfológica.

Se describieron 27 ejemplares recolectados de *C. princeps*. Es un parásito pequeño de cuerpo dividido claramente en dos regiones: una anterior o cefálica, que presenta una expansión en forma de ala, más o menos circular, y otra posterior de forma cilíndrica (Fig. 41). Los bordes laterales de la región anterior se extienden posteriormente sobre la superficie ventral, concluyendo hacia a línea media, pero en ninguno de los ejemplares llegan a unirse. Sin embargo, se forman tanto por detrás de la faringe como detrás del acetábulo unos puentes musculares, muy tenues, en donde se observan algunas células glandulares, pero en ningún momento llega a ser continuación de los pliegues laterales de la región cefálica.

La parte media de la región cefálica, así como las porciones laterales de la región alar, centralmente presentan la desembocadura de gran cantidad de células de naturaleza glandular. En la superficie ventral la cutícula no presenta espinas, pero del lado dorsal, tanto en la región alar como en el

cuerpo, está lateralmente representada hasta la altura del ovario. El cuerpo mide de 1.722 a 1.889 mm de longitud y la anchura máxima al nivel de la bifurcación intestinal mide de 0.968 a 1.049 mm. La ventosa oral es subterminal, más o menos circular, mide de 0.180 a 0.228 mm de ancho. El acetábulo situado en la línea media, es preecuatorial y más o menos circular, mide de 0.165 a 0.191 mm de largo por 0.165 a 0.212 mm de ancho. La relación entre la ventosa oral y el acetábulo es de 1: 1.13 1: 1.08 de ancho, siendo ligeramente más grande la ventosa oral que el acetábulo.

La prefaringe mide de 0.026 a 0.056 mm de largo por 0.031 mm de ancho, la faringe mide de 0.099 a 0.121 mm de largo por 0.169 a 0.199 mm de ancho y presenta en su borde anterior ocho lóbulos, de los cuales tres son ventrales, tres dorsales y tres laterales. El esófago es corto, con pares musculares, mide de 0.024 a 0.041 mm de largo y de 0.018 a 0.030 mm de ancho. Los ciegos se extienden dorsalmente hasta cerca de la extremidad posterior, haciéndose mas anchos conforme se aproximan a esta, y van a desembocar al exterior, cada uno en un ano, a los lados del poro excretor. La bifurcación intestinal tiene lugar a una distancia que varía de 0.438 a 0.499 mm de la extremidad anterior. El aparato reproductor masculino esta representado por dos retículos ovoides, situados intercecalmente por debajo del ovario y uno atrás del otro, en la porción posterior del cuerpo. El anterior mide de 0.206 a 0.227 mm de largo y de 0.178 a 0.251 mm de ancho; y el posterior, que es ligeramente mayor, mide de 0.213 a 0.307 mm de largo y de 0.159 a 0.236 mm de ancho. De cada uno de ellos y del lado izquierdo salen los conductos eferentes que desembocan independientemente en la

vesícula seminal externa, situada por delante del ovario y en algunos ejemplares dorsal a él, mide de 0.041 a 0.095 mm de ancho por 0.112 a 0.216 mm de largo. La bolsa del cirro, muy larga, tiene forma de clava, más ancha en su porción posterior. Se encuentra situada por delante de ovario, siguiendo el lado izquierdo del acetábulo hasta desembocar por el poro genital. Contiene en su porción basal a la vesícula seminal interna que mide de 0.030 a 0.158 mm de largo por 0.049 a 0.101 mm de ancho, la porción media contiene la pasprostática y la región anterior del cirro, la bolsa del cirro mide de 0.045 a 0.077 mm de ancho.

El aparato reproductor femenino está representado por un ovario más ancho que largo, lobulado situado por delante del testículo anterior y más o menos en la línea media, mide de 0.143 a 0.152 mm de largo y de 0.166 a 0.234 mm de ancho. Por su lado izquierdo sale un oviducto pequeño que alcanza el ootipo rodeado por la glándula de Mehlis difusa, el receptáculo seminal, de forma ovoide y de diámetro anteroposterior mayor que el transversal, se sitúa a la izquierda de la línea media, entre el testículo anterior y el ciego izquierdo, y al nivel del tercio anterior del testículo anterior, mide de 0.063 a 0.101 mm de ancho y de 0.113 a 0.188 mm de largo. Canal de Laurer presente. El útero completamente pretesticular, presenta pocos huevecillos en su interior; está situado entre el borde anterior del ovario y el borde posterior de la bolsa del cirro y centralmente a la vesícula seminal externa; se continúa con un matratermo muy largo que se encuentra situado entre la bolsa del cirro y el ciego izquierdo, y corriendo paralelamente a esta

desemboca en el poro genital, mide de 0.300 a 0.367 mm de largo y de 0.048 a 0.078 mm de ancho (Fig. 42).

Las glándulas vitelogenas están constituidas por numerosos folículos pequeños, casi de forma ovoide, que miden aproximadamente de 0.026 a 0.033 mm de largo y de 0.026 a 0.033 mm de ancho; ocupan una extensión desde el nivel en la región media posterior del acetábulo, hasta la región posterior del cuerpo, en donde confluyen, siendo más abundante. Invaden principalmente las regiones laterales, rodeando tanto ventral como dorsalmente los ciegos intestinales. Los viteloductos se reúnen a nivel del ovario y forman un receptáculo vitelino pequeño, situado en la línea media, ventralmente al ovario, limitado a la derecha y abajo por el receptáculo seminal.

El poro genital se localiza arriba y a la izquierda del acetábulo detrás del asa cecal izquierda y a una distancia de la extremidad anterior que varía de 0.432 a 0.644 mm. Los huevesillos, de cáscara lisa, son de color amarillento, poco numerosos, miden de 0.060 a 0.71 mm de largo por 0.026 a 0.033 mm de ancho. El aparato excretor esta situado por una versícula tubular, que no fue observada perfectamente por encontrarse enmascarada por las vitelogenas. El poro excretor es terminal y medio.

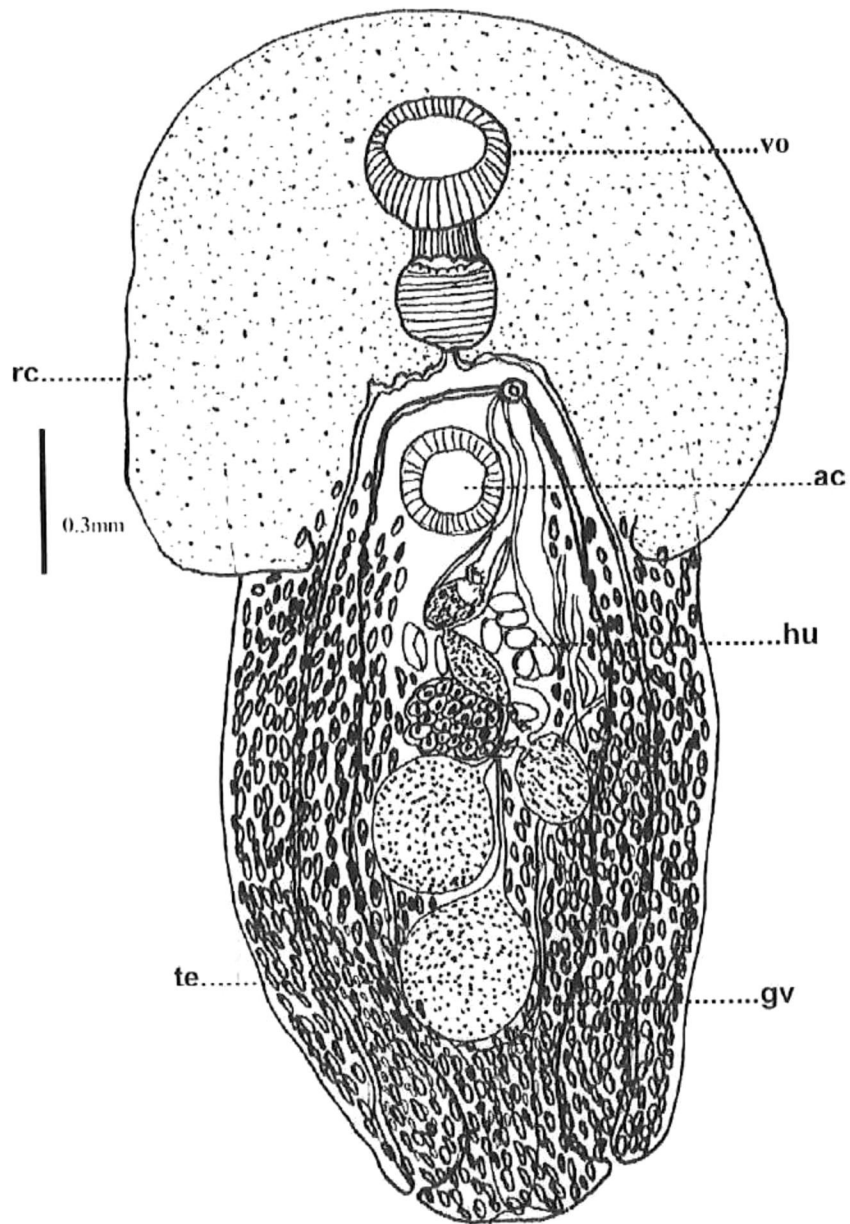


Figura 41. Vista ventral de *Bianium plicatum* (Lintonium, 1928) Stunkard, 1931. vo, ventosa oral; rc, región cefálica; ac, acetábulo; te, testículos; hu, huevos; gv, glándulas vitelogenas.

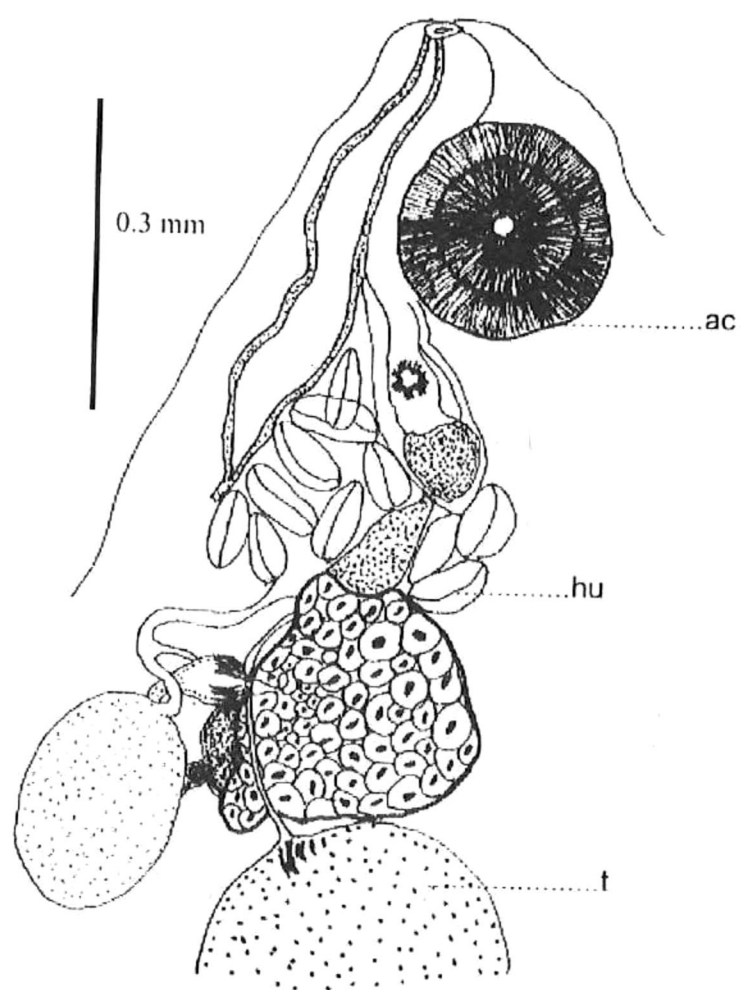


Figura 42. Complejo reproductor de *Bianium plicatum* (Lintonium, 1928) Stunkard, 1931. Vista ventral. ac, acetábulo; hu, huevos; te, testículos.

**6. 3. 3. Clasificación para *Choricotyle caulolatil* Meserve (1938);
Sproton (1946).**

CLASE: Trematoda Rudolphi, 1808

SUBCLASE: Monogenea Carus, 1863

ORDEN: Polyopisthocotylea Odhner, 1912

FAMILIA: Diclidophoridae Cerfontaine, 1895

SUBFAMILIA: Choricotylinae Sproston, 1946

GÉNERO: Choricotyle Beneden y Hess, 1863

ESPECIE: *Choricotyle caulolatil* (Meserve, 1938) Sproton, 1946

6.3.3.1. Descripción morfológica.

La descripción se realizó en siete de 17 ejemplares recolectados de las branquias de *C. princeps*. Son monogéneos de cuerpo fusiforme (largo 0.91-3.37 mm (2.24), ancho 0.05-0.75 mm (0.35) a nivel ovárico (Figs. 43, 45a). Prohaptor formado por dos grandes ventosas con forma de herradura, que miden 0.09-0.225 mm (0.14 mm) de largo por 0.09-0.21 mm (0.12 mm) de ancho; sobre éstas se presentó una estructura fuertemente muscular de forma ovoide (Fig. 45a). El opisthaptor abarca una extensión de 0.37-0.59 mm (0.51 mm) de largo por 0.42-0.79 mm (0.68) de ancho; se encuentra desprovisto de lengüeta terminal y consta de cuatro pares de ventosas pedunculadas dispuestas radialmente; la longitud del pedúnculo de cada ventosa varió entre 0.05 y 0.10 mm (0.09 mm), éstas últimas constan de un armazón formado por escleritas dispuestas de forma diclidofórida (Fig. 44b, 45b); la ventosa presenta dos partes, una valva ventral y una dorsal; en el primer cuadrante de la valva ventral se encuentra un pequeño cojinete de apariencia muscular, liso, con forma de media luna. La boca es subterminal

en el prohaptor, en medio de las ventosas, le siguió una faringe ovoide, muscular, que mide 0.07-0.10 mm (0.08 mm) de largo y 0.05-0.07 mm de ancho; se continúa con un esófago largo que se bifurca a la altura de la corona genital, los ciegos se unen antes de entrar al opistohaptor. El aparato reproductor masculino constó de 33 a 60 testículos de forma esférica, intercecales, postováricos y se extienden hasta el primer par de ventosas del opistohaptor; miden 0.04-0.12 mm (0.08 mm) de largo por 0.05-0.12 mm (0.09 mm) de ancho. Presentaron una vesícula seminal sacular, sinuosa, situada sobre el ovario, que se adelgaza hasta desembocar en la corona genital; esta última es de forma circular, se situó inmediatamente abajo de la bifurcación cecal y midió 0.03-0.06 mm (0.05 mm) de diámetro; se encuentra armada por ocho ganchos en forma de hoz, dispuestos concéntricamente en la corona.

El aparato reproductor femenino está formado por un ovario más o menos ovalado que mide 0.08-0.16 mm (0.13 mm) de largo por 0.14-0.31 mm (0.21 mm) de ancho, se localiza pretesticularmente y presenta ovocitos de tamaño regular. Los huevos son grandes, fusiformes, presentando una longitud de 0.40-0.43 mm (0.41 mm) por (0.07 mm) de ancho y muestran un largo filamento en cada polo (Fig. 44a). Las vitelógenas son foliculares y abarcan desde la bifurcación cecal hasta el opistohaptor, invadiendo la región más ancha de éste.

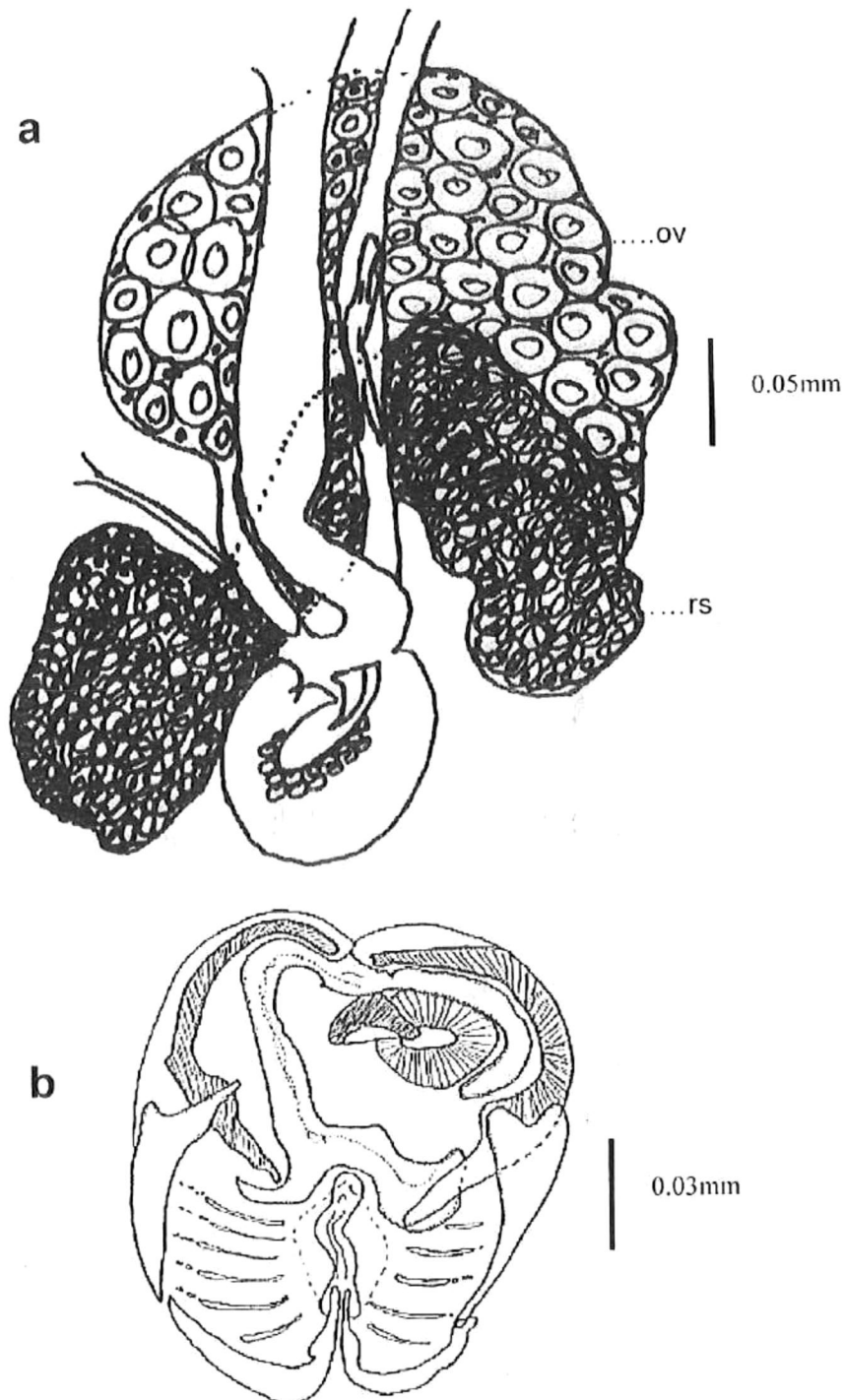


Figura 44. *Choricotyle caulolatlili*. a). Esquema del aparato reproductor femenino. ov, ovario; rs, receptáculo seminal b). Esquema de la esclerita de forma diclidofórica.

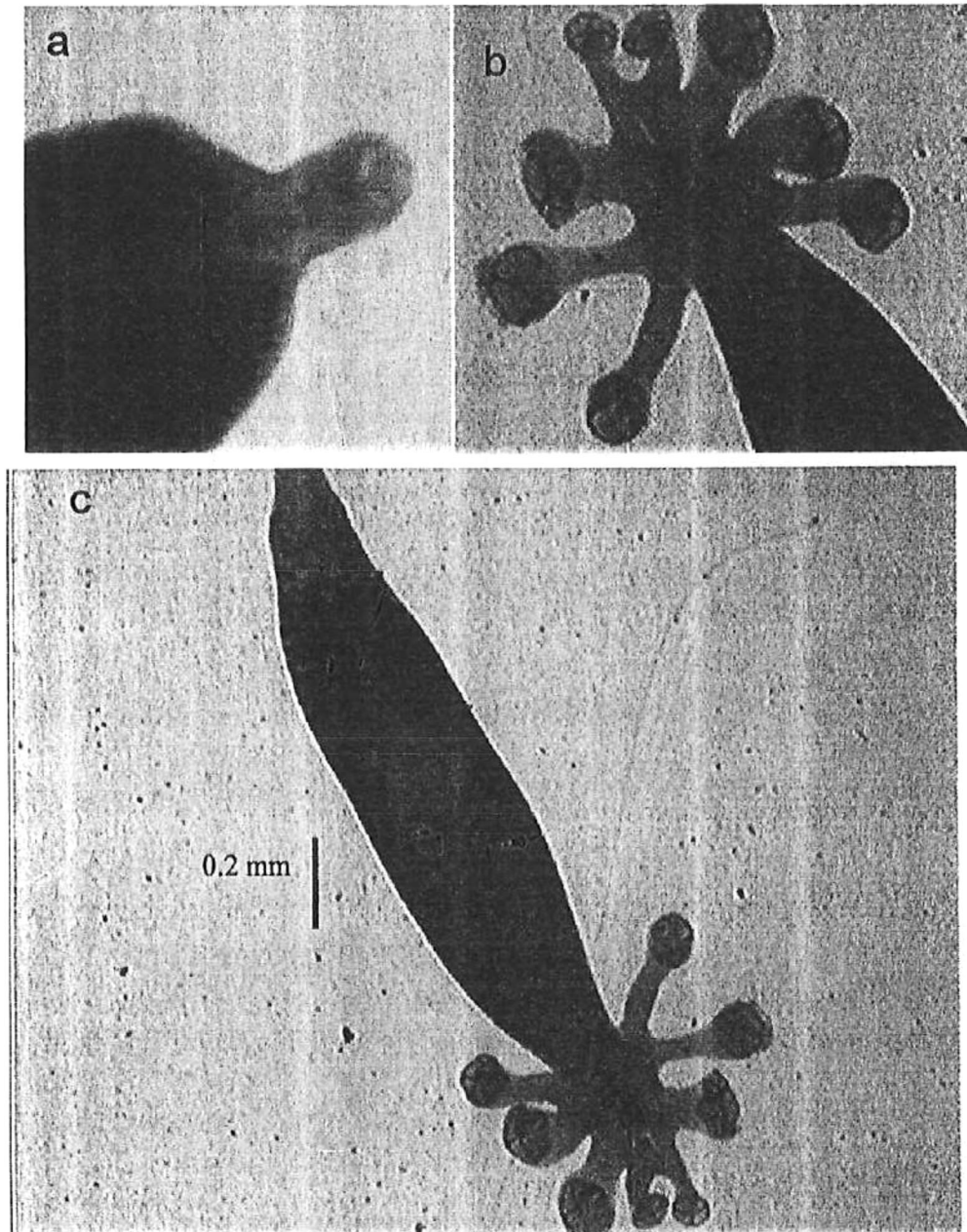


Figura 45. *Choricotyle caulolatii*. a). Detalle del prohaptor formado por dos grandes ventosas con forma de herradura. b). Detalle del opisthaptor con cuatro pares de ventosas, c) Imagen del organismo.

6. 3. 4. Clasificación para *Anisakis* sp. Meserve (1938); Sproton (1946).

CLASE: Secernentea

PHYLUM: Nematoda Rudolphi, 1808.

CLASE: Secernentea (Van Linstow, 1905) Chitwood, 1958.

ORDEN: Ascaridida Skjabin y Schultz, 1940.

SUPERFAMILIA: Ascaridoidea Railliet y Henry, 1915.

FAMILIA: Anisakidae Railliet y Henry, 1912.

SUBFAMILIA: Anisakinae Railliet y Henry, 1912.

GÉNERO: *Anisakis* Dujardin, 1845.

ESPECIE: *Anisakis* sp.

6. 3. 4. 1. Descripción morfológica.

La presente descripción se basa en diez individuos del tercer estadio larvario recolectadas en mesenterio, cavidad y vísceras en *Caulolatilus princeps*. Las larvas de *Anisakis* sp. (Fig. 46 A) presentaron una coloración blanquecina, cuerpo robusto y fusiforme con una estriación transversal, más marcada en ambos extremos del cuerpo, una boca provista con tres labios desarrollados, uno dorsal y dos ventrolaterales que rodean la abertura bucal. Entre los labios ventrolaterales está el diente quitinoso situado anteriormente (Fig. 46 A). Presentan anillo nervioso, un ventrículo alargado y el plano de unión con el intestino es oblicuo respecto al eje longitudinal del cuerpo. El poro excretor se abre en la base de los labios subventrales. Canal del recto corto, oblicuo al ano y con tres glándulas rectales. Cola cónica con mucrón. En todo el cuerpo presentó estriaciones cuticulares en forma de anillos, la principal característica de estas larvas es la presencia de ventrículo alargado y ausencia de ciegos intestinales. Las características mencionadas han sido

reportadas por Olson, *et al.* 1983, Dick y Choudhury, 1995, Cordero, *et al.* 1999 e Incorvaia, 2001.

La longitud total promedio que presentaron fue de 11.72-19.29 mm (15.24), con una anchura en la región media del cuerpo de 0.3-0.46 mm (0.406). En el lado ventral de la abertura bucal presentan una proyección cuticular denominada diente, el cual posee una longitud de 0.008-0.034 (0.014) y una amplitud de 0.012-0.055 (0.028). La boca conduce directamente a un esófago muscular cilíndrico, claviforme, su longitud es de 0.6-1.37 (0.98) y una anchura máxima de 0.09-0.16 (0.12); esta estructura se continúa con un pequeño cuerpo de tipo glandular (ventrículo) el cual mide 0.48-0.66 (0.55) de largo y 0.12-0.22 (0.17) de ancho. El ventrículo se conectó directamente con el intestino, que es un tubo que recorre gran parte del cuerpo hasta que se une con el recto, para finalmente abrir al exterior a través del ano. El intestino midió 8.8-17.39 (13.51) de largo por 0.2- 0.3 (0.24) de ancho. Sobre la superficie ventral se observó la abertura anal, la cual está ubicada a 0.086-0.23 (0.17) del extremo posterior, alrededor del recto se pueden observar una serie de pequeñas glándulas acompañantes (glándulas rectales). El anillo nervioso se localizó a 0.21-0.4 (0.27) de distancia del extremo anterior. La región caudal de los organismos es cónica, con anillaciones bien marcadas posteriores al ano, terminando en una pequeña prolongación cuticular denominada mucrón, esta estructura mide 0.012-0.024 (0.02) de largo y 0.010 de ancho (Fig. 46 C).

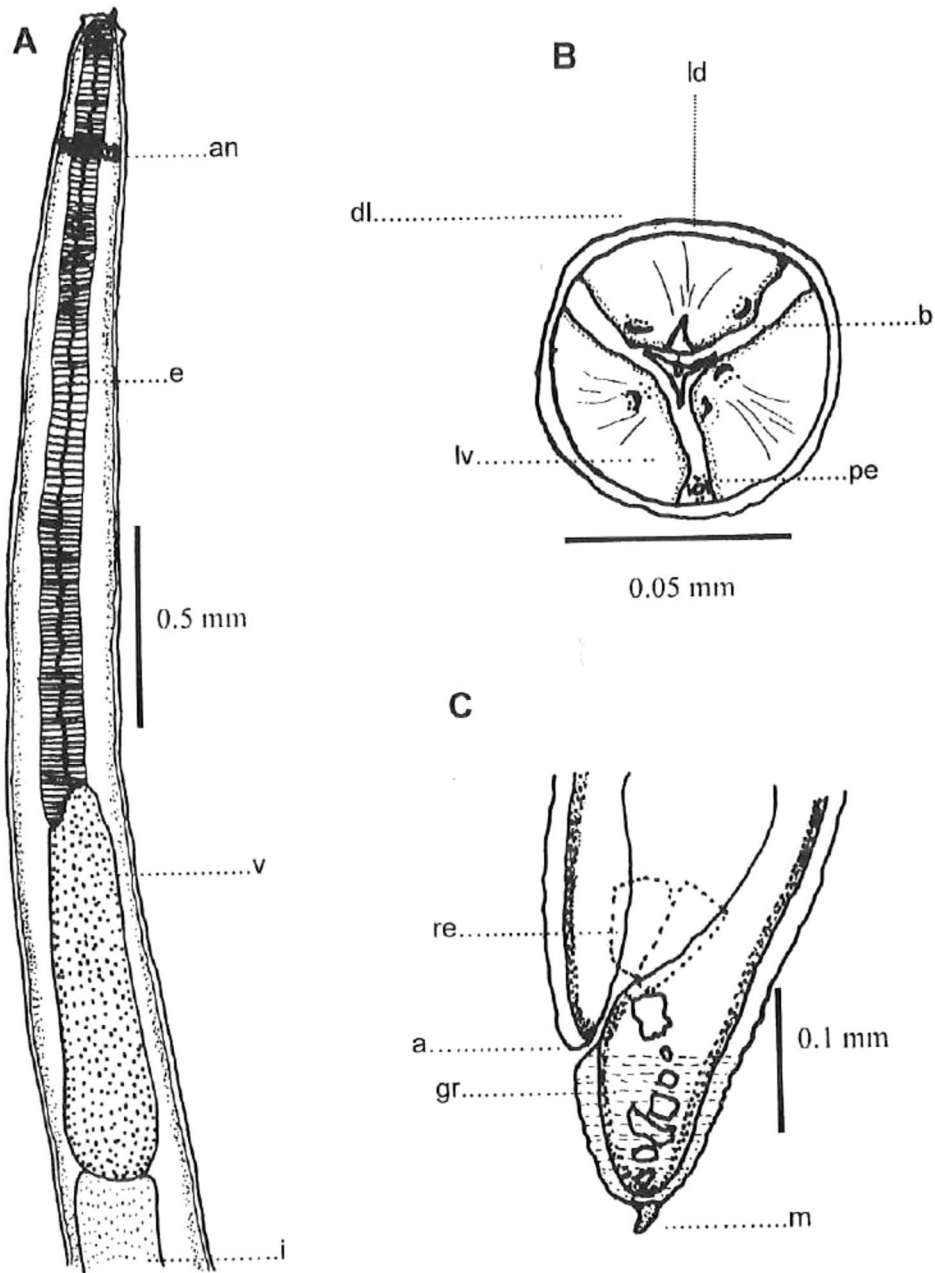


Figura 46. *Anisakis* sp. (Estadio larvario). A) región cefálica, B) vista Frontal, C) región caudal, (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventrículo, (i) intestino, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (re) recto, (m) mucrón, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (b) boca.

6. 3. 5. Clasificación para *Hysterothylacium* sp. Meserve (1938); Sproton (1946).

CLASE: Secernentea Von Linstow, 1905

SUBCLASE: Rhabditia

ORDEN: Ascaridida

SUBORDEN: Ascaridina

SUPERFAMILIA: Ascaridoidea

FAMILIA: Anisakidae

GÉNERO: *Hysterothylacium* Ward y Magath, 1917.

ESPECIE: *Hysterothylacium* sp. (Tipo 1)

6. 3. 5. 1. Descripción morfológica de larva (Tipo 1).

La presente descripción se basó en diez larvas que se recolectaron en mesenterio, estomago, hígado y ciegos pilóricos de *C. Princeps*.

Los organismos presentan un largo total del cuerpo de 3.01-3.90 mm (3.55) y un ancho máximo en la región media de 0.076-0.097 mm (0.087), (Fig. 47A). En la región bucal sobresale un pequeño proceso cuticular a manera de diente que mide 0.007-0.010 mm (0.009 mm) de largo y 0.005-0.009 (0.006 mm) de ancho (Fig. 47B). La boca conecta al esófago, de estructura cilíndrica, alargada, que se ensancha en su porción terminal, largo 0.43-0.71 mm (0.65 mm), y ancho 0.023-0.039 mm (0.028 mm). Posteriormente, se une con el ventrículo, una pequeña estructura casi esférica de tipo glandular (Fig. 49B) con diámetro longitudinal de 0.03-0.43 mm (0.098 mm) y transversal de 0.029-0.057 mm (0.039 mm). Del ventrículo se origina un apéndice que corre hacia la región posterior y sobre el lado ventral del cuerpo con largo de 0.33-0.60 mm (0.42 mm) y ancho de 0.016-

0.032 mm (0.024 mm). El ventrículo se continúa con el intestino, de longitud 2.27-3.15 mm (2.88 mm) y ancho 0.051-0.071mm (0.059 mm). Inmediato a la unión de esta estructura y el ventrículo se forma un pequeño ciego dirigido hacia el extremo anterior y sobre el lado dorsal que sobrepasa ligeramente al ventrículo. Este ciego intestinal midió largo 0.12-0.29 mm (0.19 mm) y ancho 0.021-0.042 mm (0.032 mm). El anillo nervioso y el poro excretor se localizan en el primer tercio del largo del esófago, a 0.022-0.22 mm (0.18 mm) y 0.18-0.28 mm (0.24 mm) respectivamente del extremo anterior. La región caudal de estas larvas se caracteriza por ser cónica terminando aguda con una serie de pequeñas espinas en la zona de la punta (Fig. 47C, 50b). La distancia que existe entre el ano y el extremo posterior es de 0.088-0.1891 mm (0.129 mm).

6. 3. 5. 2. Descripción morfológica de larva (Tipo 2)

La descripción se basó en 18 especímenes que parasitaban el intestino y mesenterio de *C. Princeps*. Estos presentan coloración amarillenta, con una cutícula finamente estriada transversalmente y que a diferencia de las larvas del tipo 1, presentan labios e interlabios desarrollados; ambos tipos, presentan una región caudal aguda con pequeñas espinas en la región distal (Fig. 48 A y 50 a).

6. 3. 5. 3. Larvas de tercer estadio (LV3).

La parte anterior es delgada con una cutícula estriada transversalmente. La abertura oral presentó forma de T, y tres labios poco desarrollados, entre

los labios ventrolaterales hay un diente quitinoso. El esófago (longitud 9.94-14.05 mm), de aspecto muscular y unido al ventrículo, intestino y al ciego intestinal. El poro excretor tiene su abertura debajo del anillo nervioso y a la mitad del esófago. La parte posterior está provista de un mucrón y la cloaca presenta tres glándulas rectales.

6. 3. 5. 4. Larvas de cuarto estadio (LV4).

La porción cefálica se ensanchó en la base de los labios. Está provista de tres labios desarrollados uno dorsal y dos ventrolaterales, presenta tres interlabios rodeando la abertura oral (Fig. 50a). Se observó un esófago muscular cilíndrico, conectado al ventrículo y este unido al intestino y ciego intestinal. El anillo nervioso se ubicó a la mitad de la longitud del esófago y el poro excretor ligeramente por debajo del anillo nervioso. Presentó un ciego intestinal corto extendiéndose anteriormente, sobrepasando ligeramente la longitud del ventrículo (Fig. 50c). La parte posterior se encuentra provista de pequeñas proyecciones cuticulares de aspecto espinoso y en el recto se observan glándulas rectales (Fig. 48C).

Su cuerpo es alargado 16.62 mm (4.99-24.81 mm) y angosto 0.25 mm (región media 0.11-0.34 mm). La región cefálica se distingue de los anisáquidos antes descritos por la presencia de labios altamente desarrollados y conectados unos con otros por medio de interlabios (Fig. 48A). La longitud de estas estructuras es de 0.066-0.123 mm (0.082 mm) y 0.054-0.09 mm (0.08 mm) de ancho. La boca se conectó a un esófago muscular cilíndrico ligeramente más ancho en su porción posterior, el cual

midió 0.48-3.11 mm (1.56 mm) de largo y 0.034-0.132 mm (0.089 mm) de ancho y se conectó al intestino a través del ventrículo, una porción glandular esférica con diámetro longitudinal de 0.043-0.19 (0.087) y transversal de 0.033-0.129 mm (0.089 mm); del ventrículo se desprendió un apéndice hacia el extremo posterior y en posición ventrolateral de 0.42-0.98 mm (0.72 mm) de largo por 0.043-0.09 mm (0.075 mm) de ancho. Posterior al ventrículo se localizó el intestino con un ciego de 0.19-0.39 mm (0.26 mm) de longitud y 0.033-0.098 mm (0.067 mm) de ancho. El largo del intestino fue 4.31-21.35 mm (19.56 mm) y en su primera porción presentó una anchura de 0.052-0.19 mm (0.123 mm). El intestino se unió a un recto esclerosado, rodeado por pequeñas glándulas unicelulares, y finalmente abrió al exterior a través del ano. El anillo nervioso se encuentra a 0.23-0.231 mm (0.29 mm) del extremo anterior y ligeramente por debajo se puede observó el poro excretor, ubicado a 0.32 mm del extremo anterior. La región caudal es cónica, aguzada, terminando en pequeñas espinas cuticulares muy marcadas (Fig. 48 C, 50d); el ano se localizó a 0.21-0.34 mm (0.27 mm) del extremo posterior.

La hembra es más grande que el macho; el macho presentó una región caudal semienroscada en espiral terminando cónicamente con una excavación ventral, las espículas son desiguales, siendo la derecha más grande a la izquierda (Fig. 51 a y b). Las hembras poseen una vulva en la parte media del cuerpo, son didelfas, anfidelfas y ovíparas (Fig. 51 c y d). Los huevos son pequeños con diámetro de longitud de 0.060-0.069 mm (0.064 mm), (Fig. 49e, 51d).

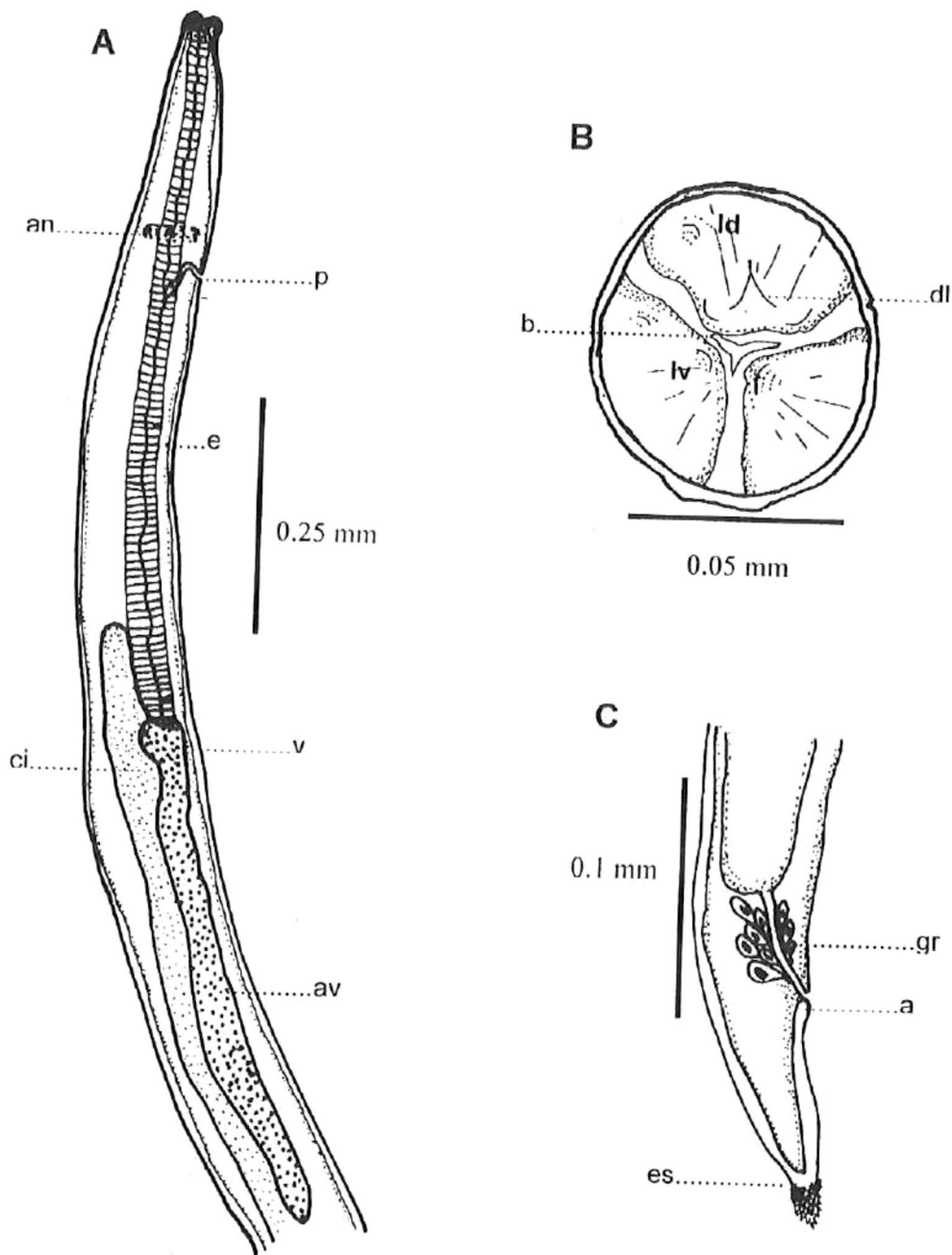


Figura 47. *Hysterothylacium* sp. (larva tipo 1) A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal. (dl) diente larvario, (e) esófago, (v) ventriculo, (av) apéndice ventricular, (ci) ciego intestinal, (an) anillo nervioso, (pe) poro excretor, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (es) espinas caudales.

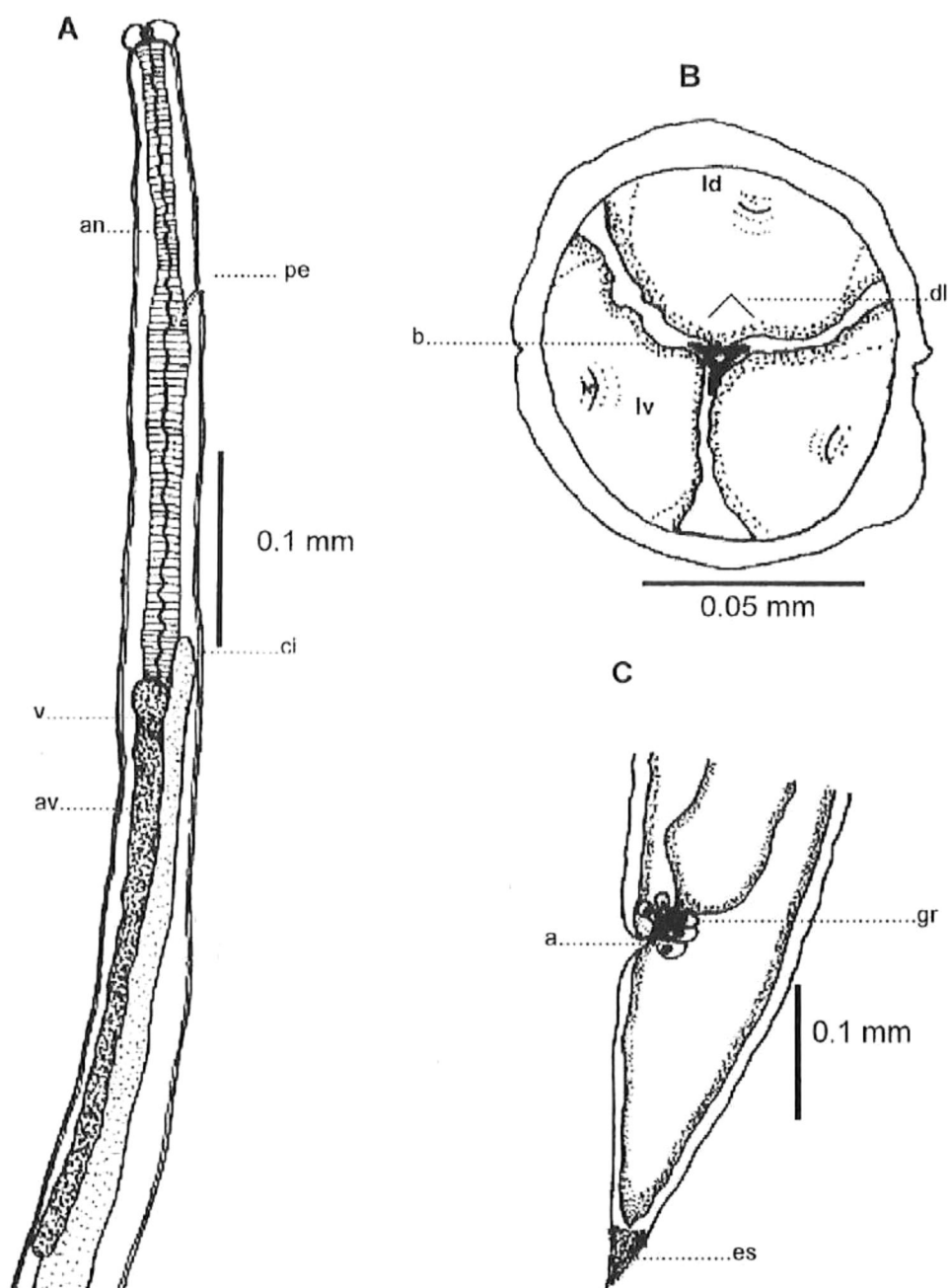


Figura 48. *Hysterothylacium* sp. (larva, tipo 2), A) región cefálica, B) vista frontal, C) región caudal, (e) esófago, (v) ventrículo, (av) apéndice ventricular, (ci) ciego intestinal (an) anillo nervioso, (b) boca, (ld) labio dorsal, (lv) labio ventral, (gr) glándulas rectales, (a) ano, (es) espinas caudales.

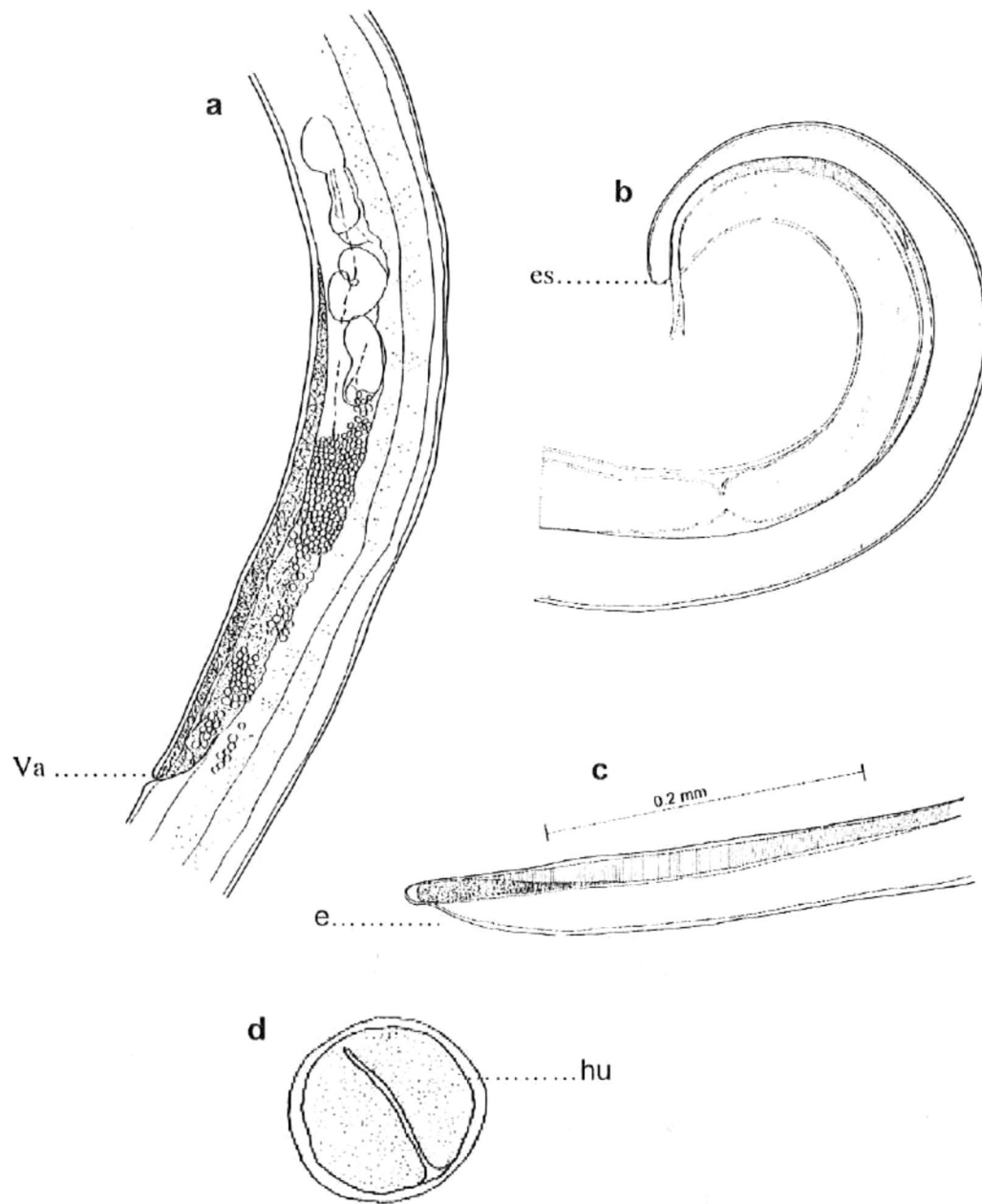


Figura 49. *Hysterothylacium* sp. a) Aparato reproductor de hembra b) Región caudal del macho c) Espícula del macho d) Huevo.

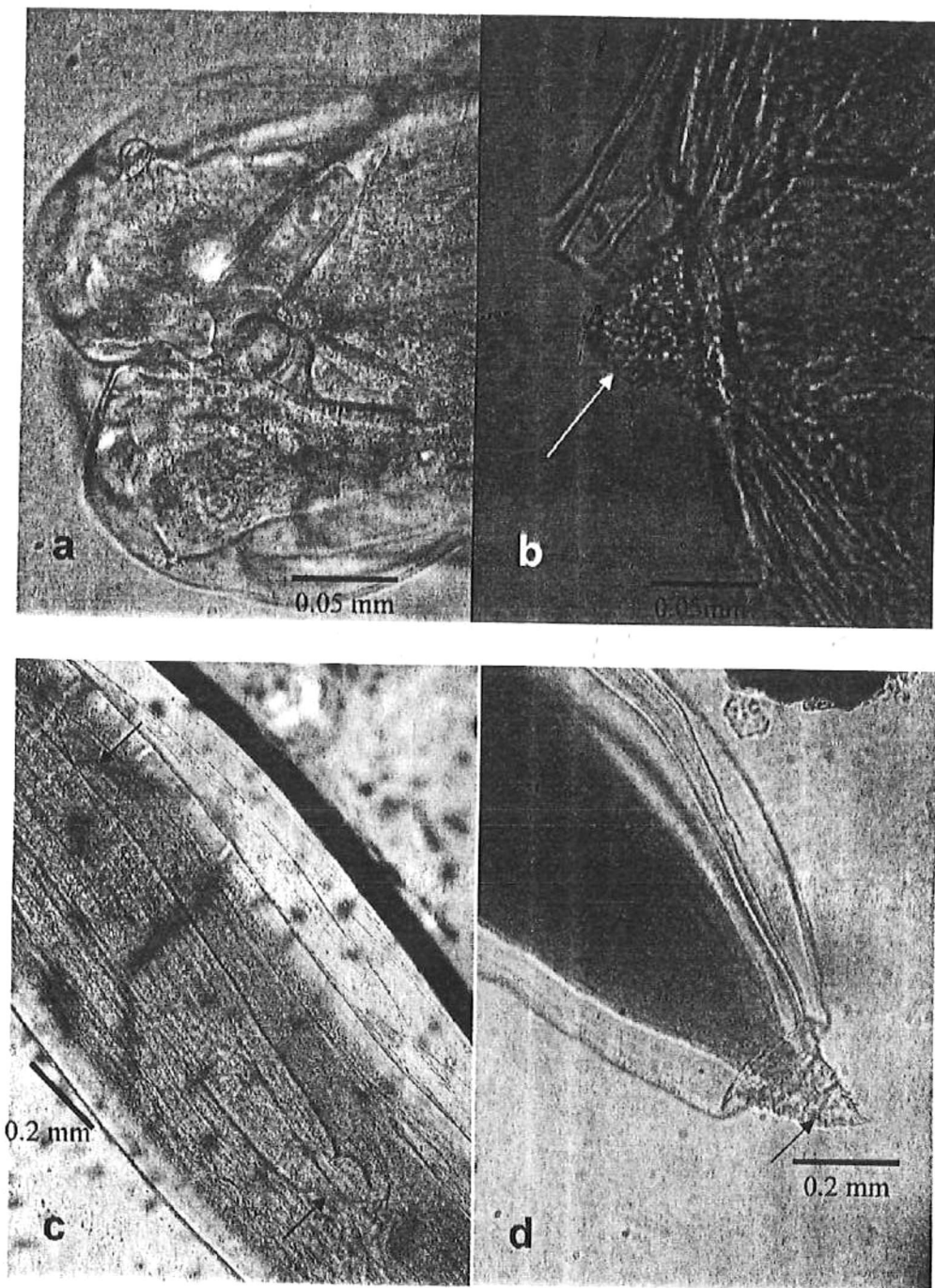


Figura 50. *Hysterothylacium* sp. a) región bucal, labios bien desarrollados b). región caudal (tipo A), c). Ventriculo, d). región caudal (tipo B).

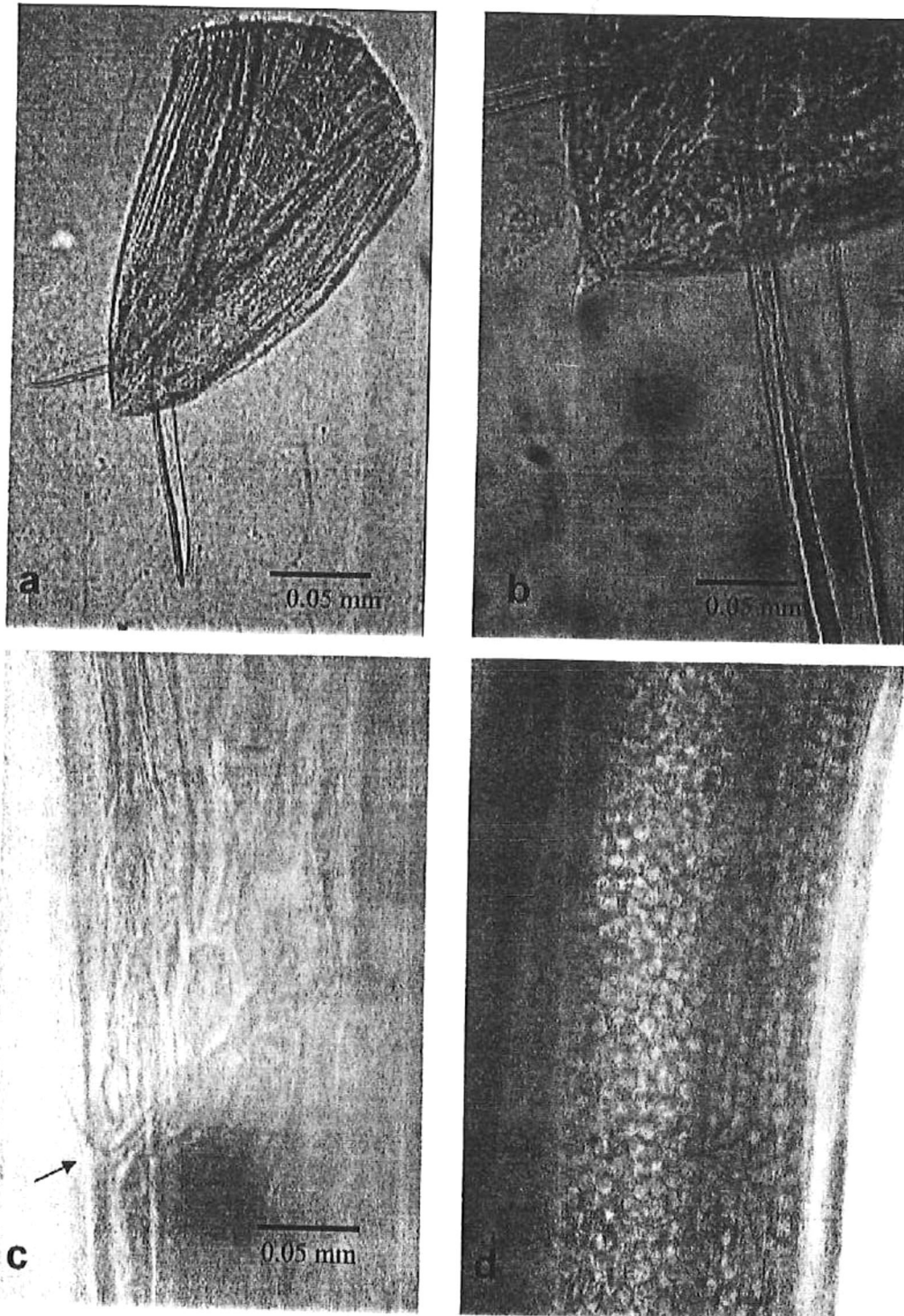


Figura 51. *Hysterothylacium* sp. a) espículas de macho, b) espículas mayor aumento, c) aparato reproductor de hembra, d) huevos.

6. 3 .6. Clasificación para *Hatschekia* sp. Meserve (1938); Poche (1902).

CLASE: Maxillopoda

SUBPHYLUM: Crustacea

CLASE: Maxillopoda

SUBCLASE: Copepoda

ORDEN: Siphonostomatoida

FAMILIA: Hatschekiidae

GÉNERO: *Hatschekia* Poche, 1902

6. 3. 6. 1. Descripción morfológica.

La presente redesccripción se basó en once ejemplares recolectados de las branquias de *C. princeps*. El método para describir a estos organismos ha sido dividir el ancho de la cabeza entre la longitud de la cabeza, longitud del tronco y ancho del tronco, asumiendo que las medidas están sujetas a la menor variación (Hewitt, 1968).

Copépodo ectoparásito, reportado en su mayoría para peces demersales con una longitud (de 1.58 mm a 1.92 mm), (Fig. 52a, 54a). Cefalotórax subovalado, longitud $\frac{2}{3}$ de lo ancho (0.32 mm-0.39 mm x 0.48 mm-0.54 mm), el margen anterior un menos curvado que el posterior; el dorso del cefalotórax con una marca subrectangular, $\frac{1}{2}$ de la longitud del cefalotórax, tan ancho como largo, margen posterior quebrado, dividido medialmente por una línea longitudinal (Fig. 53a, 54b). El cefalotórax separado del tronco por

un corto cuello el cual es $\frac{1}{2}$ de ancho como el cefalotórax (0.23 mm-0.28 mm).

El tronco consistió de un segundo, tercero y cuarto segmentos torácicos fusionados, y segmentos genitales; subrectangular, longitud $\frac{1}{3}$ lo ancho (0.93 mm-1.43 mm x 0.39 mm-0.58 mm), ángulos anteriores y posteriores redondeados, margen posterior sublineal o ligeramente cóncavo. El abdomen es subovalado, longitud $\frac{3}{5}$ lo ancho (0.063-0.073 mm x 0.112-0.132 mm), separado del tronco por un cuello corto, $\frac{5}{6}$ lo ancho del abdomen; lámina caudal llevada lateralmente en el margen posterior. (Fig. 54g). Lo ancho de la lámina caudal es de $\frac{3}{5}$ la longitud, distalmente redondeado, con tres setas en la mitad distal del margen exterior, una seta aplanada y otra distalmente, y las demás setas son proximales a estas dos. La hilera de huevos midió 1.23 mm-1.53 mm de longitud, son uniseriados excepto en aquellos especímenes que el saco ovífero es más corto y en aquellos en que el saco de huevos está menos alineado (Fig. 53), tiene de 14 a 17 huevos por hilera.

Primer antena de 5 segmentos, ancho primer segmento $\frac{1}{3}$ la longitud, estrechándose a $\frac{1}{2}$ esta anchura distalmente, con una seta en el margen exterior. Anchura del segundo segmento $\frac{1}{2}$ la longitud, con 4 setas en el margen externo. Ancho del tercer segmento $\frac{2}{3}$ la longitud, con una seta larga en cada margen interno y externo. Anchura del cuarto segmento $\frac{2}{3}$ la longitud, con una seta larga en el margen externo cerca de la base. Ancho

del segmento distal $\frac{2}{5}$ la longitud, distalmente redondeado, con 4 setas largas y 4 pequeñas en el margen distal. Segunda antena es subquelada, de 2 segmentos, surgiendo desde una base grande, ancho del primer segmento $\frac{2}{3}$ la longitud, estrechándose hasta $\frac{2}{5}$ su anchura distalmente, redondeado. Ancho del segundo segmento basal $\frac{1}{5}$ la longitud, estrechándose gradualmente hasta un punto distalmente, segmento afiladamente curvado.

Palpo mandibular, este consiste de un proceso en forma de seta en una prominencia redondeada, con una nueva seta de tamaño equivalente a una base irregularmente formada, dos setas más pequeñas surgiendo también de esta parte basal irregularmente formada. Maxila de dos segmentos, segundo segmento un poco más largo que el primero, ancho del primer segmento $\frac{1}{4}$ de la longitud, estrechándose distalmente ligeramente, margen distal redondeado; ancho del segundo segmento $\frac{1}{10}$ la longitud, distal $\frac{1}{4}$ un proceso algo estrechado, aparentemente dividido transversalmente $\frac{2}{5}$ la distancia desde su base, porción distal estrechándose hasta un punto distalmente afilado, con una nueva ramificación $\frac{1}{3}$ de su longitud, surgiendo $\frac{1}{3}$ de la distancia de la base, terminando también en un punto afilado.

Primer pereopodo birrameoso, cada ramificación de dos segmentos, basipodio subrectangular, longitud $\frac{3}{4}$ la anchura, con una seta larga cerca del ángulo proximal exterior del exopodito y otras cerca de el ángulo proximal interior del endopodito. Primer segmento del exopodito $\frac{2}{3}$ la

longitud del basipodio, subrectangular, ancho $\frac{1}{2}$ la longitud, ligeramente curvado, con una seta en el ángulo distal exterior. Segundo segmento del exopodito subovalado, margen proximal sublineal, ancho $\frac{2}{3}$ la longitud, con 3 setas en el margen distal y 2 en el margen interno. Primer segmento del endopodito subrectangular, tan ancho como largo. Segundo segmento subrectangular, ancho $\frac{2}{3}$ la longitud, a ángulos distales algo redondeados, con tres setas en el margen distal una pequeña seta en el margen exterior y dos pequeñas setas en el margen interior.

Segundo pereopodo birrameoso, cada rama de dos segmentos, ancho del basipodio $\frac{1}{2}$ la longitud, con una seta larga en el ángulo distal redondeado externo. Primer segmento del exopodito subrectangular, ancho $\frac{2}{3}$ la longitud, ángulo distal externo inflamado hasta constituir $\frac{1}{4}$ de la longitud del segmento, con una seta larga, medial $\frac{1}{3}$ del margen exterior, con una pequeña pestaña. Ancho del segundo segmento del exopodito $\frac{1}{2}$ la longitud, redondeado distalmente, con 3 setas largas en el margen distal y dos setas cortas en el margen interior. Exopodito mucho más corto que el endopodito, primer segmento subrectangular, distintivamente separado del segundo segmento, tan ancho como largo. Segundo segmento $\frac{1}{3}$ más largo que el primero, anchura $\frac{3}{4}$ la longitud, distalmente redondeado, con 3 setas largas en el margen distal.

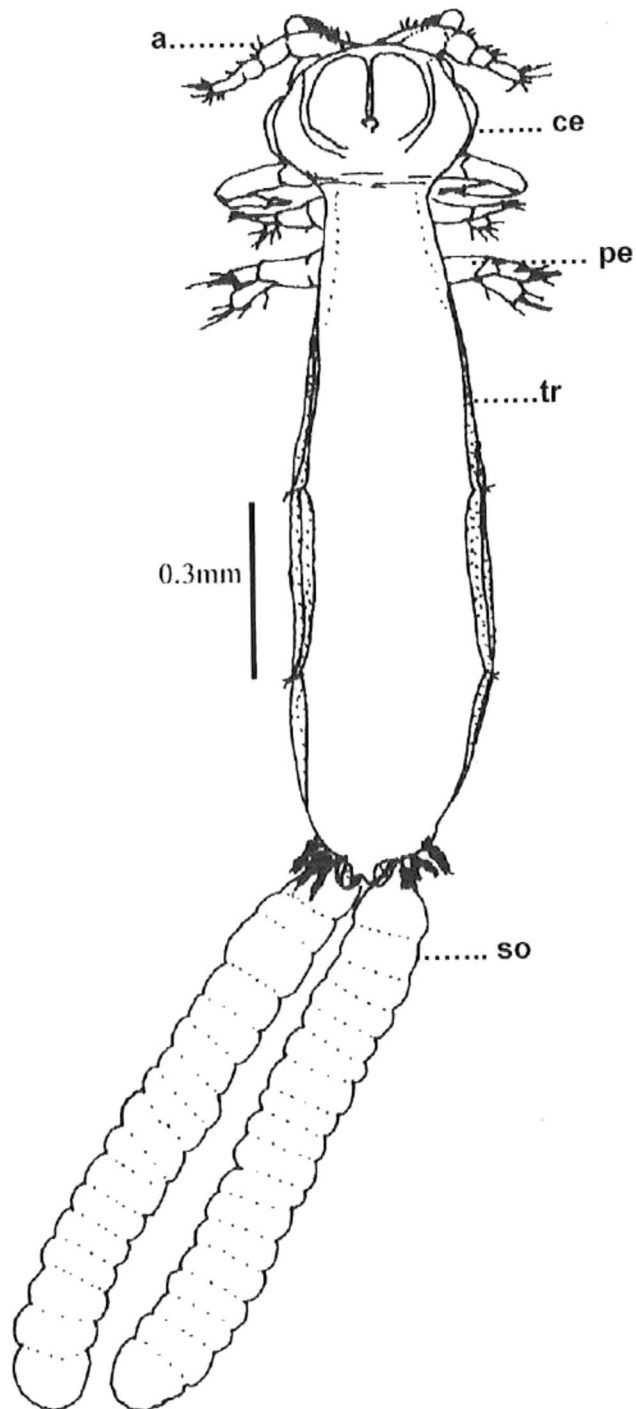


Figura 52. *Hastchekia* sp. A) estructura del organismo completo, vista dorsal de una hembra. a, antena; ce, cefalotórax; pe, pereópodos; tr, tronco; so, sacos ovígeros,

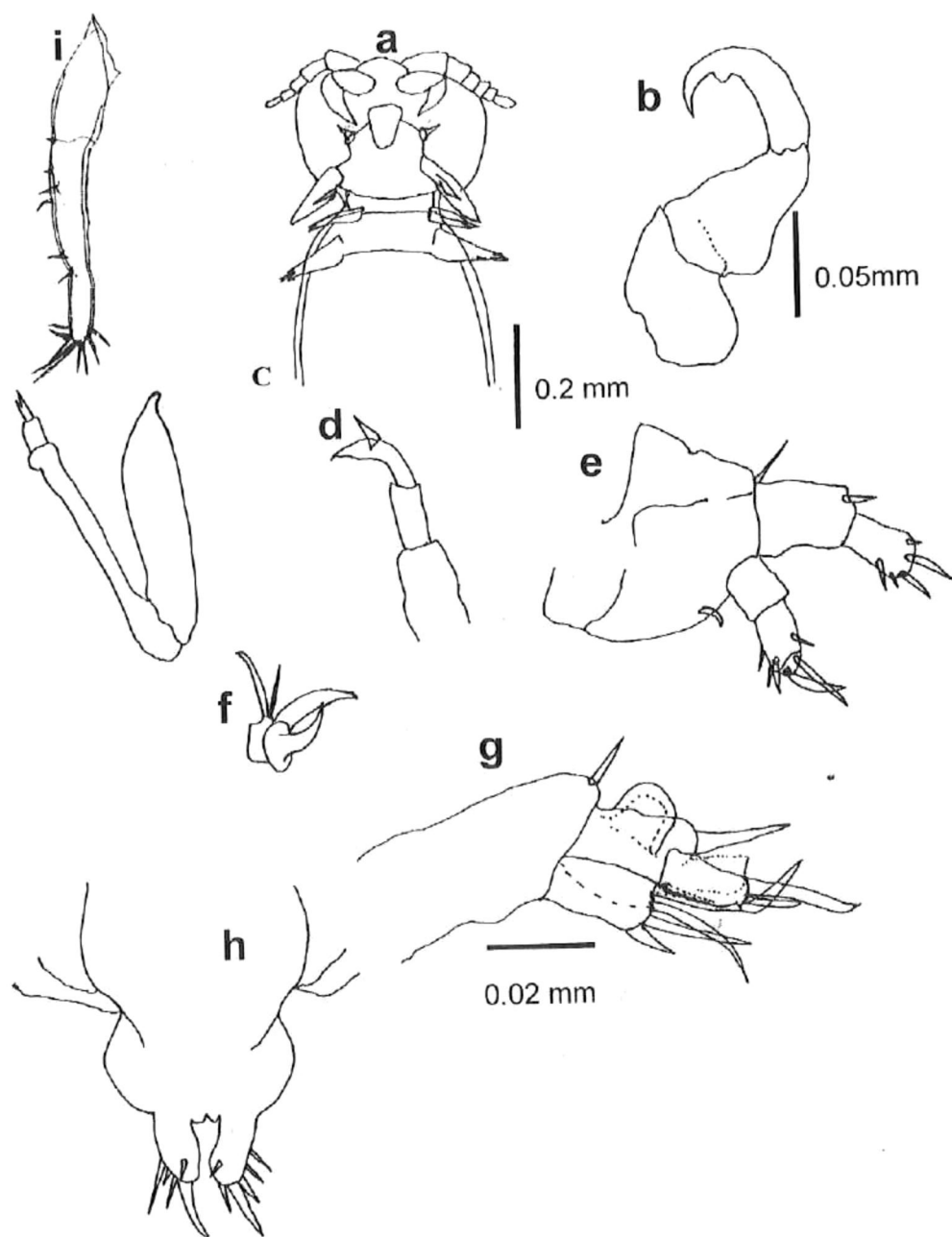


Figura 53. *Hastchekia* sp. a) vista ventral anterior, b) segunda antena, c) maxila, d) espina de la maxila, e) segundo pereopodo, f) mandíbula, g) lamina y abdomen caudal, h) segunda maxila ventrolateral, i) primera antena.

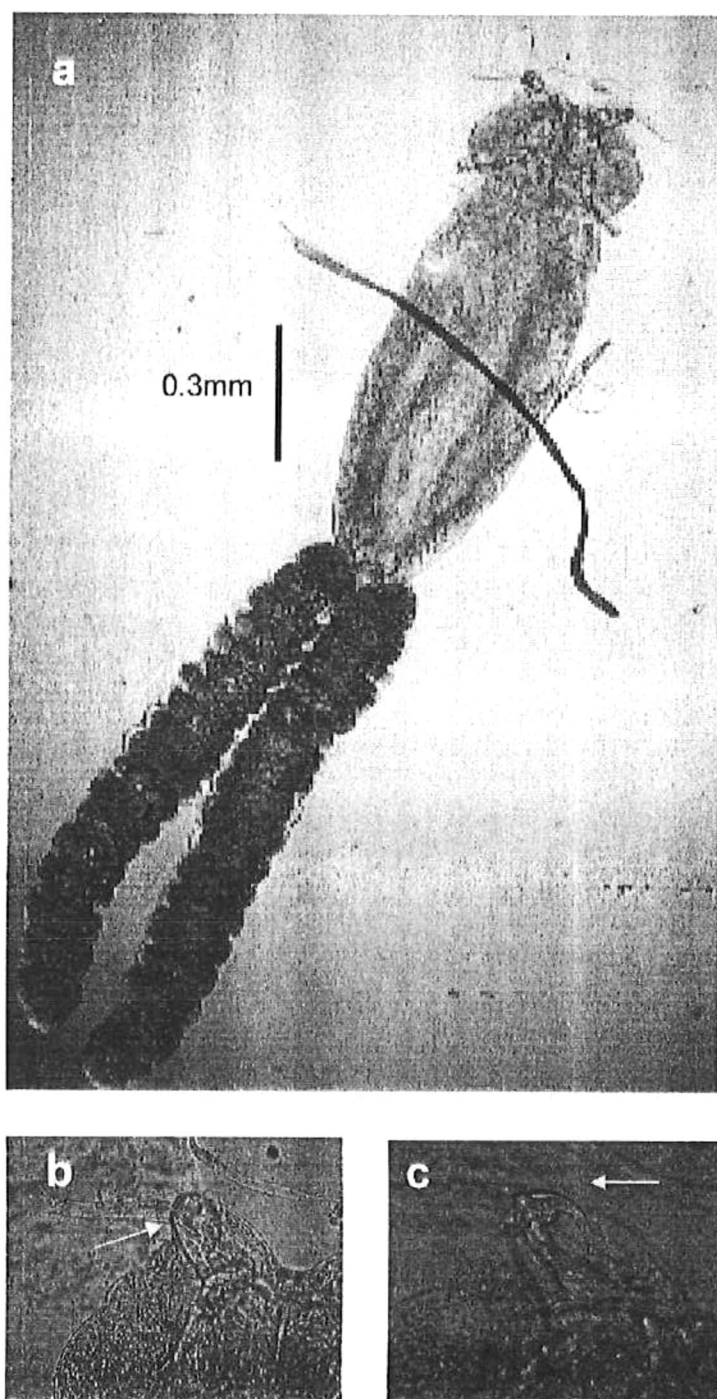


Figura 54. *Hastchekia* sp. a) Imagen del organismo completo, vista dorsal de una hembra, b) primera antena, c) segunda antena.

6. 4. Caracterización de los niveles de infección causados por los macroparásitos encontrados en *S. miniatus* y *C. princeps*.

6. 4. 1. Niveles de infección y órganos parasitados en *S. miniatus*.

Todos los peces revisados de *S. miniatus* (n = 210) presentaron al menos una especie de macroparásito de las 12 identificadas (Tabla 4). Se presentaron prevalencias altas (Tabla 4) del nemátodo *Anisakis* sp. (98.0 %), del monogeneo *M. sebastis* (97.0 %) y del nemátodo *Hysterothylacium* sp. (74.9 %); *Bothriocephalus* sp. presentó la máxima abundancia promedio (73.3 ind/huésped $\pm$ 1865.1 DE), la mayor intensidad promedio (425.1) y el mayor intervalo de intensidad (1-676). Los mínimos valores se presentaron en *Pseudoterranova* sp. (Tabla 4). *Anisakis* sp. se ubicó en mesenterio, *M. sebastis* en branquias, *Hysterothylacium* sp. en el mayor número de órganos (mesenterio, estómago, intestino y ciegos intestinales), *Bothriocephalus* sp. en estómago, intestino y ciegos intestinales, y *Pseudoterranova* sp. en mesenterio, intestino y ciegos intestinales (Tabla 4).

Once de las doce especies de parásitos identificados presentaron prevalencias mayores al 10% y son representativas de la comunidad (especies principales); mientras que *Pseudoterranova* sp. con prevalencia menor al 10% es clasificada especie satélite o rara (Tabla 4). El cestodo *Bothriocephalus* sp. se presentó en grandes números, principalmente en los ciegos intestinales; el tracto digestivo (esófago, estómago, intestino, ciegos intestinales) fue el reservorio que presentó mayor diversidad de especies de parásitos con un total de siete de las 12 especies registradas (Tabla 4).

Tabla 4. Caracterización de las infecciones de *S. miniatus* (n= 210) en la costa de San Quintín, Ensenada, Baja California, México. A= Aletas B= Branquias, BE= Espinas branquiales, CI= Ciegos Intestinales, E= Estómago, I= Intestino, M= Mesenterio, P= Piel, V= Vesícula biliar.

Especie	%	Ab m	I p	II	Hábitat *
MONOGENEA					
<i>Microcotyle sebastis</i>	97.0	13.6 ± 294.4	74.76	1-64	B
<i>Benedenia derzhavini</i>	39.7	1.4 ± 23.4	1.45	1-12	B, P, A
DIGENEA					
<i>Fellidostomum sebastodis</i>	11.8	0.1 ± 3.7	0.30	1-2	V
<i>Parahemiurus merus</i>	17.2	0.3 ± 5.4	1.82	1-5	E, I
CESTODA					
<i>Bothriocephalus</i> sp.	31.5	73.3 ± 1865.1	425.11	1-676	E, I, CI
NEMATODA					
<i>Anisakis</i> sp.	98.0	19.4 ± 482.6	127.16	1-98	M
<i>Hysterothylacium</i> sp.	74.9	31.4 ± 982.0	99.58	1-579	M, E, I, CI
<i>Pseudoterranova</i> sp.	3.4	0.0 ± 1.6	0.10	1-2	M, I, CI
ACANTOCEFALA					
<i>Corynosoma strumosum</i>	39.7	5.5 ± 92.8	46.75	1-98	I, E, M
COPEPODA					
<i>Lepeoptheirus</i> sp.	18.2	0.3 ± 8.7	0.44	1-5	B
<i>Clavellostis sebastidis</i>	16.3	0.3 ± 10.4	8.57	1-5	BE
<i>Neobranchia scorpaenae</i>	15.3	0.3 ± 8.4	0.27	1-3	BE

6. 4. 2. Niveles de infección y órganos parasitados en *C. princeps*.

Un total de 89 de los 90 *C. princeps*, individuos presentaron al menos una especie de las seis macroparásitos identificadas. Los nemátodos *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp. presentaron las máximas prevalencias (91.1 y 84.4 %, respectivamente) (Tabla 5). La abundancia media más alta es para *Anisakis* sp. (16.2 ind/huésped $\pm$ 229.2 DE), *B. plicatum* la intensidad promedio más alta (20.2), e *Hysterothylacium* sp. el mayor intervalo de intensidad (1-51) encontrado en mesenterio, estómago, intestino y ciegos intestinales. El monogeneo *C. caulolatil* mostró los mas bajos descriptores.

Tabla 5. Caracterización de las infecciones de *C. princeps* (n= 90) en la costa de San Quintín, Ensenada, B. C., México. B= Branquias, CI= Ciegos Intestinales, E= Estómago, I= Intestino, M= Mesenterio.

Especie	%	Ab m	I p	II	Hábitat *
MONOGENEA					
<i>Choricotyle caulolatil</i>	13.3	0.1 $\pm$ 2.79	0.58	1-3	B
DIGENEA					
<i>Bianium plicatum</i>	66.1	12.4 $\pm$ 181.73	20.24	1-11	I
<i>Choanodera caulaltili</i>	55.6	2.7 $\pm$ 35.10	7.48	1-14	I, E
NEMATODA					
<i>Anisakis</i> sp.	91.1	16.2 $\pm$ 229.2	17.83	1-39	M
<i>Hysterothylacium</i> sp.	84.4	9.4 $\pm$ 119.64	11.49	1-51	M, E, I, CI
COPEPODA					
<i>Hatschekia</i> sp.	55.6	0.1 $\pm$ 15.67	2.16	1-31	B

6. 4. 3. Prevalencia y abundancia media de parásitos en *S. miniatus*.

La mayoría (98 %) de los *S. miniatus* revisados se encontraron parasitados con larvas de *Anisakis sp.*, y presentaron prevalencias hasta el 100 % (agosto), y con una disminución en octubre (82 %) y diciembre 2005 (Fig. 55). El monogeneo *M. sebastis* presentó altas prevalencias con la mayor durante abril (100 %) y la menor en junio (88 %). El nemátodo *Hysterothylacium sp.* presentó prevalencias altas entre febrero (92 %) y junio (87 %), y un marcado decremento en agosto (28 %) y diciembre (32 %). El monogeneo *B. derzhavini* exhibió su mas alta prevalencia (66 %) durante febrero y disminuyó gradualmente hasta su mínimo en agosto (28 %), para seguir con un ligero incremento en octubre y diciembre (Fig. 55). El acantocéfalo *C. strumosum* presentó una prevalencia alta (75 %) durante agosto y prevalencias menores a 45 % (febrero) en los otros meses. El resto de las especies de parásitos presentaron prevalencias bajas (Fig. 55).

Para *S. miniatus*, la mayor abundancia media de parásitos en todos los meses fue presentada por *Bothriocephalus sp.* y sus abundancias incrementaron desde febrero hasta su valor máximo (225 individuos por hospedero) en agosto y luego disminuyó hasta un mínimo en diciembre (Fig. 56). El nemátodo *Hysterothylacium sp.* destacó en segundo lugar con su mayor abundancia media también en agosto (110 individuos por hospedero) y el mínimo en diciembre. Las demás especies de parásitos presentaron bajas abundancias medias (<25 individuos por hospedero) durante los meses de recolecta en 2005 (Fig. 56).

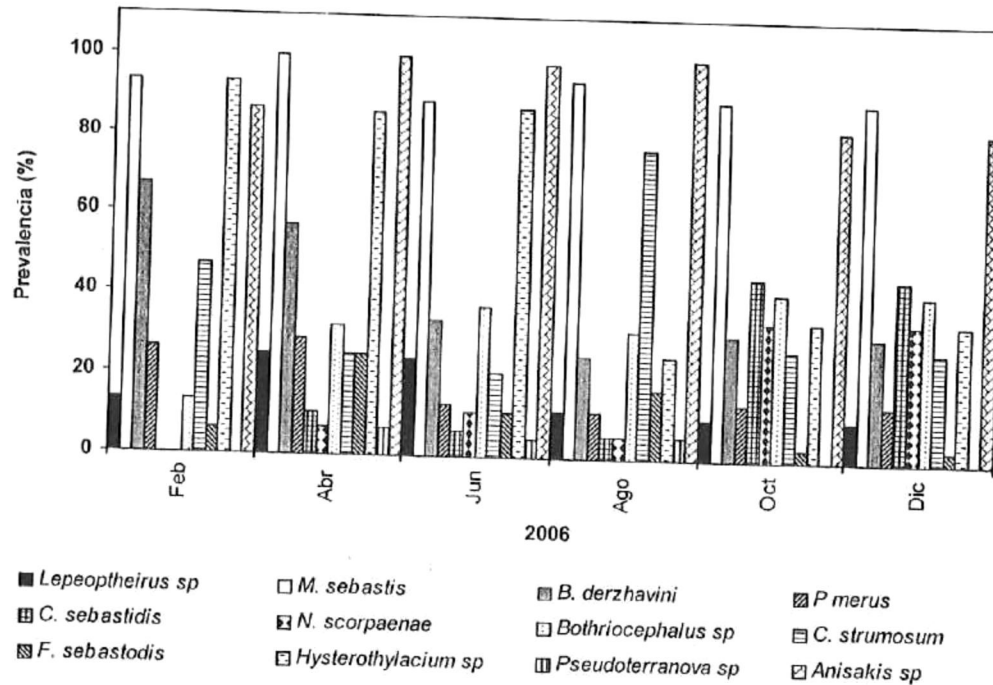


Figura 55. Prevalencia (%) de las especies de macroparásitos en *S. miniatus* capturados en la costa de San Quintín, Baja California.

La abundancia promedio de todos los parásitos recolectados en *S. miniatus* presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) con respecto al tiempo (KW, $H = 11.2068$, $p = 0.048$). Seis de las 12 especies de parásitos presentaron cambios en las abundancias promedio con el tiempo: *M. sebastis* (KW, $p = 0.000$), *B. derzhavini* (KW, $p = 0.035$), *P. merus* (KW, $p = 0.000$), *C. sebastidis* (KW, $p = 0.002$), *C. strumosum* (KW, $p = 0.000$), y *Anisakis* sp. (KW, $p = 0.001$).

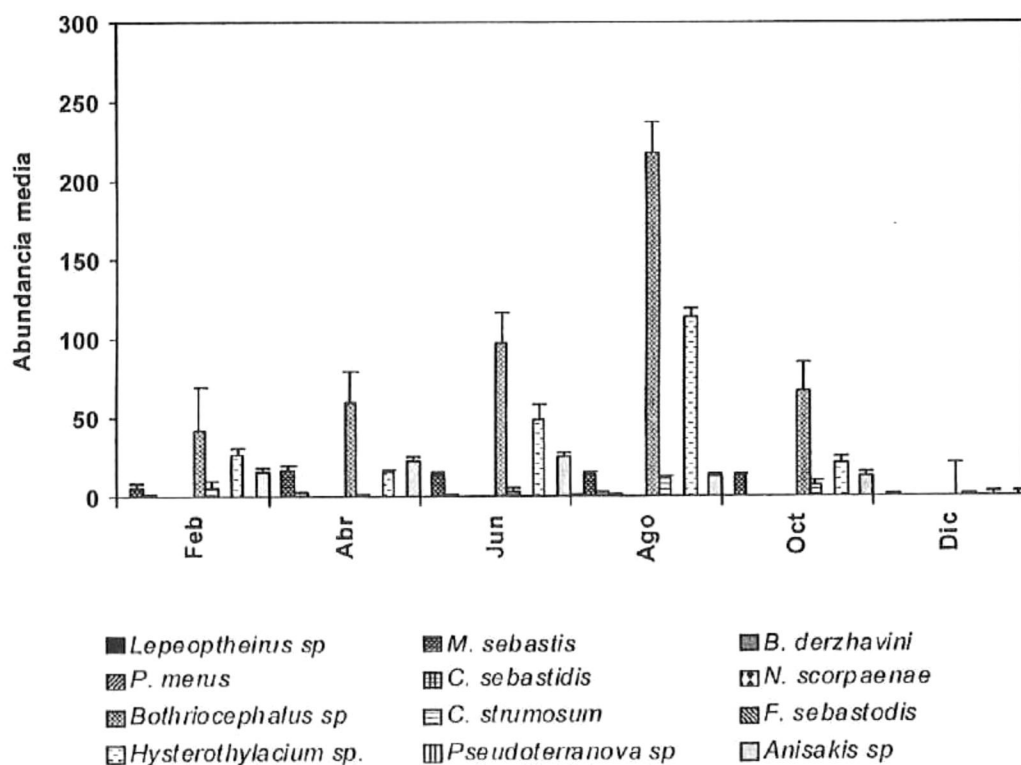


Figura 56. Abundancia media (individuos por huesped $\pm$ SE: Error estandar) de las especies de macroparásitos en *S. miniatus* capturados en la costa de San Quintín, Baja California, Número de hospederos revisados $n=210$.

6. 4. 4. Prevalencia y abundancia media de parásitos en *C. princeps*.

Para *C. princeps*, ninguna de las seis especies de los macroparásitos registrados presentaron una prevalencia mayor al 10%; los nemátodos *Anisakis sp.* e *Hysterothylacium sp.* presentaron prevalencias sin mayores cambios de febrero a octubre (10%), y con la única prevalencia menor durante diciembre (< 68%) para ambas especies (Fig. 57). El copépodo *Hatschekia sp.* presentó sus prevalencias mas altas (8-10%) de febrero a

junio y las mas bajas (4-6%) entre agosto y diciembre. El digeneo *Bianium plicatum* presentó su máxima prevalencia (10%) en febrero, y su mínima en abril (3.5%), y con prevalencias altas y bajas consecutivas de febrero a diciembre. El monogeneo *C. caulolatilae* estuvo ausente en febrero y su más alta prevalencia (10%) se presentó en abril y en el resto de los meses con prevalencias menores a 1% (Fig. 57).

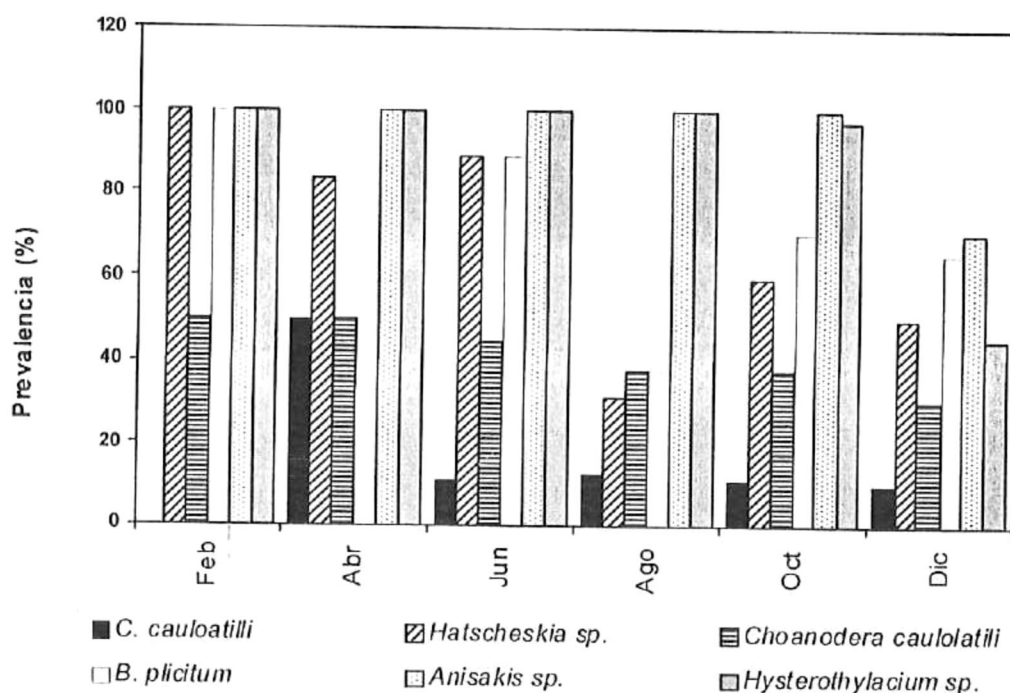


Figura 57. Prevalencia (%) de las especies de macroparásitos en *C. princeps* capturados en la costa de San Quintín, Baja California.

Con respecto a la abundancia media de macroparásitos, *Hysterothylacium sp.* presentó las mayores abundancias medias mensuales con el máximo en junio (25 ind/huésped) y excepto en febrero donde presentó la mínima abundancia media (7.5 ind/huésped) mensual (Fig. 58).

El nemátodo *Anisakis* sp. presentó su máxima abundancia media en abril (17 ind/huésped) seguida de junio, agosto y octubre (16, 13, y 14 ind/huésped, respectivamente), y las mínimas en febrero y diciembre (4 y 5 ind/huésped, respectivamente). El copépodo *Hatschekia* sp. presentó su máxima abundancia media en junio (15 ind/huésped) y en los siguientes meses disminuyó gradualmente hasta el mínimo en diciembre (5 ind/huésped); el resto de las especies presentaron bajas abundancias medias (Fig. 58).

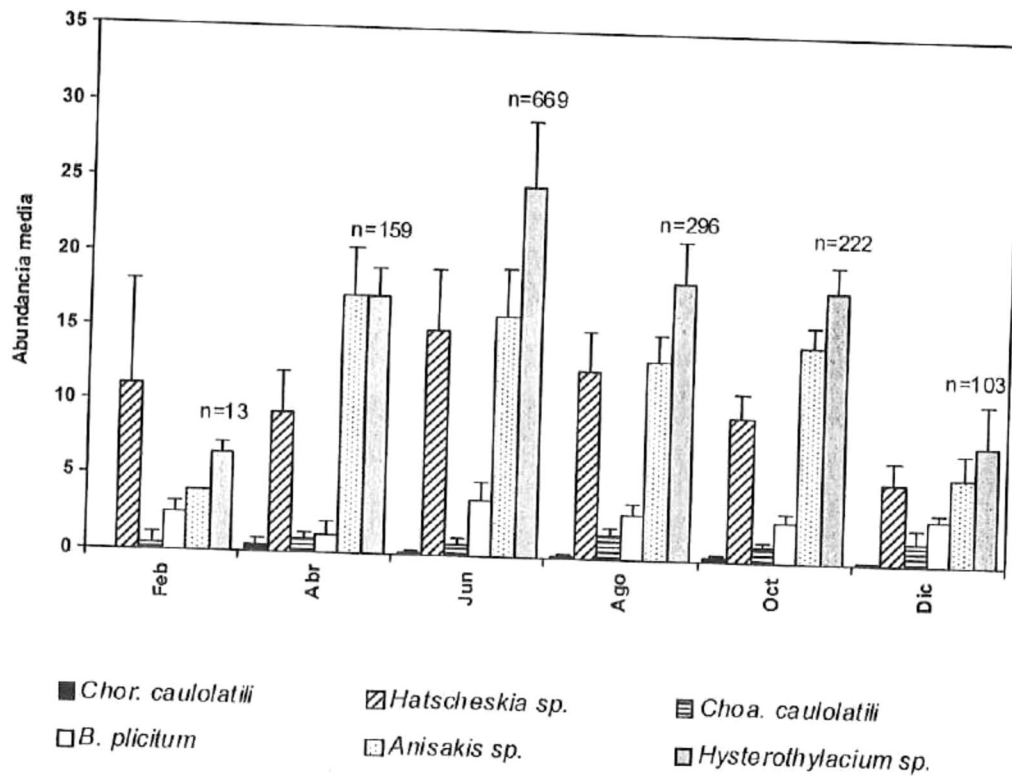


Figura 58. Abundancia media (individuos por huésped $\pm$ SE: Error estandar) de las especies de macroparásitos en *C. princeps* capturados en la costa de San Quintín, Baja California, Número de hospederos revisados $n = 90$.

La abundancia promedio de todos los parásitos del *C. princeps* presentó diferencias con el tiempo (KW, $H = 22.7960$, $p = 0.000$). Con respecto a las especies de parásitos, tanto *Hysterothylacium* sp. (KW, $H = 20.7755$, $p = 0.000$) como *Anisakis* sp. (KW, $H = 21.5366$, $p = 0.000$) presentaron cambios en los promedios de abundancia con el tiempo.

6. 4. 5. Importancia de las especies de parásitos en *S. miniatus*.

Para el rocot rojo, la correlación por rangos de Spearman presentó un valor positivo y significativo entre la prevalencia y la abundancia promedio de las especies ($r = 0.839$, $p = 0.000$), lo que indica que las especies que presentan valores de prevalencia altos también son las más abundantes. La distribución de prevalencias de las especies de parásitos que hospedó *S. miniatus*, presentó dos modas (Fig. 59) lo cual es planteado por Hanski (1982) para clasificar a las especies en principales, secundarias y satélites.

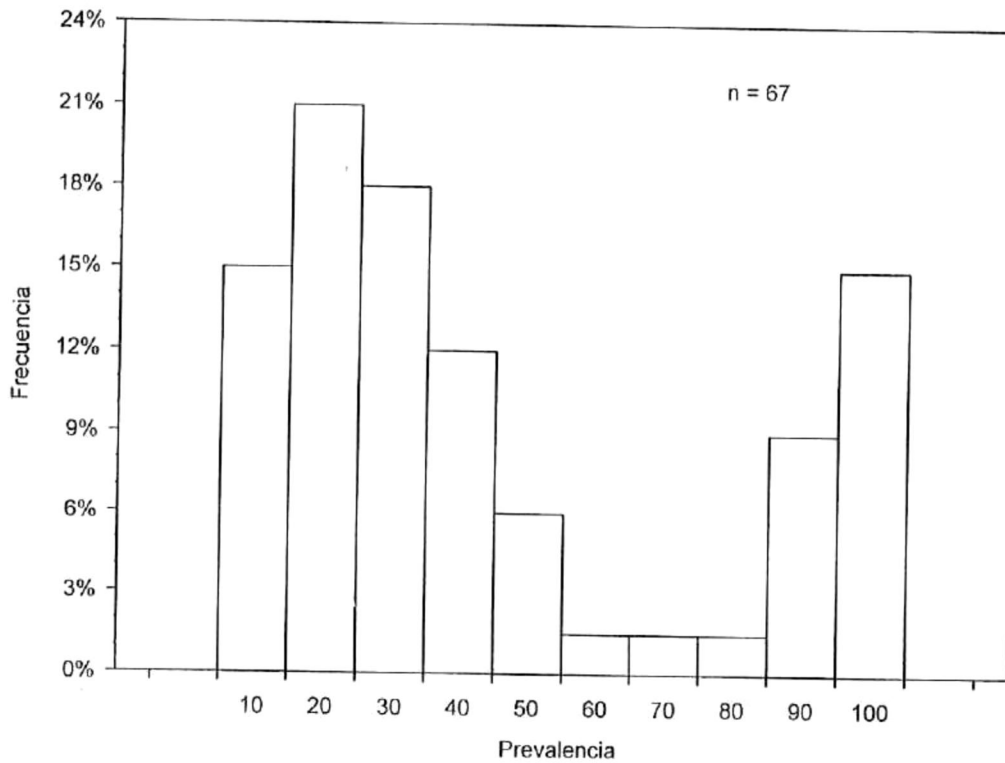


Figura 59. Distribución de la prevalencia (%) de las especies de parásitos en *S. miniatus* capturados en la costa de San Quintín, B.C.

Las especies mas importantes que integran la estructura de las comunidades fueron *M. sebastis*, *Hysterothylacium* sp. y *Anisakis* sp. las cuales son consideradas especies principales al presentar prevalencias mayores al 60%, mientras que *B. derzhavini*, *Bothriocephalus* sp. y *C. strumosum* fueron especies secundarias por presentar prevalencias mayores de 20% y menores de 60%, y el resto de las especies son consideradas satélites o raras por sus prevalencias menores de 20% (Fig. 60).

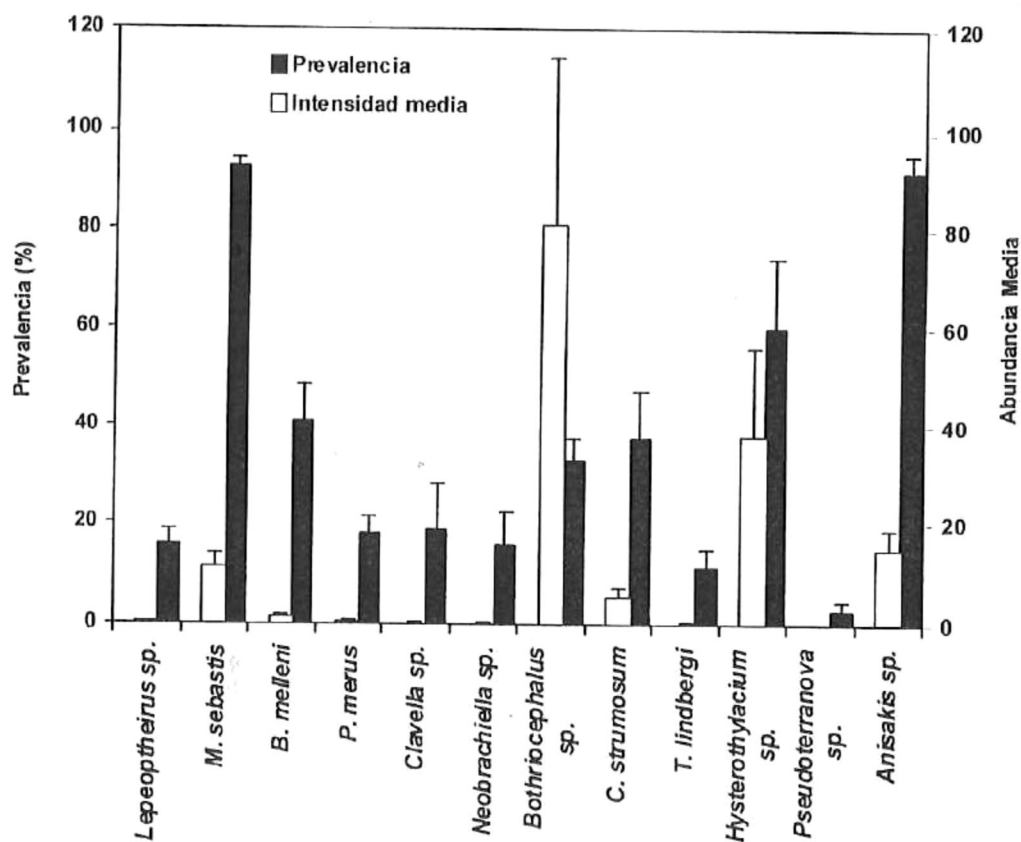


Figura 60. Prevalencia (%) y abundancia promedio (individuos por hospedero) de las especies de macroparásitos en *S. miniatus* capturados en la costa de San Quintín, Baja California. Numero de hospederos revisados $n=210$.

6. 4. 6. Importancia de las especies de parásitos en *C. princeps*.

Las especies *Hatschekia sp.*, *B. plicatum*, *Hysterothylacium sp.* y *Anisakis sp.* presentaron prevalencias mayores de 60% y son consideradas las especies principales, mientras que *C. caulolatilii* es una especie secundaria (41.6%) y la única con prevalencia baja fue *C. caulolatilii* (15.7%) considerada como especie satélite (Fig. 61).

Para el pez blanco, la correlación no paramétrica de Spearman presentó un valor positivo significativo entre la prevalencia y la abundancia promedio de las especies ($r = 0.943$, $p = 0.005$). Las frecuencias de las prevalencias de las especies de parásitos que hospedó *C. princeps*, tuvieron una distribución bimodal (Fig. 62), lo cual de acuerdo a lo planteado por Hanski (1982) permitió clasificar a las especies en principales, secundarias y satélites (Fig. 62).

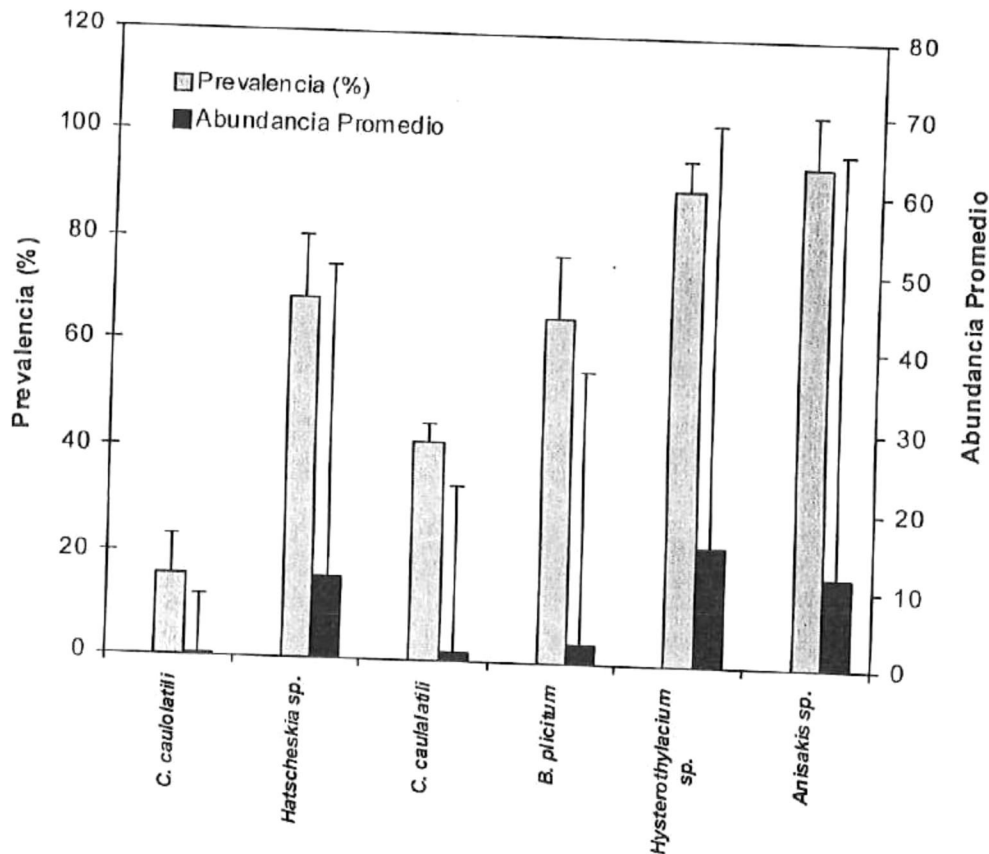


Figura 61. Prevalencia (%) y abundancia promedio (individuos por hospedero) de las especies de macroparásitos en *C. princeps* capturados en la costa de San Quintín, Baja California. Número de hospederos revisados $n=90$.

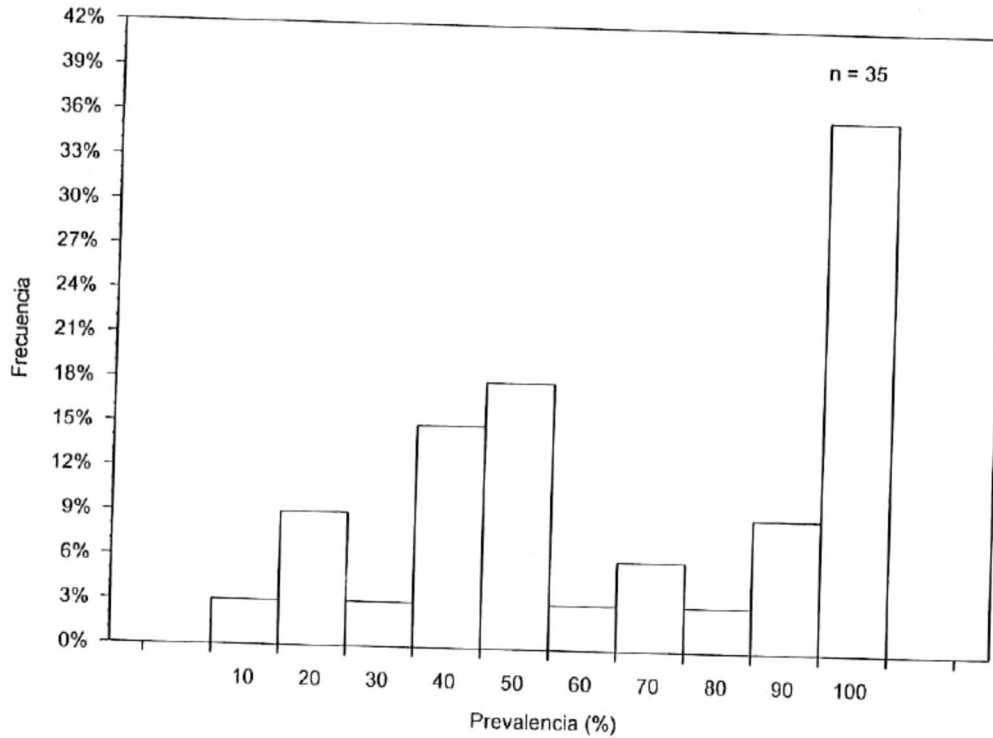


Figura 62. Distribución de la prevalencia (%) de las especies de parásitos en *C. princeps* capturados en la costa de San Quintín, B.C.

6. 5. Análisis de la comunidad

Los descriptores representan a las poblaciones de parásitos registrados en cada pez. Los individuos de *S. miniatus* presentaron una riqueza específica desde una especie de parásito y un máximo de ocho especies; *C. princeps* presentó un individuo sin parásitos y hasta un máximo de seis especies. El promedio de riqueza específica para *S. miniatus* fue 2.86 especies por huésped (± 0.15 DE), y de 2.31 (± 0.38 DE) para *C. princeps* (Tabla 6).

Tabla 6. Parámetros ecológicos para las infracomunidades de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* recolectados en San Quintín, B. C., México. ($\pm$ DE = Desviación Estándar).

Parámetros	<i>S. miniatus</i>	<i>C. princeps</i>
Tamaño de muestra	210	90
Riqueza específica (intervalo)	8 (1-8)	6 (2-6)
Riqueza específica Promedio ($\pm$ DE)	2.86 ± 0.15	2.31 ± 0.38
Abundancia promedio	132.21 ± 34.31	39.59 ± 12.28
Diversidad de Shannon	1.39 ± 0.057	1.13 ± 0.15
Equidad de Pielou	0.61 ± 0.06	0.63 ± 0.11
Dominancia de Simpson	0.32 ± 0.02	0.14 ± 0.13
Especie Dominante	<i>Anisakis</i> sp. (67.74%)	<i>Anisakis</i> sp. (86.61%)
% Infracomunidades con 1 especie	0.98 %	0 %
% Infracomunidades no parasitadas	0 %	1.1 %
Coeficiente de Similitud de Jaccard	0.17	
Especies compartidas	2	

Para *S. miniatus*, la distribución de la riqueza específica promedio con respecto al tiempo presentó una ligera variación con su máximo en abril (3.1 especies por huésped) y su mínimo (2.6 especies/huésped) en junio (Fig. 63). La riqueza específica para *C. princeps* presentó su promedio máximo en febrero (2.95 especies/huésped) y disminuyó gradualmente hasta su mínimo (1.85 especies/huésped) en octubre (Fig. 63).

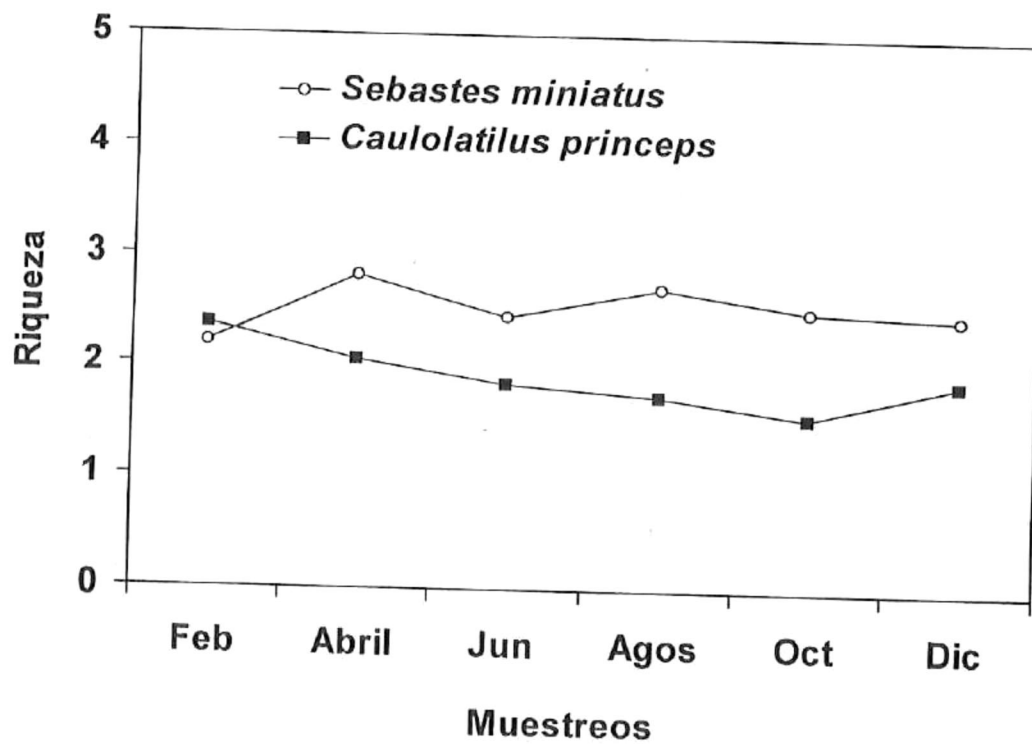


Figura 63. Promedio de Riqueza específica con respecto al tiempo, para las infracomunidades de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* recolectados en San Quintín, B.C.

Para todo el estudio, la diversidad o equidad de especies (Índice de Shannon) de parásitos con respecto al tiempo fue mayor en *S. miniatus* ($H' = 1.39 \pm 0.06$ DE) que para *C. princeps* ($H' = 1.13 \pm 0.15$ DE). La distribución

de la diversidad (H') con los meses presentó un patrón similar en ambos huéspedes (Fig. 8), con la máxima diversidad en febrero (*S. miniatus* $H' = 1.47$, *C. princeps* $H' = 1.32$), disminuyó hasta junio ($H' = 1.30$, $H' = 0.96$, respectivamente), y posteriormente aumentó gradualmente hasta diciembre ($H' = 1.43$, $H' = 1.17$, respectivamente) (Fig. 64).

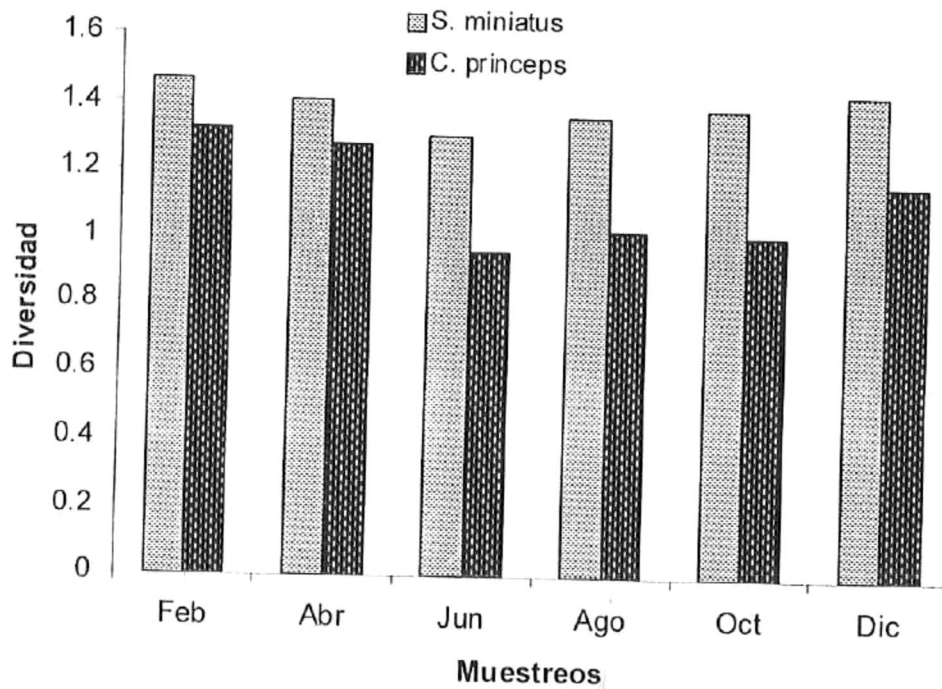


Figura 64. Índice de diversidad de Shannon con respecto al tiempo, para las infracomunidades de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* recolectados en San Quintín, B.C.

El índice de Dominancia de Simpson para todo el estudio fue mayor en *S. miniatus* ($\lambda = 0.32 \pm 0.02$ DE) que en *C. princeps* ($\lambda = 0.14 \pm 0.13$ DE). Con respecto al tiempo, la dominancia (λ) no tuvo mayor variación en *S. miniatus* presentando su valor mínimo en febrero ($\lambda = 0.28$) y su máximo en

octubre ($\lambda = 0.34$), mientras que *C. princeps* presentó dos máximos en febrero ($\lambda = 0.31$) y abril ($\lambda = 0.32$), para disminuir drásticamente en junio ($\lambda = 0.06$) y mantenerse con valores bajos el resto de los meses hasta su mínimo ($\lambda = 0.04$) en octubre (Fig. 65). La similitud de Jaccard entre ambos hospederos y para los meses, presentó valores bajos y cambios pequeños con su máximo en febrero ($I_j = 0.17$) y con la misma similitud mínima ($I_j = 0.06$) en junio y agosto.

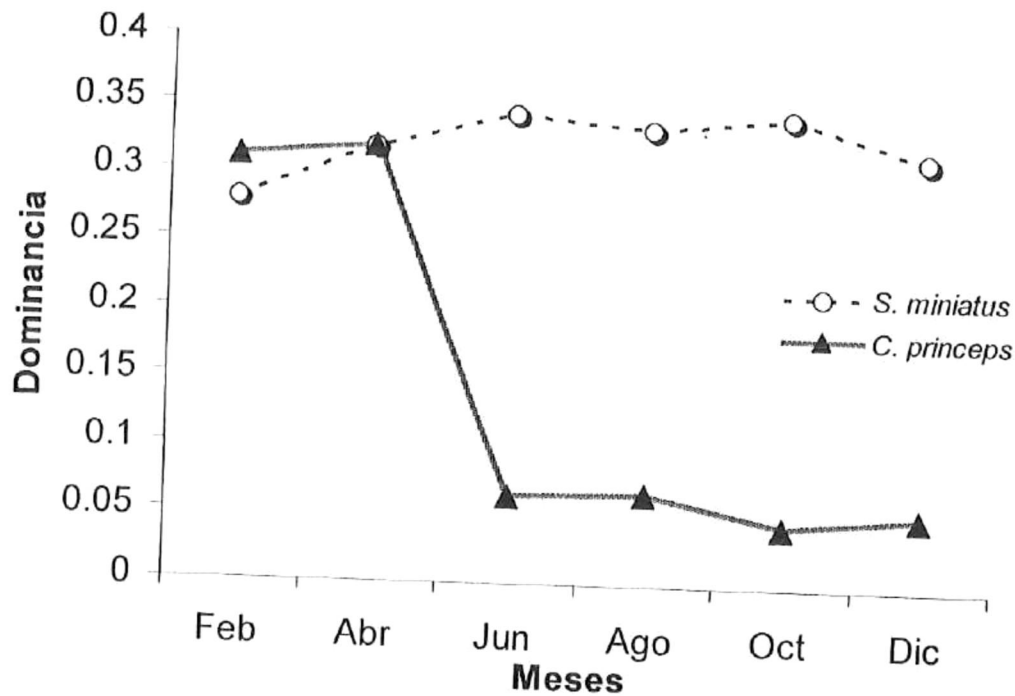


Figura 65. Índice de dominancia de Simpson con respecto al tiempo, para las infracomunidades de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* recolectados en San Quintín, B.C.

6.6. Análisis de la comunidad de parásitos en *S. miniatus* y *C. princeps*.

Al considerar todos los individuos de las especies de parásitos identificadas en ambos huéspedes, en *S. miniatus* y *C. princeps* se encontró una riqueza específica de 12 y seis especies de parásitos, respectivamente; dos especies de parásitos fueron compartidas por ambos hospederos, *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp (Tabla 7). Entre ambas comunidades se identificaron 18 especies de parásitos diferentes.

La Diversidad (índice de Shannon) de especies de parásitos fue mayor en *S. miniatus* ($H' = 1.39 \pm 0.06$ DE) que en *C. princeps* ($H' = 1.13 \pm 0.15$ DE). La dominancia (d) por el índice de Berger-Parker fue mayor en *S. miniatus* ($d = 0.49 \pm 0.04$ DE) que en *C. princeps* ($d = 0.39 \pm 0.04$ DE); las especies dominantes fueron *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp. en *S. miniatus* y *C. princeps*, respectivamente (Tabla 7).

El Índice de similitud de Jaccard (I_j) entre *S. miniatus* y *C. princeps* para todo el estudio presentó un valor bajo ($I_j = 0.12$) derivado de solo dos especies de parásitos compartidas entre ambos hospederos.

Tabla 7. Análisis del componente de comunidad de las especies de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* en la costa adyacente de San Quintín B. C., México.

	<i>S. miniatus</i>	<i>C. princeps</i>
Peces analizados	213	90
Peces parasitados	213	90
No. de especie	12	6
Índice Diversidad Shannon-Weiner (H')	1.39 ± 0.06 DE	1.13 ± 0.15 DE
Índice de Dominancia de Berger-Parker	0.49 ± 0.04 DE	0.39 ± 0.04 DE
Especie dominante	<i>Anisakis</i> sp.	<i>Hysterothylacium</i> sp.
Coefficiente de Similitud de Jaccard	0.12	
Especies compartidas	<i>Anisakis</i> sp. e <i>Hysterothylacium</i> sp.	

6. 7. Captura y tallas del rocot rojo, *S. miniatus*.

Un total de 71 botes capturaron *S. miniatus* durante nuestras visitas a San Quintín. El menor número de botes con captura de esta especie se presentó en octubre y noviembre (cuatro botes), y el mayor número fueron nueve botes en abril (Tabla 8). Se registró un total de 1,026 rocots rojos en todos los meses. La captura mínima fue de un rocot rojo en un bote (enero, febrero agosto y septiembre) y hasta 47 individuos como captura máximo por un bote durante abril. La captura mensual mas baja de esta especie se registró durante noviembre en cuatro botes (23 rocots), y la más alta fue en

abril con 233 individuos por nueve botes, los cuales capturaron entre 16 a 47 individuos cada bote (Tabla 8).

Tabla 8. Números de rocots capturados, promedio mensual de captura por bote y por pescador de la pesca deportiva en San Quintín, B.C. México (SE: error estandar).

Mes	No. Botes	Total Peces	Min.	Max.	Cap/bote	SE	Pescadores	Cap/pescador	SE
Enero	5	55	1	33	11.0	5.8	12	4.6	1.4
Febrero	5	46	1	15	9.2	2.7	12	3.8	1.3
Marzo	5	106	12	27	21.2	2.8	10	10.6	1.4
Abril	9	233	16	47	25.9	2.7	23	10.1	1.7
Mayo	8	185	12	40	23.1	3.3	21	8.8	1.4
Junio	5	33	3	16	6.6	2.4	12	2.8	0.7
Julio	5	64	2	31	12.8	5.8	11	5.8	2.2
Agosto	8	80	1	28	10.0	3.9	17	4.7	1.8
Septiembre	7	55	1	18	7.9	2.5	15	3.7	1.3
Octubre	4	75	3	35	18.8	8.1	13	7.8	3.6
Noviembre	4	23	2	11	5.8	1.9	10	2.3	0.6
Diciembre	6	71	5	19	11.8	2.4	16	4.4	1.5
Total	71	1026	1	47	14.5	1.3	172	6.0	0.6

La captura promedio anual por bote fue 14.5 ± 1.3 SE (SE: error estándar) rocots rojos por bote (Tabla 8); el promedio mas alto fue calculado en abril (25.9 ± 2.7 SE rocots rojos/ bote), y el mas bajo (5.8 ± 1.9 SE rocots rojos/bote) para noviembre. La distribución de la captura promedio por bote durante el año presenta un gran incremento durante primavera (marzo-mayo) con el promedio mas alto durante abril; un segundo incremento se observó durante octubre, así como dos bajas capturas promedio en junio (6.6 ± 2.4 SE rocots/bote) y noviembre (5.8 ± 1.9 SE) (Fig. 66). La prueba de Kruskal-Wallis presentó diferencias en la captura promedio (rocots rojos/bote) entre los meses del año (KW, $H=27.719$, $p=0.0036$).

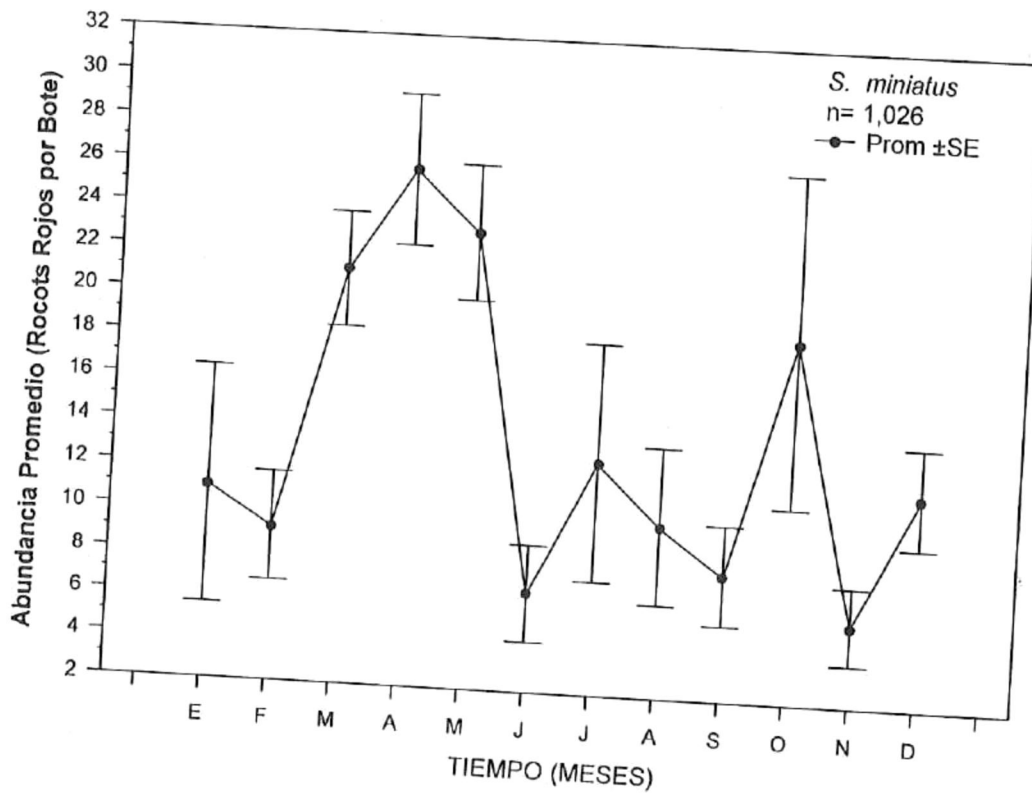


Figura 66. Abundancia promedio mensual (rocots rojos por bote) de *S. miniatus* capturados por la pesca deportiva de San Quintin, B. C. durante 2005.

La captura por pescador presentó el incremento de marzo a mayo (Tabla 8); el promedio de la captura anual de rocots rojo por pescador fue de $6.0 (\pm 0.6 \text{ SE})$ con el promedio mas alto calculado para marzo (10.6 rocots rojos/pescador $\pm 1.4 \text{ SE}$), y los promedios mas bajos durante junio ($2.8 \pm 0.7 \text{ SE}$) y noviembre ($2.3 \pm 0.6 \text{ SE}$); se presentaron diferencias entre las capturas mensuales promedio por pescador (K-W, $H = 25.064$, $p = 0.0089$).

Se midieron 620 individuos (60.4% del total) de rocots rojos. La talla mínima fue 240 mm LT (noviembre), y la mayor talla (680 mm LT) en diciembre. El promedio anual de las tallas fue 448 mm LT ($\pm 2.4 \text{ mm SE}$), con

el mínimo promedio mensual en febrero (366.4 mm LT $\pm$ 4.0 SE) y el mas alto (477.5 mm LT $\pm$ 4.4 SE) en mayo (Tabla 9). El Análisis de Variancia de las longitudes totales transformadas a logaritmos (Log10) presentó diferencias entre los promedios mensuales (ANOVA, $F = 19.025$, $p = 0.000$).

La distribución anual de tallas del rocot rojo mostró una moda en la clase 400-419 mm LT (Fig. 67), con grupo principal en 380-479 mm (64.8 % del total). Las tallas menores (<260 mm) se presentaron en otoño.

Tabla 9. Longitud total (mm) y promedio mensual del rocot rojo capturado por la pesca deportiva de San Quintin, B.C. (SD: desviación estandar, SE: error estandar).

Mes	Total Peces	Min. LT	Max. LT	Promedio	SD	SE
Enero	22	350	490	388.6	36.8	7.8
Febrero	29	310	400	366.4	21.8	4.0
Marzo	105	320	560	444.7	38.1	3.7
Abril	100	345	615	457.6	68.4	6.8
Mayo	145	380	580	477.5	52.5	4.4
Junio	30	360	520	446.8	43.1	7.9
Julio	34	390	650	442.1	51.8	8.9
Agosto	30	305	485	414.3	39.5	7.2
Septiembre	38	410	610	473.8	74.5	12.1
Octubre	40	300	550	452.6	55.1	8.7
Noviembre	23	240	460	391.3	59.4	12.4
Diciembre	24	370	680	454.6	68.5	14.0
Total	620	240	680	448.0	60.9	2.4

El promedio de tallas más alto se presentó en primavera (466.9 mm LT $\pm$ 3.5 SE) y el mas bajo durante invierno (422.2 mm LT $\pm$ 3.8 SE). Los promedios de tallas (longitud total) presentaron diferencias entre las estaciones del año (ANOVA, $F = 21.201$, $p = 0.000$).

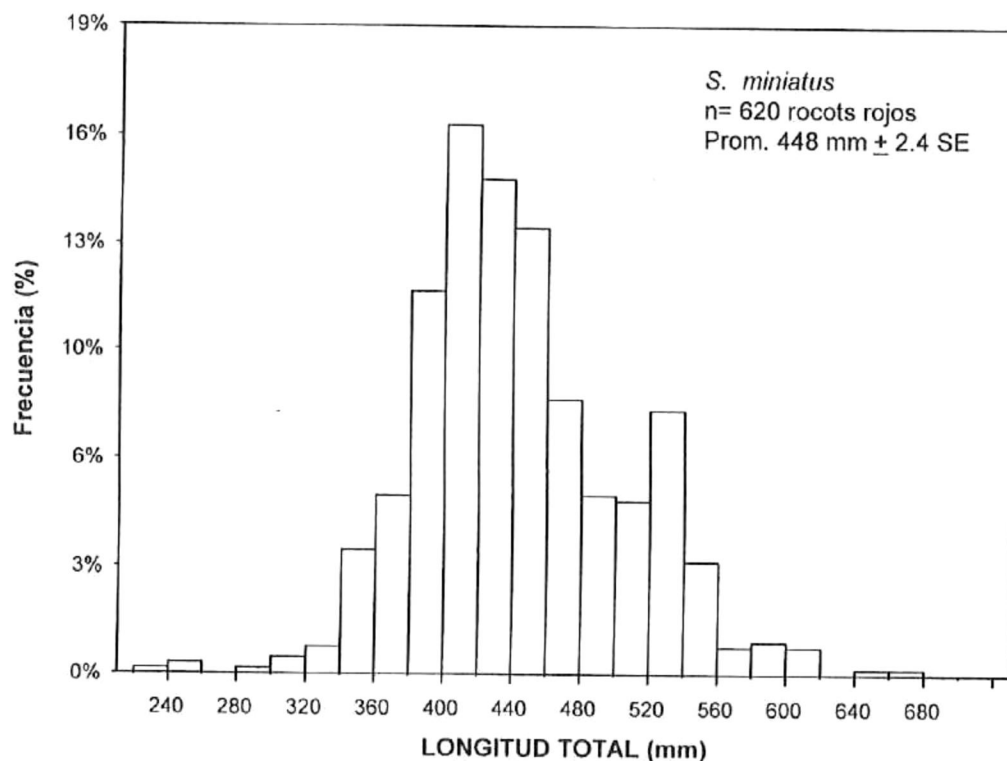


Figura 67. Distribucion de frecuencias de Logitud Total (Clases de 20 mm) de rocots capturados por la pesca deportiva de San Quintin, B. C. durante 2005.

6. 7. 1. Capturas y tallas del pescado blanco, *C. princeps*.

Un número de 50 botes con 119 pescadores capturaron un total de 256 individuos de pez blanco en 2005 (Tabla 10). Durante febrero, mayo, junio, julio, septiembre y noviembre se presentó el menor número de botes (tres) que capturaron blancos, mientras que los meses de enero, agosto y diciembre presentaron el mayor número de botes con siete, seis y seis, respectivamente (Tabla 10). Los menores números totales de peces blanco capturados se presentaron durante mayo y junio (ambos con cuatro blancos), y los máximos se presentaron en agosto (57 blancos) y diciembre

(50 blancos) (Tabla 10). Durante ocho meses del 2005 se registraron botes con captura de un solo individuo de pescado blanco, y los máximos por un solo bote se registraron en enero (25 individuos), agosto (23 individuos) y diciembre (20 individuos) (Tabla 10).

Tabla. 10. Número de peces blancos capturados, promedio mensual de captura por bote y por pescador de la pesca deportiva de San Quintín, B.C. México (SE: error estandar).

MES	Nb. Botes	Total Peces	Min.	Max.	Cap/bote	SE	Pescadores	Cap/pescador	SE
Enero	7	45	1	25	6.4	3.2	16	2.6	0.8
Febrero	3	8	1	6	2.7	1.7	8	1.0	0.3
Marzo	4	16	2	6	4.0	0.9	8	2.0	0.5
Abril	4	10	1	7	2.5	1.5	10	1.0	0.5
Mayo	3	4	1	2	1.3	0.3	8	0.5	0.1
Junio	3	4	1	2	1.3	0.3	7	0.6	0.2
Julio	3	16	3	8	5.3	1.5	6	2.7	0.7
Agosto	6	57	1	23	9.5	3.7	13	4.6	1.9
Septiembre	3	10	3	4	3.3	0.3	6	1.7	0.2
Octubre	5	30	1	12	6.0	1.9	14	2.3	0.7
Noviembre	3	6	1	4	2.0	1.0	8	0.7	0.3
Diciembre	6	50	4	20	8.3	2.4	15	3.3	0.7
Total	50	256	1	25	5.1	0.8	119	2.2	0.3

El promedio anual de captura de pez blanco por bote fue $5.1 (\pm 0.8$ SE), y se presentaron dos promedios máximos en agosto (9.5 ± 3.7 SE) y diciembre (8.3 ± 2.4 SE), y dos mínimos con mismo promedio (1.3 ± 0.3 SE) en mayo y junio (Fig. 68). La prueba de Kruskal-Wallis no presentó diferencias en la captura promedio (blancos por bote) respecto a los meses ($H = 18.185$, $p = 0.077$).

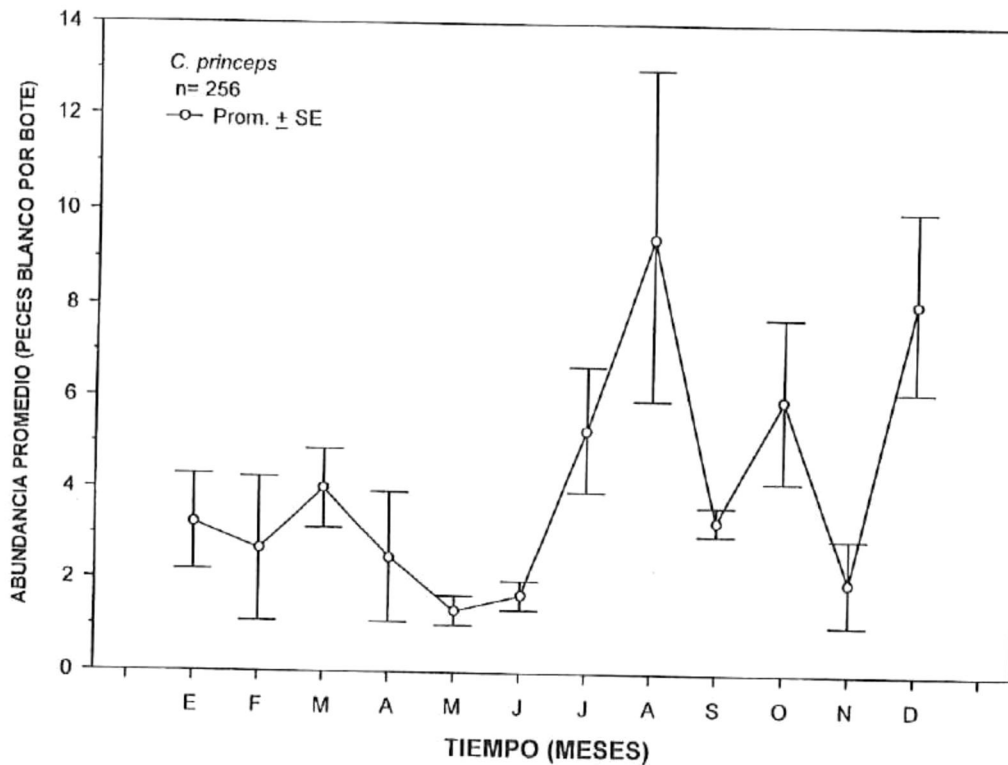


Figura 68. Abundancia promedio mensual (peces blanco por bote) *C. princeps* capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B. C. durante 2005.

La captura anual de peces blanco por pescador fue de $2.2 (\pm 0.3 \text{ SE})$; el promedio mas alto se presentó en agosto ($4.6 \pm 1.9 \text{ SE}$) y los mas bajos en mayo ($0.5 \pm 0.1 \text{ SE}$) y junio ($0.6 \pm 0.2 \text{ SE}$) (Tabla 10). Se presentaron diferencias entre las capturas mensuales por pescador (KW, $H = 20.471$, $p = 0.0393$).

Se midieron 232 peces blanco con promedio de 422.8 mm LT ($\pm 6.4 \text{ SE}$); la menor talla (360 mm LT) se registró en abril, mientras que la talla máxima fue 560 mm LT medida en octubre. El promedio mas bajo se calculó en mayo ($373.3 \text{ mm LT} \pm 3.3 \text{ SE}$) y el mas alto ($451.7 \text{ mm LT} \pm 32.5 \text{ SE}$) en

julio (Tabla 11). Los promedios mensuales de longitudes totales transformadas a logaritmos (Log10) no presentaron diferencias mensuales (ANOVA, $F = 1.33$, $p = 0.249$).

Tabla 11. Logitud total (mm) y promedio mensual de peces blanco capturados por la pesca deportiva de san Quintín, B.C. SD: desviación estandar, SE: error estandar.

MES	Nb. Botes	Total Peces	Min.	Max	Cap/bote	SE	Pescadores	Cap/pescador	SE
Enero	7	45	1	25	6.4	3.2	16	26	0.8
Febrero	3	8	1	6	2.7	1.7	8	1.0	0.3
Marzo	4	16	2	6	4.0	0.9	8	2.0	0.5
Abril	4	10	1	7	2.5	1.5	10	1.0	0.5
Mayo	3	4	1	2	1.3	0.3	8	0.5	0.1
Junio	3	4	1	2	1.3	0.3	7	0.6	0.2
Julio	3	16	3	8	5.3	1.5	6	2.7	0.7
Agosto	6	57	1	23	9.5	3.7	13	4.6	1.9
Septiembre	3	10	3	4	3.3	0.3	6	1.7	0.2
Octubre	5	30	1	12	6.0	1.9	14	2.3	0.7
Noviembre	3	6	1	4	2.0	1.0	8	0.7	0.3
Diciembre	6	50	4	20	8.3	2.4	15	3.3	0.7
Total	50	256	1	25	5.1	0.8	119	2.2	0.3

La distribución anual de longitud total mostró dos modas (clases 420 y 480 mm LT); el grupo principal se presentó entre los 370 y 510 mm LT (Fig. 69). En invierno aparece la moda en la clase de 380 mm LT, en la primavera en 400 mm LT, en verano a los 460 mm LT, y en otoño se presentó en 480 mm LT, y con otra moda en los 420 mm LT (Tabla. 11). Los promedios de longitud total fueron diferentes entre estaciones del año (ANOVA, $F = 10.6$, $p = 0.000$). En invierno aparece la moda en la clase de 380 mm LT, en la primavera en 400 mm LT, y en otoño se presentó en 480 mm LT, y con otra

moda e los 420 mm LT. Los promedios de longitud total fueron diferentes entre estaciones del año (ANOVA), $F = 10.6$, $P = 0.000$).

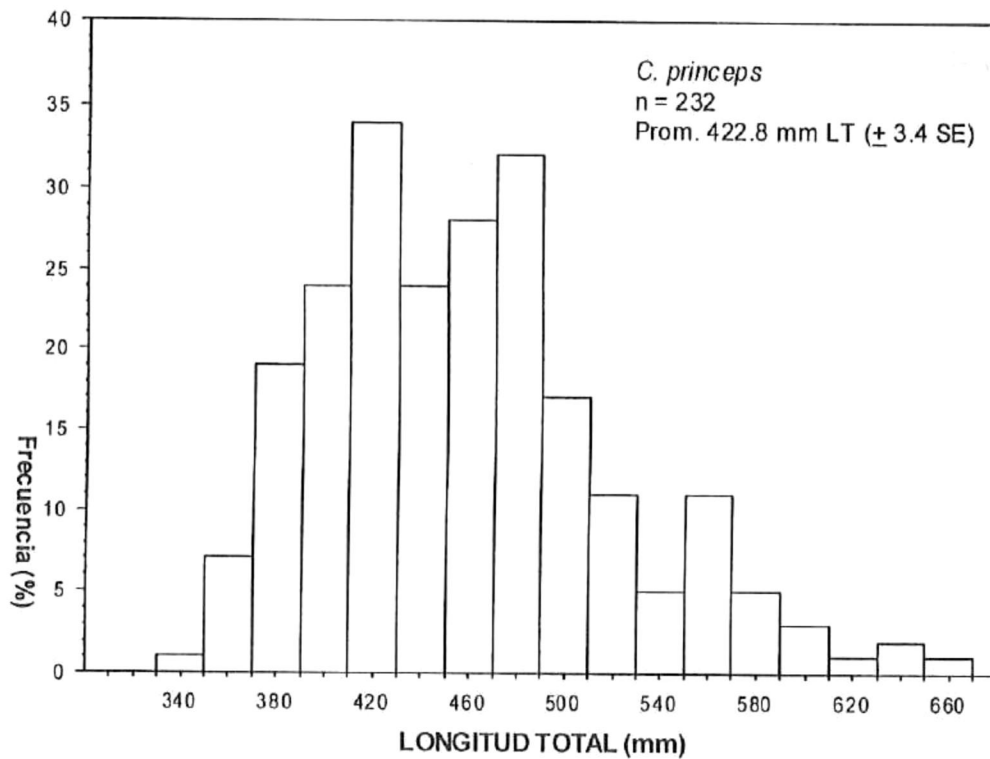


Figura 69. Distribución de frecuencias de Logitud Total (Clases de 20 mm) de peces blanco capturados por la pesca deportiva de San Quintín, B. C. durante 2005.

7. DISCUSION

7. 1. Discusión taxonómica de las especies de la fauna parasitaria de *S. miniatus*.

Fellodistomum sebastodis (Yamaguti, 1942).

Las características para ubicar a esta especie en el género *Fellidostomum* fueron la posición del poro reproductor, la ubicación de los testículos, la coloración de las vitelogenas y la forma de la vesícula excretora. La característica de la especie fue la posición del ovario, en *Fellidostomum sebastodis* es postacetabular y lobulado, y en otras especies es preacetabular.

La familia Fellodistomatidae Odhner, 1911, incluye a las subfamilias Fellodistomatinae Nicoll, 1909, Steringophorinae Odhner 1911, Monascinae Dollfus 1948 y Discogasteroidinae Srivastasa, 1939 (Dollfus, 1952); la subfamilia Fellodistomatinae incluye especies con el útero por delante de los testículos, y Steringophorinae a especies con el útero atrás de los testículos.

Hay pocos reportes de *F. sebastodis* en *Sebastes* sp.; *S. aleutianus* y *S. boreales* son parasitados por *F. furcigerum* en el Mar de Bering (Mamaev 1965). *S. alutus* hospeda en la vesícula biliar a *F. sebastodis* en el Pacífico Noroeste (Sekerak y Arai, 1973). *S. elongatus*, *S. ruberrimus* y *S. zacentrus* registran a *F. sebastodis*, en el Pacífico Norte, (Sekerak and Arai, 1977). En *Sebastes itinus* de Otaru, Japón se reporta el parásito *Steringophorus sebastis* Yamaguti y Matumara, 1942 (Dollfus, 1952); *S. tenue* tiene como primer huésped al gasterópodo (*Nassa obsoleta*), y en sus glándulas

digestivas desarrolla el estadio de redias, después libera las cercarias y permanecen hasta tres días en el fondo (Martín, 1939) hasta infectar diversos peces como segundo huésped intermediario. Las metacercarias se enquistan en músculos, aletas, branquias y en epidermis de lenguados (Pleuronectidae), considerados como huéspedes definitivos (Wolfgang, 1955). Los reportes que existen con relación al área geográfica para este *F. Sebastodis* están restringidos para muy pocas localidades geografías en las cuales no incluyen las aguas de Baja California. En el presente estudio se asigna una nueva localidad geográfica (costa de San Quintín, B. C., México) y de huésped (*S. miniatus*) para este parásito (*F. Sebastodis*) y esto representa una extensión en su distribución en la parte sur de su distribución.

***Parahemiurus merus* (Linton, 1910).**

El género *Parahemiurus* alberga a 22 especies nominales, y *P. merus* es la especie tipo; aunque la validez de algunas de ellas se cuestiona por la falta de descripción de caracteres taxonómicos importantes (Bray 1990); este mismo problema lo presenta King (1962) al asignar a tremátodos parásitos recolectados de estómagos de *Sardinops caerulea* en Bahía de San Quintín, B.C. como la especie *P. noblei*, comparándolos con las especies *P. sardinae* y *P. seriola* establecidas por Yamaguti (1934) y notar que las diferencias interespecíficas no eran claras para poder separar entre una y otra especie.

El trabajo de Bray (1990) sugiere características morfológicas de valor taxonómico que deben ser consideradas para trabajos futuros y publicaciones de nuevas especies, tales como pliegues de la cutícula, tamaño de los huevos, longitud del saco genital, la relación (radio) entre las ventosas y la vesícula seminal. Aunque el tamaño de esta última estructura puede variar de acuerdo a la cantidad de espermatozoides que alberge en su interior. De acuerdo a esto, se han considerado como válidas solamente a siete especies nominales, *P. engraulisi* Gupta and Vahan, 1977, *P. anchoviae* Pereira and Vaz, 1930, *P. ecuadori* Manter, 1940, *P. madrasensis* Sahai and Srivastava 1977, *P. clupearum* Yamaguti, 1953, *P. yanamense* Hafeezullah, 1980 y *P. merus* (Linton, 1910) Manter, 1940 (Bray, 1990).

P. merus es una especie de amplia distribución mundial y con un gran número de huéspedes de diversas familias de peces pelágicos. Love et al. (1984) reportó a *Sebastes serranoides* parasitado por *Parahemiurus merus* en la parte central de California. Gilbson (1996) encontró a *P. merus* en *S. nebulosus* y *S. caurinus* en aguas marinas de Canadá. En nuestro país se ha registrado en *Sardinops caerulea* en la Bahía de San Quintín (King, 1962); en un lenguado no identificado en Ensenada, Baja California (Lamothe et al. 1997); en *Paralichthys californicus* de la Bahía de Todos Santos y Bahía San Quintín, Baja California (Castillo-Sanchez et al., 1998); finalmente, en *Harengula thrissina*, *Opisthonema libertate* (Rosas, 1996; León-Regagnon, et al., 1997), *Anchoa halleri*, *Microlepidopus brevipinnis*, *Haemulon flaviguttatum*, *Ortosthoecus maculicauda* y *Balistes polylepis* de la Bahía de Chamela, Jalisco (León-Regagnon, et al., 1997; Pérez-Ponce de

León, 1999). El presente estudio representa un nuevo registro de huésped (*S. miniatus*) para esta especie de trematodo (*P. merus*).

***Microcotyle sebastis* Goto, 1894.**

Los ejemplares redescritos pertenecen a la subclase Polyopisthocotylea, familia Microcotylidae, subfamilia Microcotylinae, por las características morfoanatómicas que describe Yamaguti (1968) a continuación: opisthaptor no dividido en dos festones, las glándulas vitelógenas están bien desarrolladas y con vagina presente. Yamaguti (1968) describe una clave de los géneros basándose en la disposición del poro vaginal, la cantidad y disposición de las pinzas en el opisthaptor, así como la complejidad del atrio genital. Se concluye que los ejemplares pertenecen al género *Microcotyle* Van Bened Y Hesse, 1863., y han sido asignados a la especie *Microcotyle sebastis* Goto, por las características morfo-anatómicas que presentan respecto a los especímenes descritos por Kelshaw Bonham y John E. Gurberlet (1887-1940) quienes encontraron a esta especie en las branquias de *Sebastes maliger* (Jorfan y Gilbert), *S. caurinus* (Richardson), y *S. melanops*, y a *S. scheliger* en las aguas de Japón (Girard). Según Yamaguti (1968) esta especie tiene como huéspedes a los peces de género *Sebastes*. Este parásito tiene forma de gusano gris diminuto, y ha sido reportado por Love et al. (1984) en los rocots; *S. aleutinus*, *S. alutus*, *S. atrovirens*, *S. borealis*, *S. brevispinis*, *S. carnatus*, *S. caurinus*, *S. chlorostictus*, *S. chrysomelas*, *S. ciliatus*, *S. conditellatus*, *S. dalli*, *S. diploproa*, *S. elongatus*, *S. ensifer*, *S. entomelas*, *S. flavidus*, *S. gilli*,

S. goodei, *S. helvomaclatus*, *S. maliger*, *S. melanops*, *S. miniats*, *S. mystinus*, *S. nigrocinctus*, *S. paucispinis*, *S. phillipsi*, *S. proriger*, *S. rastrelliger*, *S. reedi*, *S. rosaceus*, *S. ruberrimus*, *S. rufus*, *S. saxicola*, *S. serranoides*, *S. umbrosus*, *S. variegatus*, *S. wilsoni*, *S. zacentrus*, El reporte de Love et al. (1984) comprende desde la Columbia Británica hasta el norte de Baja California.

Es muy probable que la mayoría o todas las especies de rocots del Pacífico noreste alberguen a este helminto. Estos huéspedes forman un grupo muy diverso, incluso las especies de media agua que viven cerca de la costa (rocotes azul y negro) y las formas bentónicas de aguas profundas (rocotes) lo albergan. Los reportes que existen en México para este taxón de parásito en un estudio que realizó Alvarado-Villamar y Ruiz-Campos (1992) en la costa noroccidental de Baja California (Isla Coronado a San Quintín), en donde se realizó un análisis de seis especies de rocot: *S. constellatus*, *S. elongatus*, *S. rosaceus*, *S. umbrosus*, *S. helvomaclatus* y *S. chlorosticus* parasitadas por *M. sebastis*.

***Benedenia derzhavini* (Layman 1930) Meserve, 1938.**

Las características distinguibles entre *B. derzhavini* y *B. seriola* son su forma y longitud relativa entre los ganchos (hamuli) anteriores y posteriores. En *B. seriola*, los ganchos anteriores son más robustos y largos que los posteriores que son más cortos y delgados. Por otro lado, los ganchos anteriores y posteriores de *Benedenia derzhavini* son similares en la forma y longitud.

Yamaguti (1934) reportó a *B. sebastodis* de las branquias de *Sebastis inermes* recolectado en la bahía Ise en Japón como una nueva especie. *B. sebastodis* es muy similar con *B. derzhavini* en casi todas las características morfológicas, excepto el tamaño del cuerpo y la longitud relativa entre los escleritas accesorios y los ganchos. El tamaño del cuerpo de *B. sebastodis* es mucho más pequeño que el de *B. derzhavini*. Las longitudes de los ganchos anteriores y posteriores son más largos en *B. sebastodis*, pero más cortos en *B. derzhavini* que en aquellos de los escleritas accesorios. *B. derzhavini* no había sido reportada en *S. miniatus* (Love y Moser 1983), y se asigna como nuevo huésped y localidad geográfica.

***Bothriocephalus* sp. Rudolphi 1808.**

Las larvas de estos cestodos se ubican en intestinos de peces óseos como huéspedes intermedios, en grandes números y pocas encapsuladas en tejido (Williams y Bunkley, 1996). Los adultos se encuentran en tiburones y peces como *S. miniatus*. Schmidt (1986) registró larvas de cestodos en peces marinos de Norteamérica. *B. scorpii* se reporta en macarela y bonito del Atlántico (Linton 1908). Love *et al*, (1984) reportó a *Botriocephalus* sp. en *S. babcocki*, *S. borealis*, *S. caurinus*, *S. constellatus*, *S. paucispinis*, *S. pinniger*, *S. proriger*, *S. reedi*, *S. ruberrimus*, *S. variegates*, *S. zacentrus*, en el Pacífico Noroeste. (Sekerak y Arai 1977) reportó a las larvas en *S. alutus* en Columbia británica. En el Sur de California *B. scorpii* parasita a *S. chlorosticus* y a *S. miniatus*, y en el norte de Baja California a *S. constellatus* (Alvarado-Villamar y Ruiz-Campos, 1992). En el presente estudio, San

Quintín se asigna como nueva localidad geográfica de *Bothriocephalus* sp. en *S. miniatus*.

***Corynosoma strumosum* Rudolphi, 1802.**

El género *Corynosoma* incluye 42 especies (Crompton y Nickol, 1985), once de estas son conocidas para el Pacífico Norte, parasitando a peces, aves y mamíferos marinos. Estas especies son: *C. obtusens* Lincicome, 1943; *C. reductum* Von Linstow, 1905; *C. semerme* Forssell, 1904; *C. strumosum* Rudolphi, 1802; *C. villosum* Van Cleave, 1953; *C. wegneri* Heinze, 1934; *C. validum* Van Cleave, 1953; *C. cameroni* Van Cleave, 1953; *C. falcatum* Van Cleave, 1953; *C. osmeri* Fujita, 1921 (considerado como un sinónimo de *C. strumosum*) y *C. hadweni* Van Cleave, 1953 (sinónimo de *C. wegneri*). Seis especies son neárticas y tres son circumboreales, estas últimas son, *C. strumosum*, *C. semerme* y *C. reductum* (Van Cleave, 1953). Para el género *Sebastes* han sido reportadas por Love *et al* (1984) para el Pacífico Norte en *S. alutus* parasitado *C. Villosum*, *S. borealis*, *S. brevispinis*, *S. caurinus*, *S. elongatus*, *S. flavidus*, *S. helvomaculatus*, *S. maliger*, *S. umbrosus*, y *S. zacentrus* parasitados por *Corynosoma* sp. Se reporta nuevamente a *S. alutus* y *S. aleutinus* parasitado por *C. Reductum* para el Mar de Bering. En California se reportó a *C. strumosum*, parasitando a *S. paucispinis*. En la parte central de California se ha encontrado a *S. serranoides* parasitado por *Corynosoma* sp.

En México, solo se ha registrado a *Corynosoma* sp. en *S. constellatus*, *S. rosaceus* y en *S. umbrosus*, en Baja California (Alvarado-Villamar y Campos-Ruiz, 1992). También a *C. obtuscens* parasitando a *Zalophus californianus* en Isla Cedros, Baja California (Lamothe *et al.*, 1996); no hay registros de formas juveniles en huéspedes intermediarios (peces).

Los individuos identificados en el presente estudio, coinciden con las descripciones de *C. strumosum*, parásito de salmones (*Oncorhynchus nerka* y *O. gorbuscha*) en el Pacífico Norte (Margolis, 1985), y con descripción de *C. osmeri* parásito de *Zalophus californianus* en California (Lincicome, 1943), y se asignaron a esta especie por el patrón de espinas en el cuerpo y el patrón de ganchos en la proboscis, y por el tamaño de los organismos. Como sinónimos de *C. strumosum* se encuentran, *C. osmeri* Fujita, 1921 como formas inmaduras recolectadas en el mesenterio de *Osmerus lanceolatus* en Japón y *C. ambispinigerum* Harada, 1935 en el intestino de *Phoca* sp. en el Pacífico Norte (Lincicome, 1943).

Los miembros del género *Corynosoma* utilizan aves y mamíferos marinos como huéspedes finales. En ambientes marinos son parásitos de mamíferos marinos como Pinnipedia, Cetácea y Fissipedia (*Enhydra lutris*). Los crustáceos son el primer huésped intermediario y como segundo huésped a peces incluyendo a los Pleuronectidae y teleósteos bentónicos de diversas familias. Algunas especies de este género co-existen en un mismo huésped como *C. strumosum* y *C. obtuscens* que se han encontrado parasitando a *Umbrina roncadorensis* en el sur de California (Ward y Winter,

1952). En el material analizado, se detectó un individuo de tamaño pequeño, con diferente patrón de espinación en el cuerpo a *C. strumosum*, por lo que probablemente pudiera ser otra especie, pero el contar con sólo un ejemplar limita su confirmación.

En el presente estudio, se asigna a *S. miniatus* como nuevo huésped de *C. strumosum*, y a San Quintín, B.C. como nueva localidad geográfica.

***Anisakis* sp. Railliet & Henry, 1912**

Los organismos identificados como *Anisakis* presentaron el poro excretor en la base de los labios, un ventrículo glandular sin apéndice, sin ciego intestinal, la región cefálica presentó un proceso cuticular dentiforme en la región peribucal y un mucrón caudal (Anderson *et al.* 1974, 1984).

Dujardin (1845) ubicó como subgénero a *Anisakis* dentro del género *Ascaris* Linnaeus 1758, e incluyó a organismos con espículas desiguales que parasitan mamíferos marinos. La familia *Ascarididae* fue revisada y *Anisakis* ascendió a género y se ubicó a *Peritrachellius* Diesing, 1851 y *Conocephalus* Diesing, 1860 como sinonimias (Baylis, 1920). El nombre de *Filocapsularia* Deslonchamps, 1824 se usó para referir a las larvas de nemátodos que no podían incluirse en otro género (Baylis y Daubney 1926).

Adultos de *Anisakis* parasitan el estómago e intestino de mamíferos marinos como ballenas y pinípedos (Anderson, 1993). Una revisión indicó tres especies válidas *A. simplex* Rudolphi, 1809, *A. typica* Deising, 1860 y *A.*

physeteris Baylis, 1923, distinguiéndolas por la forma y tamaño del ventrículo, tamaño de las espículas y número de papilas caudales (Davey 1971). Nascetti *et al.* (1986) validaron a *A. pegreffi* descrita por Campana *et al.* (1954), al comparar genéticamente a *Anisakis simplex*. Posteriormente, *A. ziphidarum* como nueva especie por caracteres morfológicos y genéticos Paggi *et al.* (1998).

Las larvas de anisakidos en *Sebastes* del Sur de California, parasitan músculo y vísceras de *S. elongatus*, *S. gilli*, *S. goodei*, *S. jordani*, *S. macdonaldi*, *S. miniatus*, *S. ovalis*, *S. pinniger*, *S. rustrelliger*, *S. roseblatti*, *S. rubrivinctus*, *S. rufus*, *S. serriceps*. En California central se encontraron larvas de *Anisakis* sp. en *S. serranoides* en sus vísceras, y en casi todo el cuerpo de *S. paucispinis* de la Columbia Británica (Love *et al.*, 1984). En México se han reportado las larvas en *Euthynnus lineatus*, *Umbrina xanti*, *Harengula trichina* y *Opisthonema libertate* de la Bahía de Chamela, Jalisco (Lamothe *et al.* 1997), en *P. californicus* de Bahía de Todos Santos, Bahía de San Quintín y Estero de Punta Banda, B.C. (Castillo-Sánchez *et al.*, 1998), y en *Epinephelus morio* de Yucatán, identificado como *Anisakis typica* (Moravec *et al.*, 1995, 1997). Adultos de *Anisakis typica* se registraron en el tubo digestivo del delfín *Stenella longirostris* varado en Bahía de La Paz, B.C.S. (Aguilar *et al.*, 2001). Alvarado-Villamar y Ruiz-Campos (1992) reportaron larvas de *Anisakis* en *S. constellatus*, *S. elongatus*, *S. umbrosus*, *S. helvoaculatus* y *S. chlorostictus* en la Costa Noroccidental de B.C, así como en sardina Monterrey *Sardinops sagax* desembarcada en Ensenada B.C. (Sánchez Serrano, 2005).

***Pseudoterranova* sp. Mozgovoi, 1950.**

Las características para ubicar los organismos en *Pseudoterranova* sp. es el ventrículo que une al intestino con el esófago, un ciego intestinal y que carecen de un apéndice ventricular, (Mozgovoi, 1950).

Estas características también se presentan en larvas de *Terranova* sp. Leiper & Atkinson, 1914, *Phocanema* Myers, 1959, *Porrocaecum* Railliet & Henry, 1912 y *Paradujardina* Travassos, 1933. Por tanto Myers (1975) separó a *Terranova* y *Phocanema* por presentar el poro excretor en medio de los labios ventrales, mientras que en otros géneros el poro se abre a nivel del anillo nervioso. Otro aspecto es que en *Pseudoterranova* el ventrículo es alargado y en *Porrocaecum* y *Paradujardina* es esférico y pequeño. La especie tipo es *Pseudoterranova decipiens* (Krabbe, 1878; Gibson & Colin, 1982), y ha sido cambiada de uno a otro género. Se concluye que la posición del poro excretor es una característica para reconocer a *Pseudoterranova* Mozgovoi (1950).

En el Mar de Bering se reportan larvas de *Pseudoterranova decipiens* en *S. borealis* (Mamav 1965). En el Sur de California sus larvas se reportan en las vísceras de *S. paucispinis*, *S. auriculatus*, *S. caurinus*, *S. chlorosticus*, *S. gilli*, *S. miniatus* y *S. rastrelliger*, y en el músculo de *S. serranoides*, así como las larvas de *Porrocaecum decipiens* en *S. pinniger*, *S. borealis*, *S. alutus* y *S. flavidus* en la parte central de California y Pacífico Noroeste (Love et al. 1984).

En México se reportan en la sardina *Opisthonema libertate* en Bahía de Chamela, Jalisco (Rosas-Villa, 1996). Moravec *et al.* (1997) identifican a *P. decipiens* en el mero *Epinephelus morio* de Yucatán. Laffon-Leal *et al.* (2000) registran sus larvas en *Sphyræna barracuda* de San Felipe, Baja California y en *E. morio* en Sisal, Yucatán. García-Vargas (2002) registró las larvas en *Caranx caballus*, *C. hippos*, *Trachinotus rhodopus*, *Haemulon flaviguttatum*, *H. sexfasciatum*, *Microlepidotus brevipinnis*, *Sectator ocyurus*, *Hoplopagrus gunteri*, *Lutjanus argentiventris*, *L. guttatus*, *Sarda orientales*, *Scomberomorus maculatus*, *Epinephelus analogus* y *Sphoeroides annulatus* en Bahía de Chamela. Este estudio asigna como nueva localidad a San Quintín para las larvas de *Pseudoterranova* sp. en *S. miniatus*.

***Hysterothylacium* sp. Ward & Magath, 1917.**

Según Bruce *et al.* 1994 (en Moravec *et al.*, 1997), *Hysterothylacium* Ward & Magath, 1917, incluye 52 especies cuyos adultos parasitan a peces marinos, estuarinos y de agua dulce; sus larvas se hospedan en invertebrados o vertebrados, como huéspedes intermediarios, o como huéspedes paraténicos.

El género *Hysterothylacium* ha tenido tres sinónimos, pero *Dujardinascaris* y *Thynnascaris* fueron los más utilizados; los individuos con esas características primero se incluyeron en el género *Dujardinia* Geddoelst, 1916. Posteriormente, se utilizó *Thynnascaris* para distinguir a organismos con características parecidas al género *Contracaecum* pero con un poro excretor abriendo a nivel del anillo nervioso (Dollfus, 1933), por lo que se transfirió las especies del género *Thynnascaris* a *Contracaecum*.

considerándolo como un subgénero (Norris & Overstreet, 1975, 1976). Baylis (1947) en Campana-Rouget (1960) cambió el nombre de *Dujardinia* por *Dujardinascaris*. Harwitch (1957) volvió a ubicar a *Thynnascaris* como género, y fue utilizado en Yamaguti (1961). Fueron Deardorff & Overstreet (1981) que redefinen al género *Hysterothylacium* propuesto por Ward & Magath 1917 (Moravec *et al.*, 1996).

La especie tipo es *Hysterothylacium brachyurum* Ward & Magath, 1917, aunque Yamaguti (1961) la consideró un sinónimo de *Contracaecum brachyurus*, en función que aún no estaba definida la taxonomía de este grupo de organismos. A este género se han transferido especies que se incluyeron en los géneros *Ascaris*, *Contracaecum*, *Goezia*, *Porrocaecum* e *Iheringascaris*.

En el Noroeste del Pacífico, Love *et al* (1984) reportó larvas de *H. aduncum* parasitando a *Sebastes aleutinus*, *S. alutus*, *S. babcocki*, *S. brevispinis*, *S. diploproa*, *S. elongatus*, *S. entomelas*, *S. flavidus*, *S. helvomaculatus*, *S. maliger* y *S. nebulosus*. En California Central se registraron larvas de este organismo en el estomago de *S. serranoides*. También se han descrito a estos organismos en *S. caurinus* en Washington, EUA.

En México, antes del presente trabajo ya se habían registrado a miembros de este género. Primero, Pearse (1936) describió a *Dujardinia cenotae* como especie parásita de *Rhamdia guatemalensis* de dos cenotes de Yucatán, basándose exclusivamente en unas cuantas hembras, por lo que la descripción estaba incompleta. Posteriormente, Moravec *et al.* (1996)

describieron a machos de esta especie en la misma especie de huésped y dentro de la misma región geográfica, reconociéndola como *H. cenotae*. Años atrás, el género *Hysterothylacium* había sido reconocido como el género válido para los nemátodos que presentaban las características aquí descritas, al ser primeramente nombrado por Ward & Magath en 1917 y no bajo el nombre de *Dujardinia*, establecido por Gedoelst en 1916 para organismos con características similares. Moravec *et al.* en 1995 recolectaron una hembra y un macho de la especie *H. eurycheilum* y una larva en cuarto estadio en el huésped *Epinephelus morio* de la Península de Yucatán. Por otra parte, Jiménez (1996) encontró a dos hembras y varias larvas dentro del pez *Umbrina xanti* en Bahía de Chamela, Jalisco, estableciendo de esta manera el cuarto registro para organismos de éste género. Sin embargo, por la falta de individuos machos la identificación sólo se realizó a nivel genérico. Posteriormente Castillo *et al.* (1998) registraron a larvas de dicho género en el intestino del "Lenguado de California" (*Paralichthys californicus*) en San Quintín, Baja California. García-Vargas (2002) registró la presencia de este tipo de nemátodos en 16 especies de peces que habitan en la Bahía de Chamela Jalisco. Por último Sánchez-Serrano (2005) registró la presencia de larvas de dicho organismo en la sardina Monterrey *Sardinops sagax* descargada en el puerto de Ensenada B.

C. Los resultados de este estudio asignan a *S. miniatus* como un nuevo huésped de *Hysterothylacium* sp.

***Lepeophtheirus* sp. Von Nordman, 1852.**

La característica más distintiva de las especies de este género es la estructura del cefalotórax, además de la cuarta pata que esta conformada por más de un segmento. La diferencia más grande entre las especies es la talla relativa de los cuatro componentes del tagmata, la forma particular y la talla del complejo genital, la longitud de segmentación del abdomen. Las diferencias entre los sexos esta mayormente confinada al complejo genital y al abdomen. Otra diferencia de las especies es la forma de los exópodos de la cuarta pata que puede ser segmentada en dos o tres partes, así como la presencia de setas terminales en la cuarta pata, que van de una a cinco en los exópodos (Kabata, 1992, Boxshall, 2004). Los organismos del presente estudio tienen las características antes mencionadas por lo que se asignaron a este género.

El género *Lepeophtheirus* tiene cerca de 100 especies. *Lepeophtheirus salmonis* es casi exclusiva en salmónidos, y se le ha registrado en el salmón del Atlántico *Salmo salar*, en la trucha del mar *S. trutta*, en las truchas *Salvelinus fontinalis* y *S. alpinus*, en el salmón rosado *Oncorhynchus keta* y la trucha arcoiris *Oncorhynchus nerka*.

En elasmobranquios y teleósteos (no salmónidos) del Sureste de Alaska se les ha reportado a *L. cunifer* (Pike y Wadsworth 1999). *L. hippoglossi* es considerado una amenaza potencial para el mero en cultivo (Lester y Rubal 1999). Ho (2000) mencionó daños causados por *L. Paralichthydis*, *L. Longiventris*, y *L. salmonis* en cultivo de lenguados y salmonidos en Japón.

Con una prevalencia de 65% y una abundancia casi superior a 30 parásitos por pez. La presencia de *L. Simplex* también ha sido considerada como amenaza para el cultivo del botete diana *Sphoeroides annulatus* (Ho. et al. 2001).

Los rocotes parasitados por este copépodo han sido encontrados en California donde se registran varias especies de *Lepeophtheirus*. Love et al. (1984) reportó a *L. longipens* en el Sur de California parasitando la superficie de *S. serriceps* Hobson, (1971). El autor encontró a *Lepeophtheirus* sp. en branquias y piel de *S. serranoides* y *S. melanops* en la región central de California. Wilson (1908) reportó a *L. parviventris* parasitando a *S. serranoides* en California. Kabata (1973) encontró en la Columbia británica a *L. paulus* como parásito de *S. ruberrimus*, *S. nigrocinctus* y *S. flavidus*; otro rocot *S. pinniger* fue parasitado por *L. parviventris*, así como *S. carinus* y *S. alutus* parasitado por *L. oblitus*. En el Noroeste del Pacífico Sekerak y Arai (1977) reportaron a *S. diploproa* parasitado por *L. paulus*, y a *L. oblitus* parasitando a *S. helvomaculatus*. En la misma especie de rocot *S. helvomaculatus* se le reportó parasitado por *L. longipens* en Washington (Nichols, 1975). En el presente estudio se asigna a la costa de San Quintín como una nueva localidad geográfica para especies del género *Lepeophtheirus*, y a *S. miniatus* como un nuevo huésped.

***Neobrachiella scorpaenae* Dojiri, 1981.**

Neobrachiella scorpaenae es muy similar a *N. occidentalis* Wilson, 1975 en apariencia general del cuerpo y detalle de sus apéndices (primera y

segunda antena, primera maxila y maxilipedo). Las características primordiales para la caracterización de *N. scorpaena* son la longitud y anchura del tronco y el número de dientes de la mandíbulas.

Wilson (1912) describió a *Neobrachiella robusta* como una especie que pertenece al género *Clavella*. Wilson (1915) subsecuentemente transfirió esta especie a *Clavellopsis* donde permaneció hasta que kabata 1970 la ubicó en el género *Brachiella*. El tipo de huésped designado por Wilson (1912) es el rocot café *Sebastes auriculatus*, *N. robusta* ha sido registrada solamente en especies de *Sebastes* (Fraser, 1990).

Las descripciones son escasas sin embargo en los *Sebastes* registrados se presentan algunos datos. Doriji (1981) examinó a *S. semicinctus*, *S. dallii* y *S. miniatus* en el Sur de California, los ejemplares estaban parasitados por *Neobrachiella robusta* Wilson, 1912. Posteriormente Love et al. (1984) reportaron a *N. robusta* (Sekerek y Arai, 1977), en *S. aleutinus*, *S. bobcocki*, *S. reedii*, *S. boreales*, y *S. brevispinis* para el Pacífico Noroeste de California; para California Central se registraron en *S. serranoides*, *S. ruberrimus*, *S. caurinus*, *S. proriger*, *S. alutus*, *S. maliger*, *S. auriculatus*, *S. melanops*, *S. aurora*, *S. pinniger*, *S. crameri*, *S. flavidus*, *S. rubrivinctus*, *S. zacentrus*.

El copépodo *N. scorpenae* es la única especie en este género que exhibe la combinación del cefalotórax más grande que la longitud del tronco, anchura del tronco más grande que la longitud y una posición posterolateral del saco de huevos en el tronco. Otra especie, *N. micromosa*, es muy similar en apariencia general del cuerpo y los detalles de sus apéndices a *N.*

scorpenae, y a *N. occidentalis*. Sin embargo, la mandíbula de *N. occidentalis* Wilson, 1875 tiene nueve dientes y su fórmula dental es similar a la de *S. scorpaenae* excepto por presentar cuatro en lugar de cinco. Para hacer una buena diferenciación en estas especies tan similares es importante poner atención en la proporción del cuerpo, el cual es un indicativo de la apariencia general del cuerpo y posición del saco de huevos en el tronco. *N. micromosa*, y *N. scorpenae* parecen ser distintas a todas las otras especies de este género.

Los últimos registros de *Sebastes* parasitados por este especie han sido reportados por Love *et al.* (1984); además encontró a algunas especies de *Sebastes* parasitados por *N. robusta* (Kabata, 1970), y *N. occidentalis* parasitando a *S. alutus*, *S. bobcocki*, *S. boreales*, *S. brevispinis*, *S. caurinus*, *S. ciploproa*, *S. mailiger*, *S. nigrocinctus*, *S. paucispinis*, *S. pinniger*, *S. proriger* en el Pacífico Noroeste (Sekerak y Arai, 1977; Kabata, 1988). Love *et al.* (1984) también registró a *N. occidentalis* en *S. miniatus* para el Sur de California y en *S. serranoides* en California central. En el presente estudio se registra por primera vez al género *Neobranchia* para *S. miniatus* en San Quintín, Baja California.

***Clavellotis sebastis* Castro-Romero y Baeza-kukoki, 1984.**

Actualmente el género *Clavellotis* incluye nueve especies con especie tipo a *C. dilatata* (Kroyer, 1863), siete especies de estas se transfirieron del género *Clavelloopsis* Wilson, 1915 por Kabata (1990), Boxshall G. A. 2004: *C. bilobata* (Pillai, 1962), *C. branchiostegi* (Yamaguti, 1939), *C. characis*

(Richiardi, 1880), *C. fallax* (Heller, 1856), *C. pagri* (Kroyer, 1863), *C. sargi* (Kurz, 1877), *C. strumosa* (Brian, 1906), y las recientemente añadidas *C. briani* Benmansour *et al* 2001, como miembro tentativo innombrado de este género (Roubal, 1981), además de *C. sebastidis* que describen la hembra y el macho (Castro y Gonzalez 2005). Las hembras generalmente no han sido completamente descritas y se requiere mas información para decidir el estatus de estas especies (Kabata, 1990).

Entre especies de *Clavellotis*, *C. sebastis* difiere por una proyección lateral aliforme bien desarrollada en la base del cefalotórax (*C. bilobata*, *C. briani*, *C. branchiostegi*, *C. dilatata*, *C. fallax* y *C. strumosa*). Están relacionadas a *C. sebastis* por la presencia de una proyección lateral subcircular (*C. characis*, *C. pagri* y *C. sargi*). En cambio *C. sebastis* puede ser diferenciada de *C. sargi* porque la hembra de *C. sargi* tiene un proceso genital muy largo y el tronco es subcircular; el macho muestra diferencias en el tronco y proceso genital, en la segunda máxima y en la forma del maxilipedo. *C. pagri* también difiere en la forma del tronco de la hembra y en la longitud de la segunda máxima, la cual es más larga en *C. sebastis*. Otras diferencias en la hembra están en la segunda máxima, maxilipedo, y en la forma del tronco y procesos genitales.

No hay registros en aguas mexicanas que el género *Clavellotis* parasite en *Sebastes*. En el Pacífico Norte *Clavella parva* se ha registrado en *S. aleutinus*, *S. elongatus*, *S. bobcocki* y *S. caurinus* (Sekerak y Arai, 1977), en *S. alutus* y *S. auriculatus* en la Columbia británica (Wilson, 1912; Sekerak

y Arai, 1977), en *S. serranoides* en California central (Love et al., 1984), en *S. diploproa* en Columbia británica (Kabata, 1970), en *S. maliger* en el Pacífico Norte (Kabata, 1988) y en *S. melanops* en Alaska (Wilson, 1915).

Un estudio de *S. oculatus* en Argentina detectó a *Lernaeopodidos* del grupo de *Clavella* (Kabata, 1979), Boxshall G. A. 2004., en sus arcos branquiales (branquioespinas). Para los leaernapodidos el macho tipo da una importante señal que permite la definición de la posición taxonómica de algunos especímenes (Wilson, 1915; Kabata, 1979, 2004; Castro y Baeza, 1984). En este caso las características del macho permitieron identificar a los especímenes presentes en el género *Clavellotis* Castro y Baeza 1984. Este género incluye ocho especies (Kabata, 1990), incluyendo la más reciente de *C. briani* (cf. Benmansour et al. 2001). Este es el primer registro de *Clavellotis* en San Quintín Baja California, México y el primero para la especie *Sebastes miniatus*.

7.2. Discusión taxonómica de la fauna parasitaria de *C. princeps*.

***Choanodera caulolatili* Manter, 1940.**

Sus huéspedes son del género *Malacanthidae*: *Caulolatilus anomalus*, *C. princeps* y el serranido *Paralabrax nebulifer*. A este trematodo, *C. caulolatili*, se conoce también con la sinonimia de *Choanodera moseri*, Frost y Dailey, 1994, distinguida por tener el cuerpo con espinas tegumentales, pero hay estudios con ausencia de estas espinas (Cribb et al 1999). Frost y Dailey, (1994) distinguieron a *C. moseri* de *C. caulolatili* con fundamentos débiles.

Se ha examinado el olotipo de *C. caulolati* (Frost y Dailey, 1994) reportaron la ausencia de espinas tegumentales, mientras que se han encontrado inequívocamente en uno de sus especímenes. Manter (1940) describió un espécimen grávido dentro del tamaño reportado y refirieron un ovario más redondo que lobulado, así como la descripción del ovario de *C. caulolati* sin lóbulos distintivos; además se menciona que los especímenes de Frost y Dailey (1994) estaban macerados y maltratados y habían perdido la mayoría de las espinas tegumentales. Estos organismos se han encontrado exclusivamente en California (EUA), en Isla Cedros, México y en las Islas Galápagos reportando una longitud de su cuerpo de 2.565-3.307 mm por 0.045-1.282mm (87.12-48-65). Hasta el momento no hay más reportes que las dos descripciones de Frost y Dailey (1940) donde se hizo una revisión de la familia Aprocerebridae y la descripción de especies australianas de esta familia. Por tanto, en este estudio se reporta una nueva localidad geográfica para *C. caulolati*.

***Choricotyle caulolati* (Meserve, 1938) Sproston, 1946.**

El género *Choricotyle* fue establecido por Beneden y Hess en 1863 para incluir parásitos de las branquias de *Chrysophrys aurata* en las costas de Bélgica, erigiendo como especie tipo a *C. chrysophryi* (Yamaguti, 1963). Estos ejemplares se asignaron al género *Choricotyle*, por la forma del cuerpo, la morfología de la pinza, la presencia de corona genital armada, número y disposición de los testículos, estructura del ovario, extensión de las vitelógenas y por la presencia de filamentos polares en los huevos, rasgos que lo diferencian del resto de los géneros de la subfamilia *Choricotylinae*.

Se han registrado un total de 25 especies para el género, las cuales se distribuyen en todo el mundo. De éstas, diez parasitan a peces de la costa del Pacífico Americano, tres de ellas se distribuyen en México. Meserve (1938) describió a *Diclidophora caulolatlili* de dos especímenes recuperados de *Caulolatilus princeps* de las Islas Galápagos, y Sproston (1946) las transfirió a *Choricotyle*. Bravo-Hollis (1953) reportó un solo espécimen de *C. caulolatlili* recuperado de *Trachurops crumenophthalma* (Bloch) (Carangidae) de aguas de Puerto Vallarta, Jalisco; *C. sonorensis* Caballero y Bravo, (1962) que parasita a *Microlepidotus inornatus* en la Bahía de San Carlos en Guaymas, Sonora, y *C. leonilavazquezae*, colectado de las branquias de *Microlepidotus brevipinnis* en la Bahía de Chamela, Jalisco (Lamothe et al., 1998). Sin embargo, Mamaev (1976) colocó a *Choricotyle pacifica* de las branquias de *Umbrina sinaloae* (Scianidae) capturado en aguas de La Paz Baja California, como especie inquirenda en la revisión que realizó de las especies de éste género descritas hasta esa fecha. Aranda-Cruz (2006), realizó un estudio con platelmintos parásitos de la "sarangola" *Microlepidotus brevipinnis*, de la Bahía de Chamela, Jalisco. En este estudio se menciona que hay diferencias entre *Choricotyle leonilavazquezae* y *C. sonorensis* en el número de ganchos de la corona genital, y el tamaño de los pedúnculos de las ventosas. *C. leonilavazquezae* también difiere de *C. pacifica* en el tamaño y forma del cuerpo (es más largo en *C. leonilavazquezae*), en la estructura del opistohaptor, en el pedúnculo de las ventosas y en el número de testículos (46).

Payne (1987) hizo un último reporte de 36 especímenes distribuidos en la parte norte del Sur del Golfo de California, sus organismos coincidieron con las descripciones de los detalles de la estructura de fijación, tamaño y colocación de los órganos internos y en la forma general del cuerpo. Otro estudio que se reportó, estuvo ausente en la mayoría de los especímenes de *C. Princeps* examinados de aguas de Isla de Guadalupe en la corriente de California de Baja California, y no ha sido reportado en otra parte que no sea *C. princeps*, un pez que se sabe se encuentra desde las Islas Galápagos hasta la Columbia Británica. *C. caulolatlili* parece ser un parásito de aguas calidas. Con base en lo anterior, es posible señalar que los ejemplares pertenecen a la especie *Choricotyle caulolatlili* por el número de ganchos presentes en la corona genital, la posición del ovario y el receptáculo seminal, estructura de las pinzas del opisthaptor, disposición de las vitelógenas, tamaño de las ventosas del prohaptor, ausencia de lengüeta terminal en el opisthaptor y por la longitud de los pedúnculos del mismo.

***Anisakis* sp. Railliet & Henry, 1912.**

La presencia de un ventrículo glandular sin apéndice, ausencia de ciego intestinal, así como la morfología de la región cefálica y la caudal, nos permiten asignar el organismo dentro del género *Anisakis* (Anderson *et al.*, 1973-1984).

Las especies del género *Anisakis* en su estadio adulto se encuentran parasitando el estómago e intestino de mamíferos marinos exclusivamente; en particular, ballenas y en algunos casos pinnípedos (Anderson, 1993). De

acuerdo con la revisión del género realizada por Davey (1971), solo tres especies fueron válidas, *Anisakis simplex* Rudolphi, 1809, *A. typica* Deising, 1860 y *A. physeteris* Baylis, 1923, distinguiéndose unas de otras por la forma y tamaño del ventrículo, el tamaño de las espículas y en el número de papilas caudales. Sin embargo, Nascetti *et al.* (1986) consideraron como válida a la especie *A. pegreffii* descrita por Campana Rouget y Biocca en 1954 al comparar las características genéticas de un grupo de nemátodos englobados en el complejo de *Anisakis simplex*. Posteriormente, Paggi *et al.* (1998) dieron a conocer la existencia de *A. ziphidarum* como una nueva especie, distinguiéndose de las otras cuatro especies tanto en caracteres morfológicos como en genéticos.

Los registros que hay en México son de larvas de anisáquidos en los peces *Euthynnus lineatus*, *Umbrina xanti*, *Harengula thrissina* y *Opisthonema libertate* de la Bahía de Chamela, Jalisco (Lamothe *et al.*, 1997). También en *Paralichthys californicus* de la Bahía de Todos Santos, Bahía de San Quintín y el estero de Punta Banda, B. C. N. (Castillo-Sánchez *et al.*, 1998). También se ha encontrado en *Ephinephelus morio* en la Península de Yucatán, (Moravec *et al.*, 1995, 1997) como *Anisakis typica*. En 2001, Aguilar y colaboradores registraron por primera vez adultos de *Anisakis typica* en el tubo digestivo del delfín *Stenella longirostris* varados en La Paz, Baja California Sur. García-Vargas (2002) refirió larvas de *Anisakis* en; *Caranx caballus*, *Selar crumenohthalmus*, *Trachinotus rhodopus*, *Coriphaena hippurus*, *Lutjanus argentiventris*, *Lutjanus guttatus*, *Euthynnus linneatus* y *Sarda orientales* así como en la válvula espiral de *Sphyrna lewini*,

todos en la Bahía de Chamela, Jalisco. Sánchez Serrano (2005) realizó un estudio de la carga parasitaria de la sardina Monterrey *Sardinops sagax* desembarcada en el puerto de Ensenada B. C. en donde el registró la presencia de larvas de dicho organismo en estudio. Los resultados de este estudio asignan un nuevo huésped a *S. miniatus* para *Hysterothylacium*. Los resultados de éste estudio asignan un nuevo huésped en larvas de *Anisakis* de *C. princeps* en la costa adyacente de San Quintín.

***Hysterothylacium* sp. Ward & Magath, 1917.**

Estos nemátodos presentaron un ventrículo pequeño y esférico, unido al intestino en forma oblicua, un apéndice que deriva del ventrículo y un ciego intestinal, así como una región caudal cónica con múltiples proyecciones cuticulares con forma de espinas. Estos organismos se incluyeron en *Hysterothylacium* por concordar con las características descritas por Ward y Magath (1917), Yamaguti (1961) y Myers (1975).

En el presente estudio, se recolectaron dos tipos de larvas con las características mencionadas. Sin embargo, existen diferencias morfológicas entre ellas; unas difieren por el gran desarrollo de los labios y los interlabios, y otros descritos en el tipo 1 por presentar labios poco desarrollados e interlabios poco evidentes. Otra característica distintiva es que en las larvas tipo 1 los apéndices ventriculares y los ciegos intestinales son más pronunciadas, mientras que en tipo 2 las estructuras son cortas.

De acuerdo a Bruce *et al.* (1994) (*in* Moravec *et al.*, 1997), el género *Hysterothylacium* Ward y Magath, 1917, incluye una 52 especies que como

adultos parasitan a peces marinos, estuarinos y de agua dulce, y en estadio larval pueden parasitar a invertebrados o vertebrados, ya sea como huéspedes intermediarios, o como huéspedes paraténicos.

El género *Hysterothylacium* ha tenido tres sinónimos, siendo *Dujardinascaris* y *Thynnascaris* los más utilizados. Primero se consideraron como miembros del género *Dujardinia* Gedoelst, 1916, luego Dollfus (1933) utilizó el nombre de *Thynnascaris* para distinguir a organismos con características parecidas a las del género *Contracaecum* pero con un poro excretor abriendo a nivel del anillo nervioso y transfirió las especies del género *Thynnascaris* a *Contracaecum* considerándolo como un subgénero (Norris y Overstreet, 1975, 1976). Campana-Rouget, 1960 cambió el nombre de *Dujardinia* por *Dujardinascaris*. Luego, Harwitch (1957) ubicó a *Thynnascaris* a nivel genérico, nombre que es utilizado por Yamaguti (1961) para referirse a estos organismos. Deardorff y Overstreet (1981) regresaron al género propuesto por Ward y Magath 1917 (Moravec *et al.*, 1996).

La especie tipo es *Hysterothylacium brachyurum* Ward y Magath, 1917, aunque Yamaguti (1961) la consideró un sinónimo de *Contracaecum brachyurus*, en función que aún no estaba definida la taxonomía de este género. A este género se han transferido especies que habían sido incluidas en los géneros *Ascaris*, *Contracaecum*, *Goezia*, *Porrocaecum* e *Iheringascaris*.

En México, Pearse (1936) describió a *Dujardinia cenotae* como parásito de *Rhamdia guatemalensis* de dos cenotes de Yucatán, basándose en

pocas hembras, por lo que la descripción estaba incompleta. Posteriormente, Moravec *et al.* (1996) describen a machos de esta especie en el mismo huésped y dentro de la misma región geográfica, reconociéndola como *H. cenotae*. Años atrás, el género *Hysterothylacium* se reconoció como válido para los nemátodos que presentaban las características aquí descritas, al ser primeramente nombrado por Ward y Magath (1917) y no bajo el nombre de *Dujardinia* Gedoelst 1916, en organismos con características similares. Moravec *et al.* (1995) recolectaron una hembra y un macho de la especie *H. eurycheilum* y una larva en el cuarto estadio en el huésped *Epinephelus morio* de Yucatán. Por otra parte, Jiménez (1996) encontró dos hembras y varias larvas dentro del pez *Umbrina xanti* en la Bahía de Chamela. Sin embargo, por falta de especímenes machos la identificación se realizó solo a género. Finalmente, Castillo *et al.* (1998) registraron larvas de este género en el intestino del "Lenguado de California" *Paralichthys californicus* en Baja California. García-Vargas en 2002 registró a este tipo de nemátodos en 16 especies de peces de la Bahía de Chamela, Jalisco. Por último Sánchez Serrano (2005) registró la presencia de larvas de dicho organismo en la sardina monterrey *Sardinops sagax* desembarcada en el puerto de Ensenada B. C. Los resultados del presente estudio asignan a *C. princeps* como un nuevo huésped para *Hysterothylacium* sp. así como una nueva localidad geográfica.

***Hatschekia* sp. Poche, 1902.**

Estos organismos están restringidos a algunas especies de teleósteos; muchas especies han sido descritas, pero la mayoría no están

completas ni bien detalladas. Tienen una forma simple del cuerpo, con relativamente pocas características utilizables, incrementando la dificultad para su identificación.

Las especies asignadas a este género son más de 132, y esta redescrición se hizo solo con los organismos disponibles. Es necesaria una revisión a este género, ya que muchas especies no pueden ser identificadas usando la información disponible. Su pequeño tamaño y caracteres crípticos basados en su morfología de los sacos ovígeros, lo hace extremamente más difícil trabajar con ellos. La características morfológicas de nuestro espécimen, coinciden con las características del género *Hatschekia*, reportado por Boxshall G. A. 2004. , sin embargo es diferente en algunas característica a las especies descritas a continuación.

H. crenilabris (Hesse, 1878; Yamaguti, 1963) presenta la parte anterior del margen lateral del cefalotórax hinchado, y el tronco se estrecha posteriormente, el cefalotórax tiene sus márgenes laterales como curvas completas, y los márgenes laterales del tronco son subparalelos. *H. crenilabris* al parecer es sinonimia de *H. labracus* (van Beneden, 1870) y de *H. richiardii* (Goggio, 1905), las cuales tienen una hinchazón similar del cefalotórax y un tronco similarmente estrecho.

Por su parte *H. labrimixti* (Hesse, 1878; Yamaguti 1963) también difiere de *H. quadrata* en estas mismas características, *H. labrimixti* presenta una hinchazón lateral del cefalotórax.

En *H. pygmaea* Scout, 1909 (Scott y Scott 1913) el segundo y tercer segmento torácico están claramente separados del resto del tronco por surcos, los cuales son visibles dorsalmente. En este sentido, no se registró dicha separación en los especímenes del presente estudio.

La especie *H. quadriabdominalis* Yu 1933, tiene un proceso posterolateral en el tronco, el cual se bifurca distalmente. Tampoco se observó dicho proceso en el presente material. *H. longibrachium* Yamaguti 1939, tiene un abdomen subtriangular y una primera antena 6-segmentada. En el presente material estas características no coinciden ya que el abdomen es redondeado y la primera antena es 5-segmentada.

En la especie *H. monacanthi* Yamaguti el abdomen esta casi carente mientras que *H. doiodontis* Yamaguti 1939, tiene un tronco estrechándose y redondeado posteriormente. En la presente especie el posterior estrechamiento es ligero y el margen posterior es sublineal o cóncavo.

H. ostracii Yamaguti 1953, tiene los márgenes laterales de su tronco convexamente curvados tanto la anchura anterior y posterior son menores de $\frac{2}{3}$ la anchura medial. En los especímenes de *Hatschekia* sp. del presente estudio, los márgenes laterales del tronco son sublineales.

En *H. prionoti*, Pearse 1947, el tronco esta dividido por muchos surcos transversales. En nuestros especímenes no se observaron surcos similares.

H. modesta Kabata 1965, tiene su abdomen indistintamente separado del tronco como un incremento en su estrechamiento posterior. En la presente especie, el abdomen está separado del tronco por un "cuello" corto.

De acuerdo con las anteriores comparaciones, los especímenes de *Hatschekia* registrados en el presente estudio son distintas a aquellas especies previamente descritas.

Dado que existen muy pocos reportes del género *Hatschekia* en México y los pocos que existen no son de taxonomía, y en su mayoría no están disponibles, se requiere de un estudio más profundo para establecer si se trata de una especie nueva para este género. Lo que si se puede afirmar es que en este estudio se registra una nueva localidad y un nuevo huésped (*C. princeps*) para el género *Hatschekia*.

7. 3. Discusión general.

El registro parasitológico para los huéspedes *S. miniatus* y *C. princeps*, en la costa de San Quintín, B.C., se conformó por 16 especies; tres especies fueron monogéneos, cuatro digéneos, un cestodo, un tipo de larva de cestodo, tres especies de nemátodos y cuatro tipos de larvas de nemátodos.

El rocot rojo (*S. miniatus*) albergó 12 especies de macroparásitos, de las cuales solo tres especies (*M. sebastis*, *Anisakis* sp. y *Pseudoterranova* sp.) han sido reportadas para este huésped, dos mas (*Botriocephalus* sp. y *Neobranchia* sp.) coincidieron en el género, y las otras siete (*B. derzhavini*,

F. sebastodis, *P. merus*, *Hysterothylacium* sp., *C. strumosum*, *Lepeoptheirus* sp. y *C. sebastidis*) no han sido registradas con anterioridad (Love et al., 2002; Love y Moser 1983). Para *C. princeps* se registraron seis especies y solo el monogeneo *C. caulolatlili* estaba reportado en este huésped (Love y Moser 1983), por tanto *B. plicatum*, *Choanodera caulolatlili*, *Anisakis* sp., *Hatscheskia* sp. e *Hysterothylacium* sp. son nuevos registros para *C. princeps*.

En el presente estudio, *S. miniatus* albergó tres especies de nemátodos y tres especies de copépodos como grupos más diversos, sin embargo otro rocot (*S. alutus*) encontrado al norte de la misma zona de distribución, se le registraron ocho especies de nemátodos y 12 especies de copépodos y hasta un total de 52 especies de macroparásitos pertenecientes a siete grupos (Love et al., 2002). En este estudio, el pez blanco albergó a seis especies de parásitos, con los digéneos y nemátodos como los grupos más diversos con dos especies cada uno; para este huésped se habían reportado tres especies de parásitos y solo a *C. caulolatlili* como huésped (Love y Moser 1983). Para *S. miniatus*, el cestodo *Bothriocephalus* sp. fue la especie más abundante con 50 % del total (29,579 individuos), sin embargo la presencia de *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp. (34.9%) es importante por ser responsables de la anisakiasis, enfermedad adquirida por consumir pescado crudo o semicrudo con estadios infectivos. En *C. princeps* se encontró un número menor de parásitos (3,820 individuos), aunque *Hysterothylacium* sp. fue el más

abundante (38.3% del total), y que junto con *Anisakis* sp. acumularon el 67.4%.

Los digéneos (tremátodos) es otro grupo frecuente en peces marinos (Rohde, 1993; Castillo-Sánchez *et al.*, 1998; Sánchez-Ramírez y Vidal Martínez, 2002; Muños *et al.*, 2006), y en el presente estudio se confirmó ya que el 40% de las especies en ambos huéspedes fueron digéneos. Love y Moser (1983) mencionan que la riqueza de tremátodos es relativamente alta en peces marinos y estuarinos de California, Oregon y Washington; lo anterior también fue encontrado en la lisa (*M. cephalus*) con 50% de tremátodos (Juárez-Arroyo y Salgado-Maldonado, 1989), y con porcentajes similares en huéspedes de las familias Sciaenidae (*Leiostomus xanthurus* y *Micropogonias undulatus*), Scombridae (*Euthynnus lineatus*), y Khyphosidae: *Khyphosus elegans* (Thoney, 1993; Castillo-Sánchez, 1994; León-Regagnon *et al.* 1997). Estos parásitos generalmente son formas adultas, que utilizan a peces como huésped definitivo, y pocas especies en forma larval (huéspedes intermediarios) los utilizan como medio para llegar a huéspedes definitivos como aves y mamíferos (Juárez y Salgado, 1983). Los nemátodos también juegan un papel importante en la parasitosis de peces, la mayoría son estadios larvarios que se alojan en diferentes hábitats dentro del pez (Love y Moser, 1983; Alvarado-Villamar y Ruiz-Campos, 1992; Thoney, 1993; Castillo-Sánchez, 1994). No obstante la mayor parte de los grupos parásitos que infectan a peces marinos se han encontrado en estado adulto; las formas larvarias en general registran porcentajes menores al 35 %; esto indica que los peces juegan un papel más importante como huéspedes

definitivos, que como huéspedes intermediarios dentro del ciclo de vida de los parásitos en el ambiente marino (Juárez y Salgado, 1983; Castillo, 1994; León-Regagnon, 1997).

La estructura de la comunidad de parásitos en peces no ha sido suficientemente evaluada ya que muchos estudios se han efectuado en tiempos cortos (Poulin y Morand, 2000). Otros han evaluado las infracomunidades con respecto al tiempo, pero solo en la fauna parasitaria interna del huésped (González y oliva, 2006). La riqueza de especies de parásitos usualmente se ha determinado en un limitado número de huéspedes, dejando fuera a especies estacionales o que son reemplazadas por condiciones ambientales (Escalante, 2003; Dove y Criba, 2006). En el presente estudio, solo en la primera recolecta (febrero 2005) se obtuvieron números menores de huéspedes, por las condiciones de invierno que limitaron en número y en tiempo los viajes de pesca; aún así se identificaron 9 de las 12 especies de parásitos en *S. miniatus*, y cinco de las seis especies en *C. princeps*; en las otras cinco recolectas durante el 2005 se obtuvieron individuos por arriba del número suficiente para representar a la comunidad de parásitos de ambos huéspedes. También este estudio se realizó durante un año y se evaluaron las comunidades de endoparásitos y ectoparásitos, lo que resultó en un estudio más completo y representativo para ambos huéspedes.

Por otro lado, actualmente existen muy pocos trabajos en parasitología que expliquen la dirección y propiedades de las curvas de acumulación de especies para estudios de diversidad y estructura de la comunidad de

parásitos, ya que su mayor aplicación es para saber en qué momento el muestreo es representativo y así evitar un esfuerzo de trabajo innecesario; sin embargo, este tipo de curvas y la estimación de la riqueza pueden ser una herramienta para entender la organización de la diversidad de parásitos en un tiempo y espacio determinados. De acuerdo con Dove y Cribb (2006), la forma que adquiere la curva nos puede ayudar a saber si la comunidad es interactiva o aislacionista, ya que éstas reflejan la continuidad ecológica. Si la curva presenta una asíntota temprana, puede indicar una comunidad interactiva, saturada por las especies que la conforman, con relaciones interespecíficas fuertes y con altas tasas de transmisión, llevándolas a ser predictibles con una alta similitud entre las infracomunidades; por otra parte, si la curva presenta una asíntota tardía, ésta puede estar relacionada con una comunidad aislacionista, la cual no está saturada aún, las relaciones que se dan entre las especies que la conforman son muy débiles y las tasas de transmisión de las mismas también son bajas, la estructura de las infracomunidades es impredecible y existe una muy baja similitud entre ellas (Holmes y Price, 1986 en: Dove y Cribb, 2006). Por la forma que presentan las curvas de acumulación de especies para cada uno de los meses de estudio de las dos especies en estudio, podríamos decir que para los alcances del presente trabajo, *S. miniatus* y *C. princeps* alberga a comunidades aislacionistas de macroparásitos y que su comportamiento a lo largo del tiempo es impredecible, ya que existe una proporción de especies cuya presencia es ocasional.

Actualmente se conoce que las comunidades de parásitos de peces son menos ricas y diversas que en las de otros tipos de vertebrados como aves y mamíferos, ya que generalmente están dominadas por una sola especie o raramente por unas pocas especies, presentando un alto número de nichos disponibles para ser ocupados por parásitos y una gran variación en cuanto a la abundancia y riqueza de especies que parasitan a cada huésped individual (Poulin, 2001). Esta característica se vio reflejada en el presente estudio donde *Bothriocephalus* sp. e *Hysterothylacium* sp. presentaron las abundancias más altas en *S. miniatus*, así como *Hysterothylacium* sp. y *Anisakis* sp. en *C. princeps*; El cestodo *Bothriocephalus* sp. a pesar de ser el de mayor abundancia en *S. miniatus*, solo se presentó en 32.9% de los huéspedes y contribuyó a que fluctuara considerablemente el número de parásitos en cada huésped individual; aún así este cestodo presentó una estacionalidad marcada, con su máxima abundancia en junio y sus mínimos en febrero y diciembre, su mayor abundancia media en agosto y sus mayores prevalencias de abril a agosto. Con respecto a *C. princeps*, el nemátodo *Hysterothylacium* sp. fue el más abundante con 38.3% del total de individuos y su mayor abundancia la presentó durante octubre, su mayor abundancia media durante junio, y su prevalencia fue alta todos los meses de recolectas, excepto diciembre.

Las comunidades de parásitos son dinámicas en el tiempo y espacio, e incluso llegan a albergar comunidades con diversidades y abundancias diferentes en huéspedes de la misma especie, como respuesta a cambios ambientales (Poulin, 2007). La riqueza total en *S. miniatus* exhibió una

estacionalidad con la presencia de las 12 especies desde abril hasta agosto (primavera y verano), sin embargo la temperatura a la profundidad de captura (50-100m) junto a Isla San Martín (10.2 °C -12.4 °C) no presentó cambios abruptos (García-Córdova *et al* 2005 a, b, c, d) en las cuatro estaciones del 2005 (KW, H= 19.475, p= 0.000), y la incorporación de los nuevos reclutas se presentó hasta noviembre (otoño); por tanto, posiblemente los cambios de presas como alimento disponible podrían incorporar estadios infectivos que se reflejan en esos cambios en especies de parásitos. Con respecto a *C. princeps*, las seis especies se presentaron casi todo el año excepto en febrero donde no se registró *C. caulolatilii*, quizás derivado del menor número de huéspedes recolectados. Un futuro estudio en la zona de pesca deportiva de los hábitos alimentarios para ambos huéspedes, podría también proveer la identificación de estadios infectivos de los parásitos.

Al caracterizar las infecciones en el rocot rojo y el pez blanco, los resultados revelan que no todos los órganos (nichos) del cuerpo no fueron parasitados de igual manera, y presentaron una preferencia por el intestino, el estomago y ciegos intestinales, quizás por la mayor fuente de nutrientes disponibles en estos órganos y que no existe una alta competitividad por los recursos entre las especies, por tanto el microhábitat posiblemente determina la estructura de la comunidad de parásitos (Sasal *et al.*, 1999).

De acuerdo con Bush *et al.* (1997), las especies que presentan una prevalencia igual o superior al 10% son consideradas para los análisis que explican los procesos de estructuración de las comunidades de

endohelminthos parásitos. Dicho de otra manera, cuando uno o varios organismos de una sola especie se presentan en un solo huésped durante todo el muestreo no nos indican patrones de similitud respecto a otros huéspedes de la misma especie (Pardo *et al.*, 2004). Algunas especies no alcanzan niveles superiores al 10% de prevalencia durante todo el periodo de análisis, sin embargo, sus valores no son tan bajos como para considerarlos como especies raras, por lo que siguiendo lo planteado por Sánchez- Ramírez y Vidal-Martínez (2002), aquellas especies que presentan una prevalencia mayor al 5% y menor al 10% deben ser consideradas como especies intermedias y tomadas en cuenta para los análisis de estructuración de la comunidad. Sánchez-Ramírez y Vidal-Martínez, 2002). En este trabajo, solo el nemátodo *Pseudoterranova* sp. presentó 3.4% de prevalencia general en *S. miniatus*, y especies como *C. sebastidis* y *N. scorpaenae* no registradas en febrero, y *F. sebastodis* con prevalencia baja en octubre y diciembre, sin embargo presentaron prevalencias generales mayores al 10%. En el pez blanco, solo *C. caulolatlili* estuvo ausente en febrero pero su prevalencia general y las otras cinco especies fueron altas. *Anisakis* sp. por su alta prevalencia fue importante en ambas comunidades y su frecuencia de aparición fue la mas alta (Brooks *et al.*, 1992; Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001).

La dieta de *S. miniatus* incluye un gran número de especies bénticas y de la columna de agua, principalmente peces, calamares, eufausidos, pulpos, salpas, langostilla, camarones, copépodos, mísidos, anfípodos, isópodos y poliquetos (Love *et al* 2002). Muchos crustáceos y peces

pequeños son huéspedes de estadíos iniciales de céstodos (Rojas *et al.*, 2003), y sus adultos habitan la válvula espiral de elasmobranquios (Schmidt, 1986; Jensen, 2001). El rocot rojo (*S. miniatus*) es un depredador activo y carnívoro oportunista (Love *et al.* 1992), y forma parte de la cadena trófica intermedia que permite a los parásitos alcanzar su madurez en elasmobranquios (Jensen, 2001). Algunas especies de parásitos del pez blanco provienen de larvas hospedadas en huéspedes intermediarios como moluscos gasterópodos y cefalópodos, los cuales hospedan principalmente a digéneos y cuya abundancia depende del alimento del *C. princeps*. Estudios en peces demersales (Muñoz *et al.* 2006; Oliva y Luque, 1998; Cordeiro y Luque, 2004) indican que muchas especies son eslabones intermedios de cadenas tróficas marinas (Sánchez-Ramírez y Vidal-Martínez (2002).

Nueve especies de las 12 especies de macroparásitos en *S. miniatus* y cinco de las seis especies de macroparásitos que se identificaron en este estudio, no habían sido previamente registradas parasitando a estos peces en otras localidades, aunque la mayoría de estas especies se han registrado en otros huéspedes en las costas de California (Love y Moser, 1983). En general, la mayoría de las especies son de tipo generalista, es decir, que tienen la capacidad de parasitar a cualquier especie de pez que se alimente con huéspedes intermediarios infectados con alguna de ellas. Algunas especies que han sido señaladas como parásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* no se encontraron en nuestra área de estudio, probablemente porque aquí no están presentes sus estados infectivos o sus huéspedes

especies en los huéspedes naturalmente infectados, en términos de abundancia y prevalencia, así como la intensidad de la infección, pueden ser el primer paso para descubrir el papel de las interacciones interespecíficas en la estructuración de las comunidades (Dezfuli *et al.*, 2001). Destaca una muy alta intensidad promedio de *Bothriocephalus* sp. (425.1 ind/huésped infestado) en *S. miniatus*, con respecto al mas alto valor de *B. plicatum* (20.2 ind/huésped infestado) en *C. princeps*. Este análisis en ambos huéspedes mostró una alta variabilidad en términos de sus descriptores y aunque describe su estructura comunitaria, ambos huéspedes pueden ser definidas como un complejo de especies con baja prevalencia y abundancia y escasas asociaciones interespecíficas. Al respecto Valtonen y colaboradores (2001), así como Tavares y Luque (2004), puntualizaron que éste es un patrón común en las infracomunidades de peces marinos.

Actualmente, los estudios ecológicos de parásitos utilizan distintas medidas de la complejidad de la comunidad para entender el proceso de estructuración de las comunidades. La riqueza de especies, o el número de especies que conforman la comunidad, es el valor más simple disponible, aunque esto lleve a reflejar la relativa abundancia de las diferentes especies. La diversidad de especies es mucho más informativa, ya que los índices de diversidad son sensibles a la riqueza y la contribución relativa de cada especie (Magurran, 1988). La diversidad incrementa cuando la riqueza aumenta, y la riqueza alcanza un valor máximo cuando todas las especies están igualmente representadas en la comunidad (Poulin, 1996).

El intervalo del número de especies por huésped fue entre una y ocho en *S. miniatus* y de dos a seis en *C. princeps*, aunque en promedio la comunidad de *S. miniatus* mostró un valor ligeramente más alto que el de la comunidad de *C. princeps* (2.86 y 2.31, respectivamente), *S. miniatus* presentó al menos un parásito pero ninguno con las 12 especies identificadas, solo hasta un máximo de ocho especies; en el total de peces revisados por monitoreo, la máxima riqueza se registró en primavera y verano y disminuyó en otoño e invierno. En cambio *C. princeps* presentó un individuo sin ningún parásito en diciembre, y otro con el máximo de las seis especies en junio, aunque en los peces revisados por monitoreo las seis especies se presentaron en todos los meses excepto en febrero. A pesar de la variabilidad de presencia de especies de parásitos y la diferencia en el número de especies entre ambos huéspedes, el promedio de riqueza específica fue similar en *S. miniatus* y en *C. princeps* con 2.9 y 2.3 especies por huésped, respectivamente.

En lo concerniente a la diversidad, esta describió patrones regulares en ambas especies, con la máxima diversidad en febrero y posteriormente disminuyó hasta junio y posterior aumento gradualmente en diciembre presentaron un aumento en el número de especies comunes y raras.

Las comunidades de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* resultaron presentar pocas especies comunes y sobre todo dominantes, dicha escasez de especies comunes dominantes en la comunidad de macroparásitos es un patrón más o menos constante que se presenta en los

peces marinos (Oliva 1994; Oliva *et al.*, 1996; Oliva y Luque, 1998). De acuerdo con Kennedy (1990), el número de especies en una infracomunidad refleja el número de especies en la localidad, la oportunidad de transmisión e infección, así como la infección del huésped. Diferencias en la riqueza de especies y diversidad de las infracomunidades pueden ser el resultado de respuestas individuales al parasitismo por diferentes especies de macro parásitos y tasas de transmisión.

La misma variable puede no afectar diferentes grupos de parásitos en una misma vía, Rhode *et al.* (1998) concluyeron que los ensambles de parásitos en diez especies de peces marinos en la gran barrera de arrecifes coralinos y Antarctica, Australia carecen de una estructura y son poco predecibles, tomando esto como una generalidad en peces marinos. Sin embargo, un estudio llevado a cabo en *Sebastes capensis* y *Helicolenus lengerichi* de la costa sur de Chile por González y Oliva (2006) demostraron que un incremento en la riqueza de especies de parásitos no ocurre azarosamente, pudiendo seguir un patrón predecible de la estructura de la infracomunidad de parásitos. Los resultados de esta investigación se corresponden con la propuesta de Rhode *et al.* (1998), ya que el comportamiento de la riqueza para ambas localidades fue ligeramente distinto entre una especie y otra sin que se presentara un patrón bien definido, aunque se debe considerar que el periodo de tiempo establecido para las características de este estudio fue corto, por lo que se requiere de un período más prolongado para arribar a conclusiones más categóricas. Por otro lado, la diversidad de ambas comunidades aquí estudiadas

presentó un patrón de comportamiento más regular respecto a la riqueza, con un máximo para *S. miniatus* en el mes de abril y agosto, en donde se pudo apreciar incrementos en la presencia de especies raras y comunes, como lo señalaran los valores calculados para los índices de diversidad aquí empleados. Mientras que en *C. princeps* se observó una máxima en febrero, la cual es alta con respecto a otros meses los cuales se mantuvieron bajos. En el presente estudio para ambos huéspedes, los nemátodos *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp., así como el cestodo *Botriocephalus* sp. son especies generalistas con ciclos de vida asociados a muchos huéspedes e incluso con distribución mundial, mientras que el nemátodo *Pseudoterranova* sp. y el monogeneo *C. caulolatlili* por sus bajas abundancias y presencias exclusivas en cada huésped son considerados especialistas.

Las comunidades de parásitos son conjuntos dinámicos que varían en el espacio dentro de diferentes poblaciones de huéspedes de la misma especie, los cuales continuamente albergan diferentes comunidades de parásitos, pudiendo variar además en el tiempo como una respuesta inevitable a las condiciones del ambiente (cambio climático). La diversidad y abundancia de las comunidades de macroparásitos de peces varían en la escala geográfica en gran medida dirigida por los factores climáticos (Poulin, 2007). Pocos estudios han caracterizado las relaciones entre la diversidad regional y local a través de un paisaje bien definido (Barger, 2006). La distancia geográfica los componentes de comunidad ha sido ligada a una disimilitud entre la composición de las comunidades de parásitos a una gran variedad de escalas espaciales. Los expertos en ecología de parásitos poco

han podido identificar la manera en que el conjunto de especies a nivel local está ensamblado (Barger, 2006). Los resultados obtenidos sugieren que los dos grupos de especies y la distribución de cada uno de ellos están gobernados por una sustancial diferencia de escala espacial, obedeciendo principalmente a la abundancia de las especies comunes que conforman la comunidad, este mismo patrón fue observado por Barger y Esch (2001), quienes señalaron que comúnmente se observa una relación positiva entre la distribución y la abundancia de especies; por lo que, la tasa intrínseca del crecimiento de una población de una especie dada es más fácil de que se de en una sola localidad si los múltiples recursos que se dan en ella son utilizados. Por lo general las especies generalistas están ampliamente distribuidas y son abundantes localmente, mientras que las especies especialistas (*Microcotyle sebastis*, *choanodera caulolatlili* y *choricotyle caulolatlili*) presentan una distribución más limitada con abundancias escasas, tal como pudo observarse en ambos análisis llevados a cabo, en donde las larvas de *Bothriocephalus* sp, y los nemátodos del género *Pseudoterranova*, *Hysterothylacium* y *Anisakis* son especies generalistas cuyos ciclos de vida están asociados a un gran número de huéspedes, además de contar con una amplia distribución en la mayoría de los mares del mundo. Aunque la distribución y la abundancia de las especies de parásitos también pueden estar correlacionados con la distribución y abundancia de los recursos esenciales del huésped (Barger y Esch, 2001). Entre los estudios de las comunidades de parásitos, la relación entre la abundancia y la distribución ha sido analizada desde varios enfoques, por

ejemplo, una relación positiva entre la prevalencia (que hace referencia a la distribución) y la intensidad media (la cual es reflejo de la abundancia) se ha encontrado en un gran número de componentes de comunidad (Poulin, 1999; Fellis, 2001); o bien, otras causas que generalmente están asociadas a diferencias en la distribución geográfica son las condiciones ambientales predominantes en las que habita cada población de huéspedes (González y Poulin, 2005). Sin embargo, este grupo de variables no pudieron observarse en los análisis llevados a cabo, ya que solo fue considerada la temperatura como una variable ambiental y no mostró correlación con la abundancia parásitos en ambas especies de huéspedes.

En los estudios de ecología de parásitos es común que se examinen las características del huésped que pueden ser relevantes para entender su transmisión, distribución, abundancia y composición de infracomunidades (Pardo *et al*, 2004). Una correlación positiva entre el tamaño del cuerpo del huésped y la riqueza y abundancia de los parásitos es común de encontrarse en los estudios de componentes de comunidades. Sin embargo, algunos estudios han señalado que no existe una relación significativa entre el tamaño del cuerpo del huésped y las abundancias o densidades en las infracomunidades de parásitos (Rhode *et al.*, 1994; George-Nascimento *et al.*, 2002). El análisis del coeficiente de correlación de Spearman demostró que el tamaño del cuerpo de los rocots y blancos no influye en la estructura de la comunidad, aunque cabe señalar que este estudio condicionó la talla de los peces en un intervalo de 24 a 68 centímetros, para *s. miniatus* y 36 a 56 en *c. princeps*, por lo que no se pudo analizar todo el espectro de tallas

que existen en las poblaciones de peces y esto de alguna manera pudiera reflejarse en el análisis, ya que otros autores señalan la importancia del tamaño del cuerpo del huésped en la composición de las infacomunidades, lo que significa que algunas especies son importantes en número, pudiendo estar conectado al estado de madurez sexual y a los recursos que cada una de ellas necesita o a otros factores (Muñoz y Cribb, 2005). Estudios que relacionan al parasitismo con el tamaño del cuerpo del huésped indican cuanto puede cambiar la estructura de las infracomunidades durante el ciclo de vida del huésped. La organización de la comunidad puede ser influenciada por la edad y tamaño del huésped, los cambios de dieta y volumen de ingesta a través de la ontogenia del huésped y las modificaciones en la probabilidad de contacto con huéspedes intermediarios. Una especie de parásito estará presente en una localidad porque los huéspedes intermediarios están disponibles y las condiciones abióticas permiten la supervivencia de los estadios infectivos. (Guidelli, *et al.*, 2003). Sin embargo en el presente estudio al relacionar la longitud total el peso y el índice de condición de fulton con respecto al número total de parásitos arrojaron correlaciones muy bajas.

Este trabajo contribuye al conocimiento de la biología de las especies de parásitos que actúan como principales agentes causales de enfermedades en los peces y como un posible factor de riesgo a poblaciones humanas que incluyen dentro de su alimentación a los peces marinos. Estudios como el presente y realizados en un mayor número de especies de peces, así como en un mayor número de localidades a lo largo de sus

distribuciones, permitirán establecer los patrones de estructuración de las comunidades de parásitos en sus huéspedes, así como los procesos que las determinan.

8.CONCLUSIONES

- El registro parasitológico para *S. miniatus* y *C. princeps* en San Quintín, Baja California, México, fue representado por 16 especies, de las cuales nueve especies fueron parásitos internos y siete especies fueron ectoparásitos. Dos especies de nemátodos parásitos fueron compartidas entre los dos huéspedes: *Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp.
- Para el rocot rojo (*S. miniatus*) se identificaron 12 especies de parásitos: dos monogéneos (*Microcotyle sebastis* y *Benedenia derzhavini*), dos digéneos (*Fellidostomum sebastodis* y *Parahemiurus merus*), un céstodo (*Bothriocephalus* sp.), tres nematodos (*Anisakis* sp., *Hysterothylacium* sp. y *Pseuoterranova* sp.), un acantocéfalo (*Corynosoma strumosum*), y tres copépodos (*Lepeoptheirus* sp., *Clavellostis sebastidis* y *Neobranchia scorpaenae*).
- El pez blanco (*C. princeps*) presentó seis especies de parásitos: un monogéneo (*Choricotyle caulolatilii*), dos digéneos (*Bianium plicatum* y *Choanodera caulolatilii*), dos nematodos (*Anisakis* sp. e *Hysterothylacium* sp.) y un copépodo (*Hatschekia* sp.).
- Se asigna a *S. miniatus* como nuevo huésped (NH) de ocho especies de parásitos, y a San Quintín como nueva localidad geográfica (NLG) para ocho especies: *F. sebastodis* (NH, NLG), *P. merus* (NH), *B. derzhavini* (NH, NLG), *Bothriocephalus* sp. (NLG), *C. strumosum* (NH,

NLG), *Pseudoterranova* sp. (NLG), *Hysterothylacium* sp. (NH), *Lepeoptheirus* sp. (NH, NLG), *Neobranchia scorpaenae* (NH, NLG), *C. sebastis* (NH, NLG).

- Se asigna a *C. princeps* como nuevo huésped (NH) de cuatro especies de parásitos, y a San Quintín como nueva localidad geográfica (NLG) para cinco especies: *Choricotyle caulolatlili* (NLG), *B. plicatum* (NH, NLG), *C. caulolatlili* (NLG), *Anisakis* sp. (NH), *Hysterothylacium* sp. (NH, NLG), *Hatschekia* sp. (NH, NLG).
- Las especies más importantes por los valores de abundancia y prevalencia alcanzados en *S. miniatus*, está representado por las larvas de *Anisakis* sp. y las larvas de *Bothriocephalus* sp., las primeras son un factor de riesgo para el hombre, ya que este pez es consumido en Baja California, como alimento no cocinado (ceviche).
- Las larvas de *Anisakis* sp. fueron importantes por sus prevalencias en el *C. princeps* y por sus abundancias constituye un riesgo para a salud al consumirse los peces crudos o semicrudos.
- Ambas comunidades de macroparásitos de *S. miniatus* y *C. princeps* están conformadas por especies generalistas; la comunidad de *S. miniatus* está compuesta principalmente por larvas de *Anisakis* sp., *Hysterothylacium* sp, *Pseudoterranova* sp. y *Bothriocephalus* sp. La comunidad de *C. princeps* quedó conformada por *Anisakis* sp., *Hysterothylacium* sp., *B. plicatum* y *C. caulolatlili*.

- La similitud cualitativa exhibida por los dos componentes de comunidad analizados, es baja por el número de especies que comparten las dos especies de peces muestreadas, sin embargo la similitud cuantitativa solo alcanza valores altos cuando se comparan los componentes de *S. miniatus* y *C. princeps*, debido a que las especies de macroparásitos que se distribuyen en estos peces presentan abundancias proporcionales parecidas.
- No se encontraron relaciones significativas entre parámetros que describen la comunidad de macroparásitos y la longitud total de los peces.

9. RECOMENDACIONES

Ampliar los estudios sobre macroparásitos de *S. miniatus* a otras localidades geográficas, y compararlas con el área de estudio por un periodo de tiempo mayor, evaluando variables ambientales y biológicas que permitan relacionar su posible efecto en la estructura de la comunidad.

Realizar investigaciones en otras especies de peces marinos de importancia ecológica o económica (pesca, cultivo o engorda), y determinar los efectos de los parásitos en la salud de sus huéspedes y en la posible regulación de sus poblaciones.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Aguilar, R. 2001. Gastrointestinal helminths of *Stenella longirostris* (Gray, 1828) (Cetacea: Delphinidae) stranded in La Paz, Baja California Sur, México. *Comparative Parasitology* 68: 272-274.
- Ahlstrom, E.H. 1965. Kinds and abundance of fishes in the California current region base on egg and larval surveys. *CalCOFI Rep.* 10: 31-52.
- Ahlstrom, E.H., Moser, H.G., Sandknop, E.M. 1978. Distributional atlas of fish larvae in the California current region: Rockfishes *Sebastes* spp., 1950-1975 *CalCOFI Atlas N.* 23, 178 pp.
- Alvarado-Villamar, M.R., Ruiz Campos, G. 1992. Estudio comparativo del grado de infección de macroparásitos en seis especies de *Sebastes* (Pisces Scorpenidae) de la costa Noroccidental de Baja California, Mexico. *Cienc. Mar.* 18 (1): 79-92.
- Álvarez-Borrego, S. 2004. Nutrient and phytoplankton dynamics in a coastal lagoon strongly affected by coastal upwelling. *Cienc. Mar.* 30: 1-19.
- Anderson, R.C., Chabaud A.G., Willmott S. 1974-1983. CIH keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Buck. Vol. 1-10.
- Anderson, R.C. 1988. Nematode transmission patterns. *J. Parasitol.* 74: 30-45.
- Anderson, R.C. 1984. The origins of zooparasitic nematodes. *Can. J. Zool.* 62: 317-328.
- Anderson, K. 1993. *Hysterothylacium aduncum* (Rudholphi, 1862) infection in cod from the Oslofjord: seasonal occurrence of third – and

fourth stages larvae as well as adult worms Parasitology Research 79: 67-72.

- Arai, P.H. 1962. Tremátodos digeneos de peces marinos de Baja California, México. *An. Inst. Biol. Univ. Nal. Aut. Méx.* 33: 113-130.
- Arai, P.H. 1967. Ecological specificity of parasites of some embiotocid fishes. *J. Fish. Res. Board. Can.* 24 (10): 2161-2168.
- Arai, P.H., 1969. Preliminary report on the parasites of certain marine fishes of British Columbia. *J. Fish. Res. Board Can.* 26 (9): 1337-2319.
- Aranda-Cruz, 2006. Platelmtos parasitos de la "Sarangola" *Microlepidotus brevipinnis* Steindachner, 1869 (Haemulidae) de la Bahía de Chamela Jalisco. Tesis para obtener el grado de Maestría en Ciencias. *Univ. Nal. Aut. Méx.* 31-34 p.
- Bakker, T., Mazzi, D., Zala, S. 1997. Parasite-induced changes in behavior and color make *Gammarus pulex* more prone to fish predation. *Ecology.* 78(5): 1098-1104 p.
- Barger, M.A. and Esch, G.W. 2001. Host specificity and the distribution abundance relationship in a community of parasites infecting fishes in streams of North Carolina. *Journal of Parasitology* 88: 446-453.
- Begon, M., Harper, J.L., Townsed, C.R. 1986. Ecología, individuos, poblaciones y comunidades. Omega. Barcelona, España: 886 pp.
- Begon, M., Townsen, C.R., Harper, L. 2006. Ecology: from individuals to ecosystems. 4th Edition, Blackwell Publishing. London, UK, 738 pp.
- Benmansour B., Ben-Hassine O.K., Diebakate D., Raibaut A. 2001. Sur deux species des copepodes Lernaepodidae (Siphonostomatoida)

- parasite du marbré *Lithognathus mormyrus* (Linnaeus, 1758) (Pisces, Sparidae). *Zoosystema*, 23, 695-703.
- Bonham, K., Guberlet, J.E. 1937. Notes on *Microcotyle sebastis* Goto from Puget Sound. *J. Parasitol.* 23: 281-290.
- Bouillon, D.R., Dempson, J.B. 1989. Metazoan parasite infections in landlocked and anadromus Artic Charr (*Salvelinus alpinus* Linnaeus), and their use as indicators of movement to sea in young anadromus Charr. *Can. J. Zool.* 67: 2478-2485.
- Boxshall G. A. 2004. An introduction to copepod diversity. Ray Society Series 166. With S. H. Halsey. 2 Parts [Vols]. The Ray Society, London, U.K. 940 p.
- Bravo-Hollis., M. 1954. Tremátodos de peces marinos de aguas mexicanas, XI. Estudio de 17 digéneos de las costas del Pacífico, incluyendo seis especies nuevas y un género nuevo. *Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Zoología.* 27:45-277.
- Bravo-Hollis, M. 1967. Helmintos del Pacífico mexicano XXV. Descripción de tres monogéneos del Golfo de California. *An. Inst. Biol. Univ. Nat. Aut. Méx.* 1 y 2: 107-123.
- Bravo-Hollis, M. (1982a). Helmintos de peces del Pacífico mexicano XXXVII. Sobre seis especies conocidas de monogéneos del Suborden Microcotylinea Lebedev, 1972. *An. Inst. Biol. Univ. Nat. Aut. Méx* 52 (1): 1-12.

- Bravo-Hollis, M. (1982b). Helmintos de peces del Pacífico mexicano XXXIX. Estudio de Monogéneos del suborden Microcotylinea Levedev, 1972, con la presentación de una subfamilia y una especie nuevas. *An. Inst. Biol. Univ. Nat. Aut. Méx.* 52 (1): 13- 26.
- Bray, A.R. 1990. A review of the genus *Parahemiurus* Vaz y Pereira, 1930 (Digenea: Hemiuridae). *Syst. Parasitol.* 15: 1-21.
- Brooks, D.R. 1980. Allopatric speciation and non-interactive parasite community structure. *Syst. Zool.* 29: 192-203.
- Brooks, D.R. McLennan, D. 1993. Parascript parasites and the language of evolution. Smithsonian Institution Press. Washington D.C. 429 pp.
- Brooks, D.R. 2000. Parasite sytematic in the 21st century: opportunities and obstacles. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 95: 99-107
- Brower, E.J. y J.H. Zar. 1977. Field and laboratory methods for general ecology. Wm.C. Brown Company publishers. U.S.A. 194 pp.
- Burgess, W.E., Axelrod, H.R. 1984. Fishes of California and western Mexico. Pacific Marine Fishes, T.F.H. Publications, Neptune City, NEW Jersey, pp. 1931-2198.
- Burgeois, C.E., Ni., I.H. 1984. Metazoan parasites of Northwest Atlantic redfishes (*Sebastes* spp). *Can. J. Zool.* 62: 1879-1885.
- Carrada, T. 1992. Las parasitosis del hombre en la República Mexicana: avances recientes y perspectivas. *Infectol.* 12 (8): 497-517.
- Castillo-Sánchez, E., Rosales-Casián, J., Pérez-Ponce de León, G. 1998. Helminth parasites of *Paralichthys californicus* (Osteichthyes:

- Paralichthyidae) in Estero de Punta Banda, Todos Santos Bay and San Quintín Bay, Baja California, México. *Cienc. Mar.* 24: 443-462.
- Castro R., Baeza H. 1984. *Clavellotis*, new genus (Copepoda, Lernaeopodidae), and re-description of *Clavellotis dilatata* (Krøyer, 1863). *Journal of Crustacean Biology*, 4, 688-694.
- Caswell, H. 1978. Predator-mediated coexistence: a non equilibrium model. *Am. Nat.* 112: 127-154.
- Chai, J.Y., Chu, Y.M, Sohn, W.M., Lee S.H. 1986. Larval Anisakids collected from the yellow corvina in Korea. *The Korean J. of Parasitol.* 24: 1-11.
- Chávez-de-Nishikawa, A., Álvarez-Borrego, S. 1974. Hidrología de la Bahía de San Quintín, Baja California, en invierno y primavera. *Cienc. Mar.* 1(2): 31-62.
- Chen, L. 1971. Systematics, variation, distribution, and biology of rockfishes of the subgenus *Sebastomus* (Pisces, Scorpaenidae, Sebastes). *Bull. Scripps Inst. Oceanogr., Univ. Calif.*, 18: 1-107.
- Cheng, T.C. 1978. Parasitología General. Ed. A.C. Madrid, España. 965 pp.
- Cheng, T.C. 1986. General parasitology. Second edition. Academia Press Collage Division. San Diego. 386 pp.
- Cloutman, D.G. 1975. Parasite community structure of largemouth bass, warmouth, and blue gill in Lake Fort Smith, Arkansas. *Trans Amer Fish Soc* 104: 277-283.
- Combes, C. 1991. Ethological aspects of parasite transmission. *Am. Nat.* 138: 866-880 p.

- Conroy, G., Conroy D.A., Rodríguez A. 1985. A note on the occurrence of "Coiled" *Metamicrocotyla macracantha* on the gills of silver mullet (*Mugil curema*) from Chichiriviche, Venezuela. *Bull. Eur. Ass. Fish. Pathol.* 5 (3): 66.
- Contreras, F. 1985. Las lagunas costeras mexicanas. 2a Edición, Centro de Ecodesarrollo, Secretaría de Pesca, México. 263 pp.
- Cordeiro, A.S. and Luque J.L. 2004. Community ecology of the metazoan parasites of Atlantic moonfish, *Selene setapinnis* (Osteichthyes: Carangidae) from the costal zone of the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 64: 399
- Couch, J., Fournie, J. 1993. Pathobiology of marine and estuarine organisms. *Advances in fisheries science*. CRC. London, 552 pp.
- Crane, J.W. 1972. Systematic and new species of marine monogenea from California. *The wasmann. J. Biol.* 30:109-166.
- Cressey, R., Boyle-Cressey, H. 1980. Parasitic copepods of Mackerel- and tuna-like fishes (Scombridae) of the world. Smithsonian Institution Press. *Smithsonian Contribution to Zoology*. 311, 4-8 and 54-61.
- Cressey, R., Boyle-Cressey, H. 1985. *Holobomolochus* (Copepoda: Bomolochidae) redefined, with descriptions of three new species from the eastern pacific. *J. Crust. Biol.* 5 (4): 717-727.
- Cribb, T.H.; L.A. Chisholm & R.A. Bray. 2002. Diversity in the Monogenean and Digenea: does lifestyle matter. *International Journal of Parasitology*, New York, 32: 321-328.

- Crompton, T.W.D. y B.B. Nickol. 1985. Biology of the Acanthocephala. Cambridge University Press, Great Britain. 519 p.
- Cruz-Reyes, A. y Camago-Camargo, B. 2001. Glosario de términos en parasitología y ciencias afines. Plaza y Valdés Editores. México, D. F. 347 pp.
- Dailey, M.D., Jensen, L.A., Hill, B.W. 1981. Larval Anisakine roundworms of marine fishes from southern and central California with comments on public health significance. California Department of Fish and Game, 67: 340-245.
- Davey, J.T. 1971. s *Anisakis* Dujardin. A revision of the genus *Asnisakis* Dujardin. 1845 (Nematoda: Ascaridata). Journal of Helminthology 45: 51-72.
- Deardoff, L.T. y R.M. Overstreet. 1981. Review of *Hysterothylacium* and *Iheringascaris* (both previously= *Thynnascaris*) (Nematoda: Anisakidae) from the Northern Gulf of Mexico. *Proc. biol. Soc. Wash.* 93 (4): 1035-1079.
- Deardoff, L.T. y R.M. Overstreet. 1981. *Raphidascares camura* sp. n. *Hysterothylacium eurycheilum* (Olsen) comb. n. and comments on *Heterotyphlum spaul* (Nematoda: Ascaridoidea) in marine fishes. *J. Parasitol.* 67 (3): 426-432.
- De la Torre, R., Pérez-Aparicio, J., Hernández-Bienes, M., Jurado-Pérez, R., Martínez-Ruso, A., Morales-Franco, E. 2000. Anisakiasis en el pescado fresco vendido en el norte de Córdoba. *Rev. Esp. Salud Pública.* 74: 517-526.

- Dezfuli, B.S., Giari, L., De Biaggi, S. and Poulin, R. 2001. Associations and interactions among intestinal helminths of the Brown trout, *Salmo trutta*, in northern Italy. *Journal of Helminthology* 75: 331-336.
- Díaz-Urbe, J.G., Ruiz-Córdoba, S.S. 1989. Edad y Crecimiento del conejo *Caulolatilus affinis* Gill 1865, (Pisces: Branchiosterigidae) en la Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. Tesis profesional. *Univ. Aut. Baja Calif. Sur*, 74 pp.
- Dick, I., A. Choudhury. 1995. Fish diseases and disorders. Vol 1, Protozoan and Metazoan infection. Department of Zoology university of Guelph, Canada. 808 pp.
- Dogiel, V.A. 1961. Ecology of the parasites of freshwater fishes. In: Parasitology of fishes. Dogiel, V.A., Petrushevski, G.K., Yu I. Polyanski (Eds.) Oliver and Boyd, London: 1-47 pp.
- Dogiel, V.A. 1964. General Parasitology. Oliver and Boyd, London 164 pp.
- Dogiel, V.A., Bychowski, B.E. 1939. Parasites of the fishes of the Caspian Sea. *Trudy kompleksnoi Izuchenigu Kaspiikogo morya* 7: 1-150.
- Dooley, J. K. 1978. Systematics and biology of the tilefishes (Periformes: Branchiosterigidae and Malacanthidae) with description of two new species. NOAA Tech. Rep. NMFS Circular 411: 25-27.
- Dojiri M. 1981. Copepods of the families Lernaeopodidae and Naobranchiidae, parasitic on fishes from the Southern California inshore waters. *Journal of Crustacean Biology*, 1, 251-264.
- Dove, A.D.M. and Cribb, T. 2006. Species accumulation curves and their applications in parasite ecology. *Trends in Parasitology* 10: 10-16

- Durazo, R., Baumgartner, T.R. 2002. Evolution of oceanographic conditions off Baja California: 1997-1999. *Progr. Oceanogr.* 54: 7-31.
- Elorduy-Garay, J.F., Caraveo-Patiño, J. 1994. Feeding habits of the ocean whitefish, *Caulolatilus princeps* Jenyns 1842 (Pisces: Branchiostegidae), in La Paz Bay, B.C.S., Mexico. *Cienc. Mar.* 20(2):199-218.
- Elorduy-Garay, J.F., Ramírez-Luna, S. 1994. Gonadal development and spawning of the ocean whitefish, *Caulolatilus princeps* Jenyns 1842 (Pisces: Branchiostegidae) in the Bay of La Paz B.C.S., Mexico. *J. Fish.Biol.* 44: 553-566.
- Elorduy-Garay, J.F., Ruiz-Cordova, S.S. 1998. Age, growth, and mortality of *Caulolatilus affinis* (Osteichthyes: Branchiostegidae) from the Southern Gulf of California. *Pac. Sci.* 52 (3): 259-272.
- Elorduy-Garay, J.F., Ruiz-Cordova, S.S., Díaz, J.G. 2005. Edad, crecimiento y mortalidad de *Caulolatilus princeps* (Pisces: Malacanthidae) en el sur del Golfo de México. *Hidrobiol.* 15 (3): 289-297.
- Escalante, T. 2003. ¿Cuántas especies hay? Los estimadores no paramétricos de Chao. *Elementos* 52: 53-56.
- Esch, G.W., Fernández, J.C. 1993. A functional biology of parasitism: Ecological and Evolutionary implications. Chapman & Hall, USA. 333 pp.
- Esch, G.W., Kennedy, C.R., Bush, A.O., Aho, J.M. 1988. Patterns in helminth communities in freshwater fish in Great Britain: Alternative strategies for colonization. *Parasitol.* 96: 519-532.

- Eschmeyer, W.N., Herald, E.S., Hammann, H. 1983. A field guide to Pacific coast fishes of North America, Houghton Mifflin Co., Boston, MA. 336 pp.
- Fellis, K.J. and Esch, G.W. 2004. Community structure and seasonal dynamics of helminth parasites in *Lepomis cyanellus* and *L. macrochirus* from Charlie's Pond, North Carolina: host size and species as determinants of community structure. *Journal of Parasitology* 90: 41-49
- Fitch, J.E., Lavenberg, R.L. 1971. Marine Food and Game Fishes of California. University of California Press, Berkley, 220 pp.
- Fulton, T. 902. Rate of growth of sea-fishes. *Sci. Invest. Fish. Div. Scot. Rept* 20: 1-22.
- García-Vargas, F. 2002. Anisakidos (Nematoda: Ascaridoidea) y otros nemátodos del tubo digestivo en peces de la Bahía de Chamela, Jalisco, México. Tesis para obtener el grado de Maestría en Ciencias. *Univ. Nat. Aut. Méx.* 31-34 p.
- George-Nacimiento, M., Garcias, F. and Muñoz, G. 2002. Parasite body volume and infracommunity patterns in the southern pomfret *Brama australis* (Pisces: Bramidae). *Revista Chilena de Historia Natural* 75: 835-839.
- Gibson, D.I. and Bray, R.A. 1979. The hemiuroidea: terminology, sistematics and evolution. *Bulletin of British Natural History Museum (Zoology)* 36:35-146.
- Gibson, D.I., Jones, A., and Bray, R.A. (Edits.) 2002. *Keys to the Trematoda*, Vol. 1 CAB International and The Natur Hystory Museum London. London, UK. 525 pp.

- Grabda, J. 1991. Marine fish parasitology. An outline U.C.H. Publishers, New York. 306 pp.
- Gonzalez, M.T. and Poulin, R. 2005. Spatial and temporal predictability of the parasite community structure of a benthic marine fish along its distribution range. *International Journal for Parasitology* 35: 1369-13.
- Gonzalez, M.T. and Oliva, M.E. 2006. Similarity and structure of the ectoparasite communities of rockfish species from the southern Chilean coast in a temporal scale. *Parasitology* 133: 335-343.
- Guidelli, G.M. Isacc, A. , Takemoto, R.M. and Pavanelli, G. C. 2003. Endoparasite infracommunities of *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) (Pisces: Pimelodidae) of the Bahia River, up Paraná River floodplain, Brazil: specific composition and ecological aspects. *Brazilian Journal of Biology* 63: 261-268.
- Hammann, G.M., Rosales-Casian, J.A. 1990. Taxonomía y estructura de la comunidad de peces del Estero de Punta Banda y Bahía de Todos Santos, B.C., México. En: Rosa-Vélez J., González-Farias, F. (Eds.) *Temas de Oceanografía Biológica en México. Univ. Aut. Baja Calif.*, 337 pp.
- Hanski, I. 1982. Dynamics of regional distribution: The core and satellite species hypothesis. *Oikos* 38: 210-221.
- Hartwich, G. 1957. Zur systematik der nematoden superfamilie Ascaridoidea. *Zool. Jahrb. Syst. Jena* 85: 211-252.
- Ho, J.S, Gómez, S., Fajer-Ávila, E. 2001. *Lepeophtheirus simplex* sp. n., a caligid copepod (Siphonostomatoida) parasitic on "botete" (bullseye

- puffer, *Sphoeroides annulatus*) in Sinaloa, Mexico. *Folia Parasitol.* 48: 240-248.
- Hoffman, G. 1967. Parasites of North American freshwater fishes. University of California Press. Berkeley. 486 pp.
- Hoffmann, R.W., Korting, W., Fischer-Scherl, T., Schafer, W. 1990. An outbreak of bucephalosis in fish of the Main River. *Parasitol.* 31: 95-99 p.
- Holmes, J.C. 1990. Helminth communities in marine fishes. In: Parasites communities: patterns and processes. (Esch, G., Bush, A., Aho, J. (Eds.) Chapman & Hall, London, 101-130 p.
- Holmes, J.C., Podesta, R. 1968. The helminths of wolves and coyotes from the forested regions of Alberta. *Can. J. Zool.* 46: 1193-1204.
- Holmes, J.C., Price, P.W. 1986. Communities of parasites. En: Community Ecology: Patterns and Processes. (eds. Kikkawa, J. y D.J. Anderson) Chapman & Hall, London, 335 pp.
- Horn, M.H. 1980. Diversity and ecological roles of noncommercial fishes in California marine habitats. CALCOFI Rep., 21: 37-47.
- Incorvaia, I. S. 2001. *Anisakis simplex* parásita de *Merluccius hubbsi*. Informe tecnico interno. INIDEP. Argentina. 12 pp.
- Jensen, L.A. 1976. *Parabothriocephalus safitticeps* (Sleggs, 1972) Comb. N. (Cestoda Parabothriocephalus) from *Sebastes paucispinis* of Southern and Central California. *J. Parasitol.* 62: 560-562.
- Jensen, K. 2001. Four new genera and five new species of lecanicephalideans (Cestoda: Lecanicephallidea) from elasmobranchs in the Gulf of California, Mexico. *Journal of Parasitology* 87: 845-861.

- Jimenez, F.A. 1996. Taxonomía y descripción de las comunidades de helmintos parásitos de *Umbrina xanti* Gill, 1862 (Pisces: Sciaenidae) en la Bahía de Chamela, Jalisco, México. Tesis Profesional Facultad de Ciencias, UNAM, México. 96 pp.
- Jones, D.H. 1970. Food, parasites and the reproductive cycle of pelagic redfish (*S. Mantella* Travin) from Weather station Alfa in the North Atlantic. *Bull. Mar. Ecol.*, 6: 347-370.
- Juárez-Arroyo, A.J. y G. Salgado-Maldonado. 1989. Helmintos de la "lisa" *Mugil cephalus* Lin. en Topolobampo, Sinaloa, México. *An. Ins. Biol. Univ. Nac. Aut. de Mex., Ser. Zool.* 60 (3): 279-298.
- Kabata, Z. 1970. Some Lernaepodidae (Copepoda) from fishes of British Columbia. *J. Fish. Res. Board Can.*, 27: 865-885.
- Kabata, Z. 1971. Four Bomolochidae (Copepoda) from fishes of British Columbia. *J. Fish. Res. Board Can.* 28:1563-1572.
- Kabata, Z. 1972. *Caligus chelifer* Wilson, 1905 (Copepoda: Caligidae), with a description of the male. *Proc. Biol. Soc. Wash.* 85 (32): 389-398.
- Kabata, Z. 1987. The developmental stages of *Neobrachiella robusta* (Wilson, 1972), a parasitic copepod of *Sebastes* (Teleostei: Scorpaeniformes). *Can. J. Zool.* 65: 1331-1336.
- Kabata, Z. 1988. Some evolutionary trends in caligid copepods. *Hidrobiologia* 167/168: 617-622.
- Kabata, Z., Winkes, S.N. 1977. *Peniculus asinus* (Copepoda: Pennellidae), a new species of copepod parasitic on fishes of the genus *Sebastes* along the West coast of North America. *Can. J. Zool.* 55: 1988-1991.

- Kabata, Z. 1979. Parasitic Copepoda of British Fishes. Ray Society, London, England, 468 p., 2030 figs.
- Kabata, Z. 1992a. Copepods Parasitic on Fishes. Synopses of the British Fauna (New Series) No. 47. Published for The Linnean Society of London and The estuarine and coastal Sciences Association, Great Britain. 264 pp.
- Kabata, Z. 1992b. Copepoda parasitic on Australian fishes, XV. Family Ergasilidae (Poecilostomatoida). *J. Nat. Hist.* 26: 47-66.
- Kabata Z. 2004. Some comments on the genus *Lernaeopodina* Wilson, 1915 (Copepoda: Siphonostomatoida: Lernaeopodidae). *Systematic Parasitology*, 57, 15.17.
- Kennedy, C.R. 1975. Ecological Animal Parasitology. Blackwell Scientific Publications, Oxford, London.
- Kennedy, C.R., Bush, A.O. Aho, J.M. 1986. Patterns in helminth communities, Why are birds and fish are different?. *Parasitol.* 93: 205-215.
- King, E.R. 1962. A new species of *Parahemiurus* and notes on *Tubulovesicula lindbergi* (Trematoda: Hemiuridae) from fishes of Bahia de San Quintin, Baja California. *Pacific Naturalist*. 3 (10): 331-336.
- Rebs, C.J. 1985. Ecología: estudio de la distribución y abundancia. Segunda Edición, Harla, New York, 654 pp.
- Ritsky, D.C., Stephens, F. 2001. *Haliotrema abaddon* sp. n. (Monogeneoidea: Dactylogyridae) from the gills of wild and maricultured West Australian dhufish, *Glaucosoma hebraicum* (Teleostei: Glaucosomatidae), in Australia. *J. Parasitol.* 87: 749-754.

- Lafferty, K.D. 1992. Foraging on preys that are modified by parasites. *Am. Nat.* 140: 854-867.
- Lafferty, K.D. 1999. The evolution of trophic transmission. *Parásitology today*. 15 (3): 111-115 p.
- Laffon-Leal, V. Vidal-Martínez y G. Argora-Torres. 2000. Cebiche a potential source of human anisakiasis in Mexico?. *J. Helmitol.* 74: 151-154.
- Lamothe-Argumedo, R. 1983. Introducción a la biología de los platelmintos. AGT Editor. México. 143 pp.
- Lamothe-Argumedo, R., García-Prieto, L. 1988. Helmitiasis del hombre en México. Tratamiento y Profilaxis. AGT Editor. México. 139 pp.
- Lamothe-Argumedo, R., García-Prieto, L., Osorio-Sarabia, D., Pérez-Ponce de León, G. 1996. Catálogo de la Colección Helmitológica Nacional del IBUNAM. *An. Ins. Biol. Univ. Nal. Auton. Mex.*
- Lamothe-Argumedo, M.R., L. Garcia-Prieto, D. Osorio-arabia y G. Perez De Leon. 1997. *Catálogo de la Colección de Helmitos*. Instituto de Biología, UNAM, CONABIO. México, *Nacional D.F.* 211 pp.
- Langton, R.W., Bowman, R.F. 1980. Food of fifteen North-West Atlantic Gadiform Fishes. NOAA Tech. Rep. NMFS, Spec. Rep. fish, Serv., 470:1-23.
- Lavaniegos, B.E., Jiménez-Pérez, L.C., Gaxiola-Castro, G. 2002. Plankton response to El Niño 1997-1998 and La Niña 1999 in the southern region of the California current. *Progr. Oceanogr.* 54: 33-58.
- Leet, W.S., De Wees, C.M., Haugen, C.W. 1992. California's living marine resources and their utilization. California Sea Grant, UCSGEP 92-12.

- Lenarz, W.H., Wyllie-Echeverria, T. 1986. Comparison of visceral fat and gonadal fat volumes of yellowtail rockfish, *Sebastes flavidus*, during a normal year and a year of El niño conditions. *Fish. Bull.* 84: 743-745.
- Lenarz, W.H., Wyllie-Echeverria, T. 1991. Sexual dimorphism in *Sebastes*. *Env. Biol. Fish. Bull.* 30:71-80.
- León-Regagnon, V., Pérez-Ponce de León, G., García-Prieto, L. 1997. Description of *Heteroplectanum oliveri* sp. n. (Monogenea: Diplectanidae) and comments on the helminth fauna of *Kyphosus elegans* (Perciformes: Kyphosidae) from Chamela Bay, México. *J. Helminthol. Soc. Wash.* 64 (1): 9-16.
- Lester, R.J.G., Roubal, F.R. 1999. Phylum Arthropoda. In: Woo, P.T.K. (Ed.). Fish diseases and disorders. Protozoan and metazoan infections. 1: 475-598.
- Llewellyn, J., 1963. Larvae and larval development of Monogenea. *Advances in Parasitology*, 1: 287-326.
- Llewellyn, J., 1965. The host-specificity, microecology, adhesive attitudes and comparative morphology of some trematode gill parasites. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 35(1): 113-127.
- Lewenlyn, J., 1972. Behaviour of monogeneans. In: Behavioural aspects of parasitic transmission. *Zool. J. Lin. Soc., Supp* 1, 51: 181-199.
- López-Serrano, C.M., Alonso-Gómez, A., Moreno-Ancillo, A., Daschner, A., Suárez de Parga, J. 2000. Anisakiasis gastro-alérgica:

- hipersensibilidad inmediata debido a parasitación por *Anisakis simplex*. *Alergol. Inmunol. Clin.* 15: 230-236.
- Love, M.S., Caselle, E., Snook, L. 1999. Fish assemblages on mussel mounds surrounding seven oil platforms in the Santa Barbara Channel and Santa Maria Basin. *Bull. Mar. Sci.* 65:497-513.
- Love, M.S., Caselle, E., Snook, L. 2000. Fish assemblages around seven oil platforms in the Santa Barbara Channel area. *Fish. Bull.* 98:96-117.
- Love, M.S., Morris, P., McCrae, M., Collins, R. 1990. Life history of 19 rockfish species (Scorpaenidae: *Sebastes*) from the southern California Bight. U.S. Dept. Commer., NOAA Tech. Rep., NMFS-87, 38 pp.
- Love, M.S., Moser, M. 1983. A checklist of parasites of California, Oregon and Washington marine and estuarine fishes. U. S. Dept. Commer. , NOAA Tech. Rep., NMFS SSRF-777, 576 pp.
- Love, M.S., Yoklavich, M., Thorsteinson, L. 2002. The rockfishes of the Northeast Pacific. University of California Press, Los Angeles. 405 pp.
- Lucker, J.T. 1941. A redescription of *Contracaecum multipapillatum* (von Drasche, 1882) (Nematoda: Anisakinae). *J. Parasitol.* 27 (6): 505-511.
- Mackenzie, K. 1986. Parasites as indicators of host populations. In: Howell, M.J. (Ed.). *Parasitology quo vadit?*, Australian Academy of Science, Canberra: 345-352 p.
- Mackenzie, K. 1999. Parasites as pollution indicators in marine ecosystems: a proposed early warning system. *Mar. Poll. Bull.* 38 (11): 955-959.

- Mackiewicz, J.S. 1988. Cestode Transmission Patterns. *J. Parasitol.* 74 (1): 60-71.
- Magurran, E.A. 1988. Ecological methodology and its measurement. Princeton University Press. Princeton, New Jersey, 179 pp.
- Mamaev, Y.L. 1965. (Helminths of fish in the Bering Sea) En: Leonov, V.A. *et al.*, (Eds.) (Parasitic worms of domestic and wild animals) Vladivostok: Akademii Nauk SSSR: 168-188 (en Ruso).
- Manter, H.W. 1926. Some North American fish trematodes. Illinois Biological Monographs 10: 1-138
- Marcogliese, D.J. 1995. The role of zooplankton in the transmission of helminth parasites to fish. *Rev. Fish Biol. Fish.* 5: 336-371.
- Marcogliese, D.J., Ball, M., Lankester, M.W. 2001. Potential impacts of clearcutting on parasites of minnows in small boreal lakes. *Folia Parasitol.* 48 (4): 269-274.
- Margolis, L.G., Esch, W., Holmes, J.C., Kurris M.A., Shad, A.G. 1982. The use of ecological terms in parasitology. *J. Parasitol.* 68 (12): 131-133.
- Matthews, K.R. (1990). A comparative study of habitat use by young of the year, subadult and adult rockfishes on four habitat types in Central Puget Sound. *U. S. Fish. Bull.* 88: 223-239.
- McGladdy, S.E. 1986. *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae) infection of the musculature and body cavity of Atlantic herring (*Clupea harengus harengus*). *Can J. Fish. Aquat. Sci.* 43: 1312-1317.
- Mendoza-Garfias, B., Pérez-Ponce de León, G. 1998. Microcotílicos (Monogenea: Microcotylidae) parásitos de peces marinos de la Bahía

- de Chamela, Jalisco, México. *An. Inst. Biol. Uni. Nat. Autón. de Mex.* 69 (2): 139- 153.
- Miller, D.J., Lea, R.N. 1972. Guide to the coastal marine fishes of California. *California Dept. Fish and Game, Fish. Bull.*, 157: 1-249.
- Möller, H., Anders, K. 1986. Diseases and parasites of marine fishes. Verlag Möller, Kiel. 365 p.
- Moravec, C.f., C. Vivas-Rodríguez, T. Scholz, J. Vargas-Vázquez, E. Mendoza-Franco y D. González-Solís. 1995. Nematodes parasitic in fishes of cenotes (=Sinkholes) of the Peninsula of Yucatán, México, Part I Adults. *Folia Parasitologica* 42: 115-129.
- Moser, H.G. 1967. Reproductive and development of *Sebastes paucispinis* band comparison with other rockfishes off southern California and Oregon, 1958. *Bull. Pac. Mar. Fish. Comm.* 5:85-106.
- Moser, H.G. 1996. Reproduction and developmental biology of the rockfishes (*Sebastes* spp.) off California. Ph.D. thesis, University of Southern California.
- Moser, H.G., Ahlstrom, E.H. 1978. Larvae and pelagic juveniles of blackgill rockfish, *Sebastes melanostromus*, taken in midwater trawls off southern California and Baja California. *J. Fish. Res. Bd. Can.* 35:981-996.
- Moser, H.G., Charter, R.L., Smith, P.E., Ambrose, D.A., Charter, S.R., Meyer, C.A., Sandknop, E.M., Watson W. 1994. Distributional atlas of fish larvae and eggs in the California Current region: Taxa with less than

- 1,000 total larvae, 1951 through 1984. California Cooperative Oceanic Fisheries Investigations Atlas 32, 181 pp.
- Moser, H.G., Sumida, B.Y., Ambrose, D.A., Sandknop, E.M., Stevens, E.G. 1986. Development and distribution of larvae and pelagic juveniles of ocean whitefish, *Caulolatilus princeps*, in the CalCOFI survey region. CalCOFI Rep. No. 27: 162-169.
- Moser, M., Hsieh, J. 1992. Biological tags for stock separation in Pacific herring *Clupea harengus* Pallasi in California. *J. Parasitol.* 78: 54-60.
- Moser, M., Love, M.S. 1975. *Henneguya sebasta* sp. n. (Protozoo, Myxosporidia) from California rockfish, *Sebastes* spp. *J. parasitol.* 61:481-483.
- Muñoz, G., Valdevenito, V. y George-Nascimento, M. 2002. La dieta y la fauna de párasitos metazoos del torito *Bovichthys chilensis* Regan 1914 (Pisces: Bovichthyidae) en las costas de Chile centro-sur: variaciones geográficas y ontogénicas. *Revista Chilena de Historia Natural* 75: 661-671.
- Muñoz, G., and Cribb, T. 2005 Infracomunity structure of parasites of *Hemigymnus melapterus* (Pisces: Labridae) from Lizard Island, Australia: the importance of habitat and parasite body size. *Journal of Parasitology* 91: 38-44.
- Muñoz, G, Grutter, A.S. and Cribb, T.H. 2006. Endoparasite communities of five fish species (Labridae: Cheililinea) from Lizard island: how important is the ecology and phylogeny of the host? *Parasitology* 132: 363-374.

- Myers, J.B. 1975. The nematodes that cause Anisakiasis. *J. Milk Food Technol.* 39 (1/2): 32-46.
- Nahhas, M.F., Krupin, R. 1977. Parasites of *Liparis callyodon* (Pallas) with a description of a new species *Metadena caballeroi*. *Excerta Parasitológica* en memoria del Dr. Eduardo Caballero y Caballero. Inst. Biol. UNAM. Publicación especial, 4: 261-266.
- Nascetti, G., L. Paggi, P. Orecchia, J.W. Smith, S. Mattiucci and L. Bullini. 1986. Electrophoretic studies on the *Anisakis simplex* complex (Ascaridida: Anisakidae) from the mediterranean and north-east Atlantic. *International Journal for Parasitology* 16: 633-640
- Noble, E.R., King, R.E. 1960. The ecology of the fish *Gillichthys mirabilis* and one of its nematode parasites. *J. Parasitol.* 46: 679-685.
- Noble, E.R., Noble, G.A. 1989. Parasitology. Lea and Febiger (6th Ed.). The biology of animal parasites, Philadelphia, USA. 617 pp.
- Oliva, M.E., Luque, J.L. 1998. Metazoan Parasite Infracommunities in Five Sciaenids from the Central Peruvian Coast. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 93 (2):175-180.
- Oiver, G., 1987. Les Diplectanidae Bychowsky, 1957 (Monogenea, Monopisthocotylea, Dactylogyridea). Systematique. Biologie. Ontogénie. Ecologie. Essai de phylogenèse. Academie de Montpellier. Universite des Sciences et Techniques du Languedoc. These: 433 p.
- Olsen, S.L. 1952. Some nematodes parasitic in marine fishes. *Inst. Mar. Sci.* (Univ. of Texas) 2: 174-215.

- Olson, C.A., M.D. Lewis y M.L., Hauser. 1983. Proper identification of Anisakinae worms. *Amer. J. of Medical Technol.* 49 (2): 111-114.
- Paling, J.E., 1969. The manner of infection of Trout gulls by the monogenean parasite *Discocotyle sagittata*. *Journal of Zoology, London*, 159: 293-309.
- Peet, R.K. 1974. The measurement of species diversity. *Ann. Rev. Ecol. Syst.* 5: 285-307.
- Pérez-Ponce de León, G., García-Prieto, L., Osorio-Sarabia, D., León-Regágnon, V. 1996. Listados Faunísticos de México. VI Helmintos Parásitos de Peces de Aguas Continentales de México. Instituto de Biología UNAM, México, D.F. 100 p.
- Pérez-Urbiola, J.C. 1993. Monogeneos y trematodos (Platyhelminthos) parásitos de *Caulolatilus affinis* Gill 1865 (Pises: Brachyostomidae) del canal Cerralvo, B.C.S., México. Universidad Autónoma de Baja California Sur, 102 p.
- Phillips, J.B. 1957. A review of the rockfishes of California (family Scorpaenidae). *Calif. Dept. Fish Game, Fish Bull.*, 104:1-158.
- Pike AW, & Wadsworth SL, 1999. Sealice on Salmonids: Their Biology and Control. *Advances in Parasitology* 44:233-237.
- Polyanskii, Yu I. 1961. Ecology of parasites in marine fishes. In: Dogiel, V.A., Petrushevski, G.K., Polyanskii Y.I. (Eds.). *Parasitology of Fishes*, Oliver & Boyd, Edinburgh, London, 230-245 p.

- Polyanskii, Y.I. 1966. Parasites of the fish of the Barents Sea. The parasitology of fish of northern marine waters of the USSR, Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem, 158 pp.
- Poulin, R. 1994. The evolution of the parasite manipulation of host behavior: a theoretical analysis. *Parasitol.* 109: 109-118.
- Poulin, R. 1996. Patterns in the evenness of gastrointestinal helminth communities. *International Journal for Parasitology* 26: 181-186.
- Poulin, R. 1997. Species richness of parasites ssemblages: evolution and patterns. *Annual Review of Ecology and Systematics* 28: 341-358.
- Poulin, R. 1999. The functional importance of parasite in animal communities: Many roles at many levels?. *International Journal for Parasitology* 29: 903-914.
- Poulin, R. 1999. The intra- and interespecific relationships between abundance and distribution in helminth parasites of birds. *Journal of Animal Ecology* 68: 719-725.
- Poulin, R., Morand, S. 2000. The diversity of parasites. *Quart. Rev. Biol.* 75: 277-293.
- Poulin, R. 2001. Interactions between species and the structure of helminth communities. *Parasitology* 122: S3-S11.
- Poulin, R. and Morand, S. 2004. *Parasite Biodiversity*. Smithsonian Books, Washington. 312 pp.
- Poulin, R. 2004. Macroecological patterns of the species richness in parasite assemblages. *Basic and Applied Ecology* 5: 423-434.

- Poulin, R. 2007. The structure of parasite communities in fish hosts: ecology meets geography and clim.
- Poulin, R. and Morand, S. 2004. *Parasite Biodiversity*. Smithsonian Books, Washington. 312 pp.
- Poulin, R. and Rhode, K. 1997. Comparing the richness of metazoan ectoparasite communities of marine fishes: controlling for host phylogeny. *Oecologia*. 110: 278-283.
- Price, E.W. 1939. North American monogenetic trematodes III. The family Capsalidae (Capsaloidea). *J. Wash. Acad. Sci.* 29: 63-92.
- Ramírez-Luna, S. 1990. Desarrollo gonádico de la pierna, *Caulolatilus princeps*, Jenyns 1842 (Pisces: Branchiosterigidae), en la Bahía de la paz, B.C.S., México. Tesis, UABC, 70 pp.
- Rasmusson, E.M. 1984. El Niño: the ocean atmosphere connection. *Oceanus* 27: 412.
- Roberts, R. 1978. Fish Patology. Bailliere Tindall, Press, London, 148-156 p.
- Robins, C.R., Bailey, R.M., Bond, C.E., Brooker, J.R., Lachner, E.A., Lea, R.N., Scott, W.B. 1980. A list of common and scientific names of fishers from the United States and Canada. Fourth edition. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland, No. 12, 174 pp.
- Rodero, M., González, M.L., Esteban, M.I., Cuellar, C. 2000. Estandarización biológica del extracto alergénico de *Anisakis simplex*. *Alergol. Immunol. Clin.* 15: 299-306 p.
- Rhode, K. 1982. Ecology of marine parasites. St. Lucia, Queensland, University of Queensland Press, 245 p.

- Rhode, K. C. 1984. Ecology of marine parasites. *Helgolander Meeresunters* 37: 445-462.
- Rhode, K.C. 1993. Ecology of marine parasites: An introduction of marine parasitology, 2nd ed. CAB International, Wallingforf, U.K. 298 pp.
- Rhode, K. C. Hayward, C., and Gosper, D. 1994. A tropical assemblage of ectoparasites: gill and head parasites of *Lethrinus miniatus* (Teleostei: Lethrinidae). *International Journal for Parasitology* 24:1031-1053.
- Rodríguez, J., Castellanos, A., Blandino, T., Abreu, R., Gómez, E. 1987. Manual de técnicas parasitológicas. Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria. Ediciones ENPES. Ciudad de la Habana, Cuba. 103 p.
- Rodríguez, M.M.C. 1990. Composición específica de la captura artesanal de escama de Isla Cerralvo, B.C.S., México. Tesis de Licenciatura, U.A.B.C.S. La Paz, Baja California Sur, México, 61 pp.
- Rojas-Herrera, A.A., Mascaro, M y Chiappa-Carrara, X. 2003 Hábitos alimenticios de los peces *Lutjanus peru* y *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en Guerrero, Mexico. *Revista de Biología Tropical* 52: 959-971.
- Rosales-Casián, J.A. 1996. Ictiofauna de la Bahía de San Quintín, Baja California, México y su costa adyacente. *Cienc. Mar.* 22 (4): 443-458.
- Rosales-Casián, J.A. 2004. Composition, importance and movement of fishes from San Quintín Bay, Baja California, México. *Cienc. Mar.*, 30:119-132.
- Rosales-Casian, J.A., Gonzáles-Camacho, J.R. 2003. Abundance and Importance of Fish Species from the Artisanal Fishery on the Pacific

- Coast of Northern Baja California. *Bull. South. Calif. Acad. Sci.* 102 (2): 51-65.
- Rosas, V.C. 1996. Fauna helmintológica de dos especies de sardinas (Pisces: Clupeidae) de la Bahía de Chamela, Jalisco, México. Tesis Profesional, Facultad de Ciencias, UNAM. 89 pp.
- Rozsá, L., Reiczigel, J. and Majoros, G. 2000. Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology* 86: 228-232.
- Roubal F.R. 1981. The taxonomy and its site specificity of the metazoan ectoparasites on the black bream *Acanthopagrus australis* (Gunther), in Northern South Wales. *Australian Journal of Zoology*, Suppl., Ser. N. 84.
- Salgado-Maldonado, G. 1993. Ecología de helmintos parásitos de "*Cichalosoma*" *urophthalmus* (Günther) (Pisces: Cichlidae) en la Península de Yucatán, México. Tesis Doctoral. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados, IPN, Mérida, Yucatán, México, 357 p.
- Salgado-Maldonado, G., Kennedy, C.R. 1997. Richness and similarity of helminth communities in the tropical cichlid fish *Cichlasoma urophthalmus* from the Yucatán Peninsula, México. *Parasitol.* 114: 581- 590.
- Salgado-Maldonado G. 2006. Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico *Zootaxa* 1324: 1-357.
- Schmidt, G.D. 1986. CRC Handbook of tapeworm identification. CRC Press, Inc. Florida, USA. 675 pp.

- Schmidt, G.D., Roberts, L.S. 1989. Foundations of Parasitology. 4^a Edition, Times Mirror/MOSBY College Publishing, St. Louis, 750 pp.
- Sanchez-Ramirez, C. and Vidal-Martinez, V. 2002. Metazoan parasite infracommunities of Florida pompano (*Trachinotus carolinus*) from the coast of the Yucatán Peninsula, Mexico. *Journal of Parasitology* 88: 1087-1094.
- Sekerak, A.D. 1970. Parasitic copepods of *Sebastodes alutus* including *Chondracanthus triventricosus* sp. nov. and *Colobomatus kiphosus* sp. nov. *J. Fish. Res. Board. Can.* 7: 1943-1960.
- Sekerak, A.D. y H.P. Arai. 1977. Some metazoan parasites of rockfishes of the genus *Sebastes* from the Northeastern Pacific Ocean. *Syesis* 10: 139-144.
- Shoop, W.L. 1988. Trematode Transmission Patterns. *J. Parasitol.* 74 (1): 46-59.
- Siri-Chiesa, M., Moctezuma-Hernández, P. 1989. La pesca de Baja California. Universidad Autónoma de Baja California. México. 211 pp.
- Skrjabin, K.I. 1968. Key to Parasitic Nematodes Vol. I Ed. The Academy of Sciences of the URSS, Moscú, URSS, 497 pp.
- Sousa, W.P. 1994. Patterns and processes in communities of helminth parasites. *Trends Ecol. Evol.* 9: 52-57.
- Steel, R.G., Torrie, J.H. 1986. Bioestadística: principios y procedimientos. McGraw-Hill, México, 662 p.
- Tavares, L.E.R. and Luque, J.L. 2004. Community ecology of the metazoan sea catfish, *Netuma barba* (Osteichthyes: Ariidae), from the costal zone of

- the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 64: 169-176.
- Thoney, A.D. 1993. Community ecology of the parasites of adult spot, *Leiostomus xanthurus* and Atlantic croaker, *Micropogonias undulatus* (Scianidae) in the Cape Hatteras region. *J. of Fish Biol.* 43: 781-804.
- Vidal-Martinez, V.M., Vivas-Rodriguez, C., Vargas-Vazquez, J., Mendoza-Franco, E. Sima-Álvarez, R. Gonzales-Solis, D. and Guemez-Ricalde, R. 1997. Helminth parasites of *Epinephelus morio* (Piscis: Serranidae) of the Yucatan Peninsula, southeastern Mexico. *Folia Parasitologica* 44: 255-266.
- Vidal-Martínez, V., Aguirre-Macedo, I., Sholz, T., González-Solis, D., Mendoza-Franco, F. 2002. Atlas de los helmintos parásitos de cíclidos de México. Instituto Politecnico Nacional. México D.F. 183 pp.
- Whittington, I.D., Horton, M.A. 1996. A revision of *Neobenedenia* Yamaguti, 1963 (Monogenea: Capsalidae) including a redescription of *N. melleni* (MacCallum, 1927) Yamaguti, 1963. *J. Nat. Hist.* 30: 1113- 1156.
- Williams, H., Jones, A. 1994. Parasitic worms of fishes. Taylor and Francis. London, 593 pp.
- Wilson C.B. 1915. North American parasitic copepods belonging to Lernaepodidae, with a revision of the entire family. *Pro-ceedings of the United States National Museum*, 47, 565.729.
- Yamaguti, S. 1961. *Systema Helminthum*. III. Nematodes. Interscience Publishers, INC. New York, USA. 1261 pp.

- Yamaguti, S. 1963. *Systema Helminthum*. Vol. IV: Monogenea and Aspidocotylea. Interscience Publishers. New York, USA, 381 pp.
- Yamaguti, S. 1971. *Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates*. Vol. I. Ed. Keigaku Publishing Co. Tokyo, Japan, 1074 pp.

ANEXO 1

➤ Líquido de Bouin

Solución acuosa saturada de ácido pícrico	75 mL
Formol comercial	25 mL
Ácido acético glacial	5 mL

➤ Paracarmin de Mayer

Ácido carmínico	1.0 g
Cloruro de aluminio hidratado	0.5 g
Cloruro de calcio anhidro	4.0 g
Alcohol 70%	100 mL

Técnica

- ♦ Lavar los organismos con alcohol 70%
- ♦ Lavar en alcohol 96% durante 10 minutos.
- ♦ Teñir con paracarmín de Mayer de 1- 3 minutos
- ♦ Lavar en alcohol 96% durante 10 minutos para quitar el exceso de colorante
- ♦ Diferenciar en alcohol 96 acidulado al 2% (con HCl) hasta que los bordes del ejemplar sean pálidos y los organos internos sean visibles al microscopio
- ♦ Lavar en alcohol 96% durante 5 minutos.
- ♦ Deshidratar en alcohol absoluto durante 20 – 25 minutos
- ♦ Aclarar en xilol, aceite de clavo o salicilato de metilo durante 5 minutos
- ♦ Montar en bálsamo de Canadá y etiquetar

➤ **Tricrómica de Gomori (Solución Madre)**

Cromotopo 2R	0.6 g
Fast green FCF	0.33 g
Ácido fosfotúngstico	0.7 g
Agua destilada	100 mL
Ácido acético	1 mL

Técnica

- ♦ Lavar los organismos con alcohol 70%
- ♦ Deshidratar en alcohol 96% durante 10 minutos.
- ♦ Teñir con colorante diluido durante 10- 15 minutos (tres gotas de solución madre por cada mL de alcohol)
- ♦ Lavar en alcohol 96 % durante 10 minutos
- ♦ Diferenciar en alcohol acidulado al 2% (con HCl) hasta que los bordes del ejemplar sean pálidos y los organos internos sean visibles al microscopio.
- ♦ Lavar en alcohol 96% durante 10 minutos
- ♦ Deshidratar el alcohol absoluto durante 20- 25 minutos
- ♦ Aclarar en xilol, aceite de clavo o salicilato de metilo durante 5 minutos
- ♦ Montar en bálsamo de Canadá y etiquetar

♦ **Carmin Clorhídrico**

♦ Carmin	5 g
♦ Ácido Clorhídrico	5 mL

♦ Agua destilada	5 mL
♦ Alcohol 96 %	200 mL

Técnica

- ♦ Lavar los organismos con alcohol 70%
- ♦ Lavar en alcohol 96% durante 10 minutos.
- ♦ Teñir en carmín clorhídrico durante 3 – 5 minutos
- ♦ Lavar en alcohol 96 % durante 10 minutos para quitar el exceso de colorante
- ♦ Diferenciar en alcohol acidulado al 2% (con HCl) hasta que los bordes del ejemplar sean pálidos y los órganos internos sean visibles al microscopio.
- ♦ Lavar en alcohol 96% durante 5 minutos
- ♦ Deshidratar el alcohol absoluto durante 20- 25 minutos
- ♦ Aclarar en xilol, aceite de clavo o salicilato de metilo durante 5 minutos
- ♦ Montar en bálsamo de Canadá y etiquetar

➤ Hematoxilina de Ehrlich

♦ Hematoxilina al 2 % en alcohol absoluto	100 mL
♦ Alumbre de potasio al 2.5 % acuoso	100 mL
♦ Glicerina Q.P.	100 mL
♦ Ácido acético glacial	100 mL

Técnica

- ♦ Lavar en alcohol 70 %
- ♦ Hidratar con alcoholes graduales del 50%, 30% y 20 % por diez minutos
- ♦ Pasar a agua destilada
- ♦ Teñir con hematoxilina de Ehrlich
- ♦ Enjuagar con agua destilada
- ♦ Diferenciar con agua acidulada
- ♦ Enjuagar con agua acidulada
- ♦ Virar con agua de la llave o en disolución saturada de carbonato de litio
- ♦ Lavar con agua destilada
- ♦ Deshidratar con alcoholes graduales (20%, 30 %, 50% y 70 %)
- ♦ Pasar a alcohol 96%
- ♦ Deshidratar en alcohol absoluto durante 10 minutos
- ♦ Aclarar en salicilato de metilo, aceite de clavo o xilol durante 5 minutos
- ♦ Montar en bálsamo de Canadá y etiquetar

ANEXO 2

SOLUCIONES UTILIZADAS PARA LA ACLARACIÓN Y TINCIÓN DE LAS LARVAS DE *Anisakis*, *Hysterothilacium*, *Pseudoterranova* sp.

➤ Lactofenol de Amman

Fenol (en cristales)	20 g.
Ácido Láctico	16 ml.
Glicerol	32 ml.
Agua destilada	20 ml.

Técnica

Calentar la mezcla en baño de maría hasta que los cristales de fenol se hayan diluido. Almacenar en un frasco color ámbar para evitar la acción de la luz sobre la mezcla.

➤ Lactofenol de Amman-Fucsina

A la mezcla anterior, se le agrega fucsina ácida o estándar hasta que alcance una coloración violeta o rosa mexicano, que la adquirirán los organismos. Los organismos se deben dejar por espacio de 15 a 30 días.

Fucsina ácida:

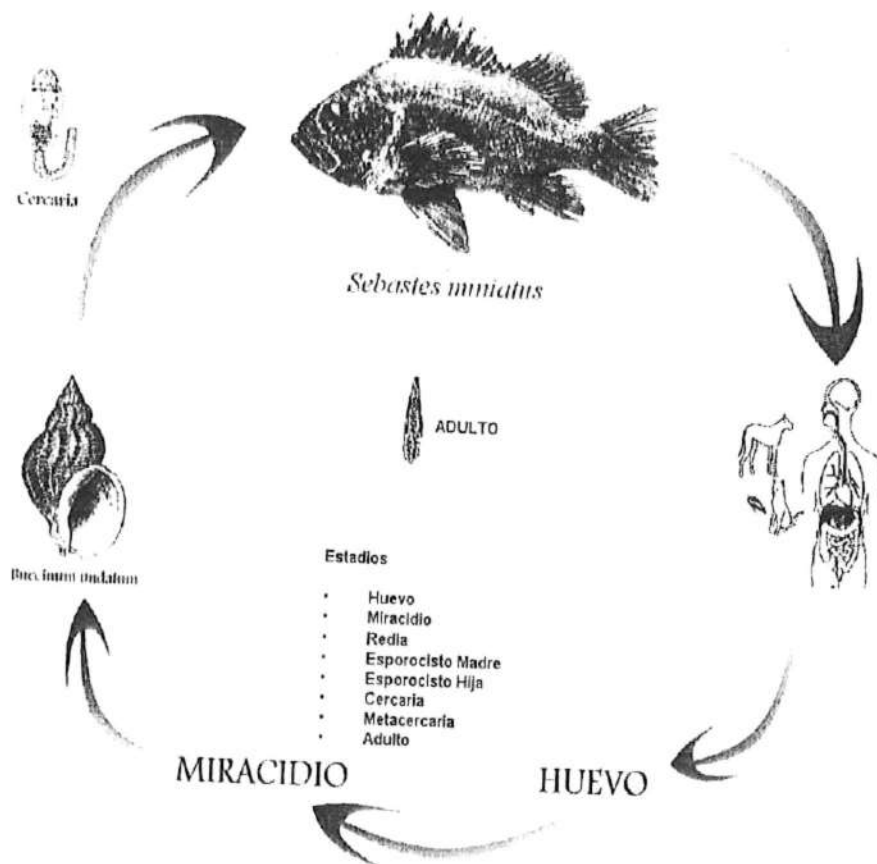
Fucsina ácida	0.5 g.
Alcohol al 96%	100 ml.
Mezclar los dos ingredientes muy bien.	
Lactofenol de Amman	100 ml.
Fucsina ácida	5 ml.

ANEXO 3

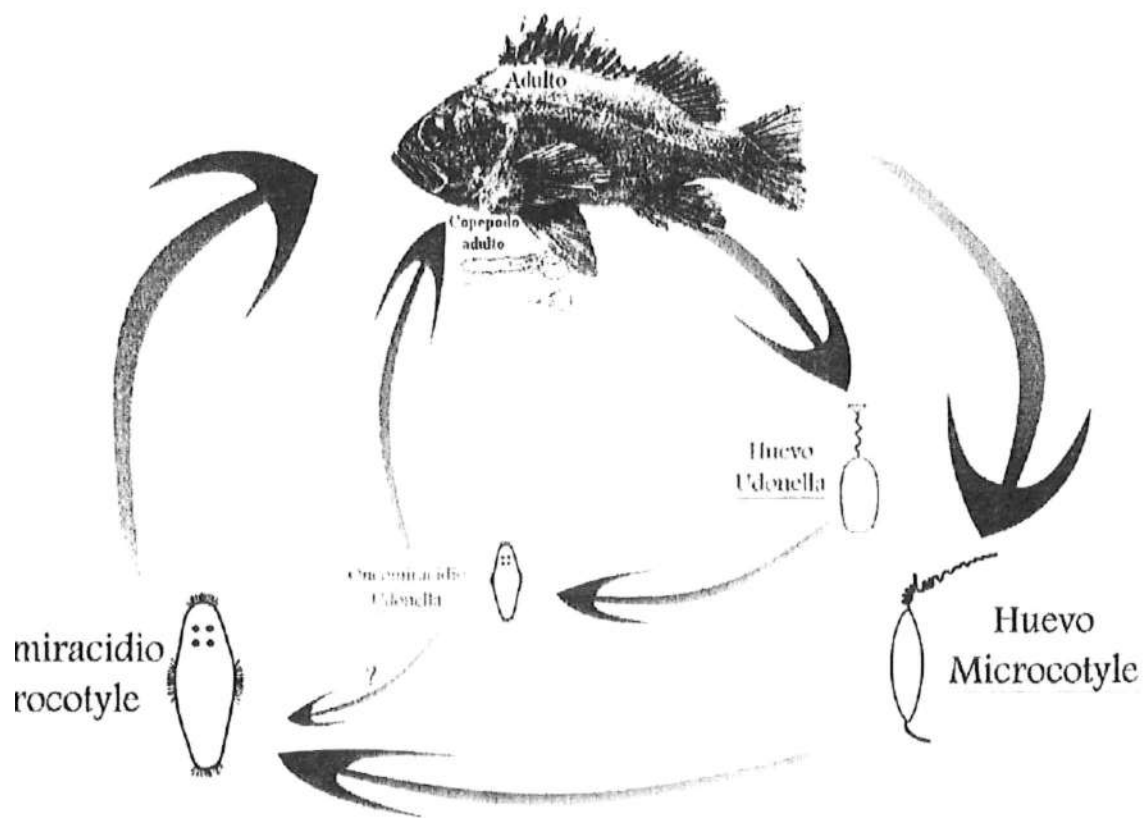
CLICO DE VIDA DE DIGENEOS, MONOGENEOS, CESTODOS, COPEPODOS, ACANTOCEFALOS Y NEMATODOS



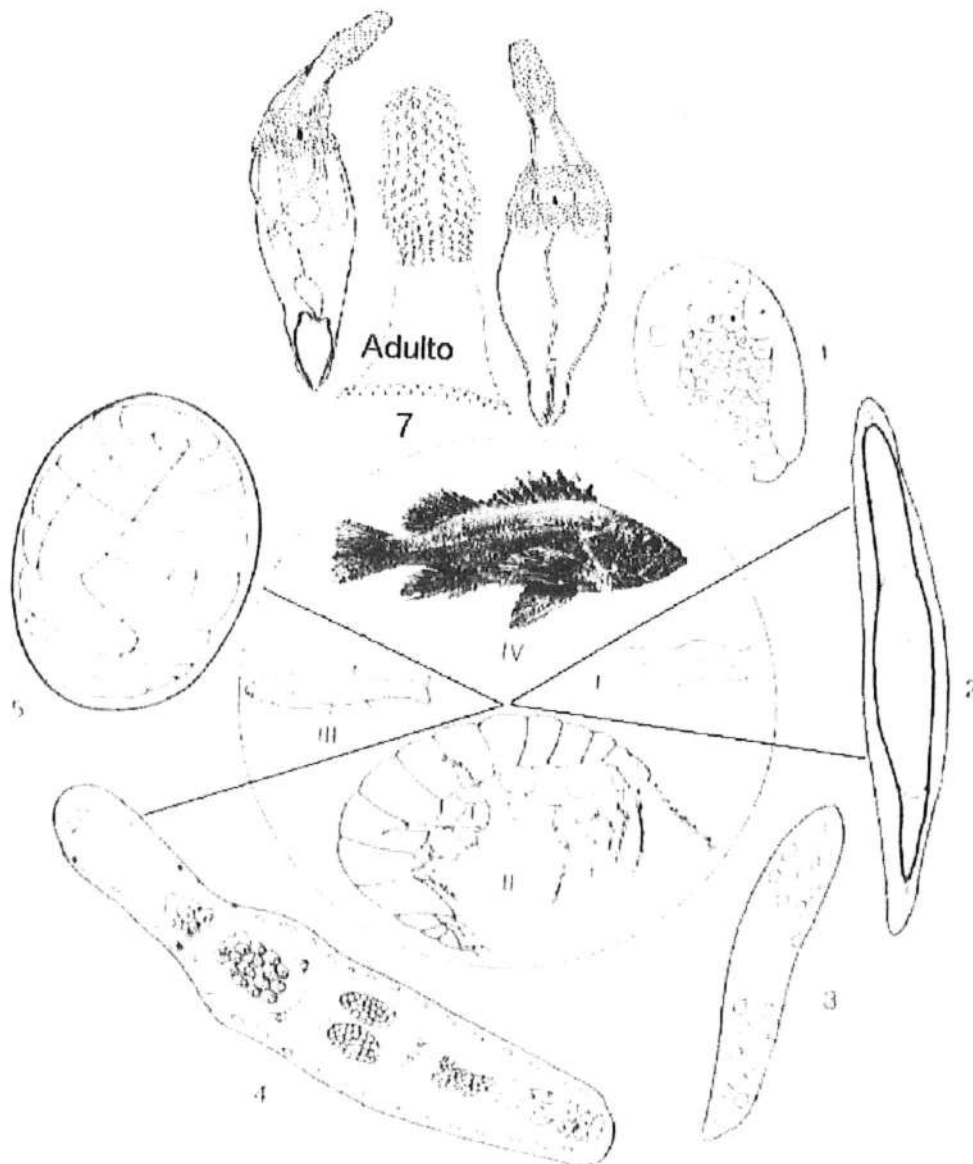
Ciclo de vida de propuesto para los Cestodos, los estadios son; huevo, coracidio, procercoide, plerocercoide, cisticercoide y adulto.



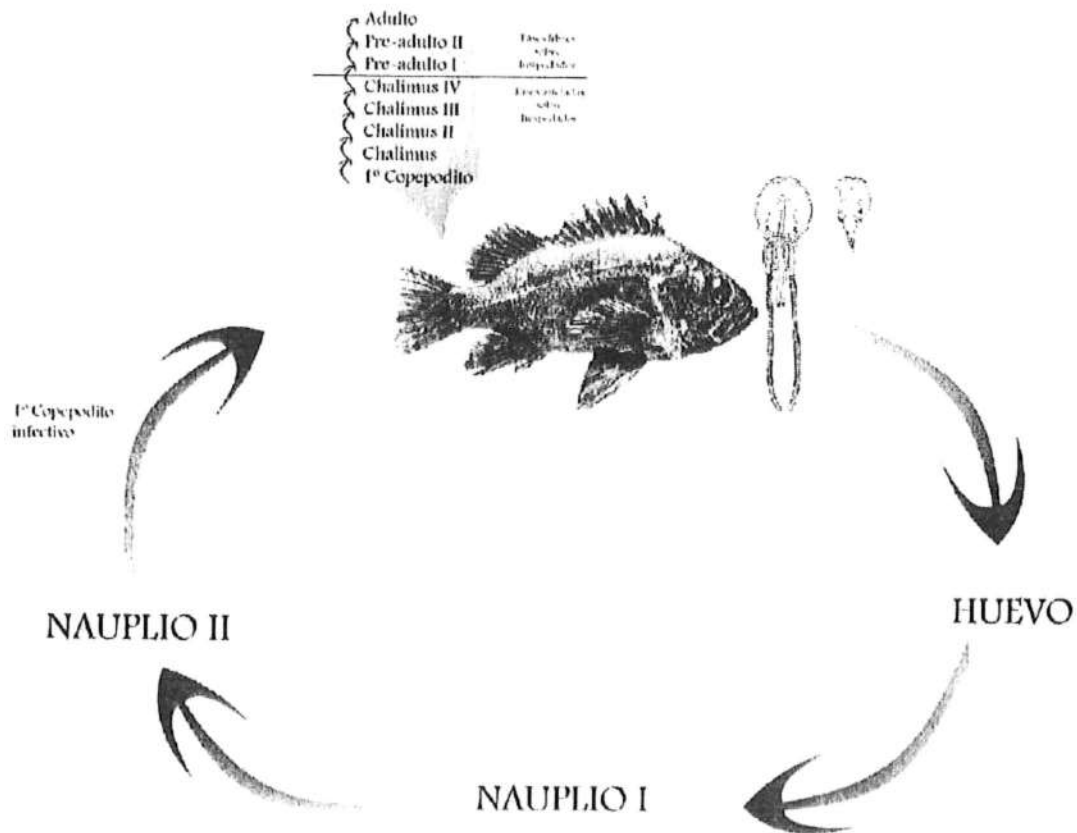
Ciclo de vida de los Digeneos sus estadios son; Huevo, Miracidio, Redia, Esporocisto Madre, Esporocisto Hija, Cercaria, Metacercaria, Adulto.



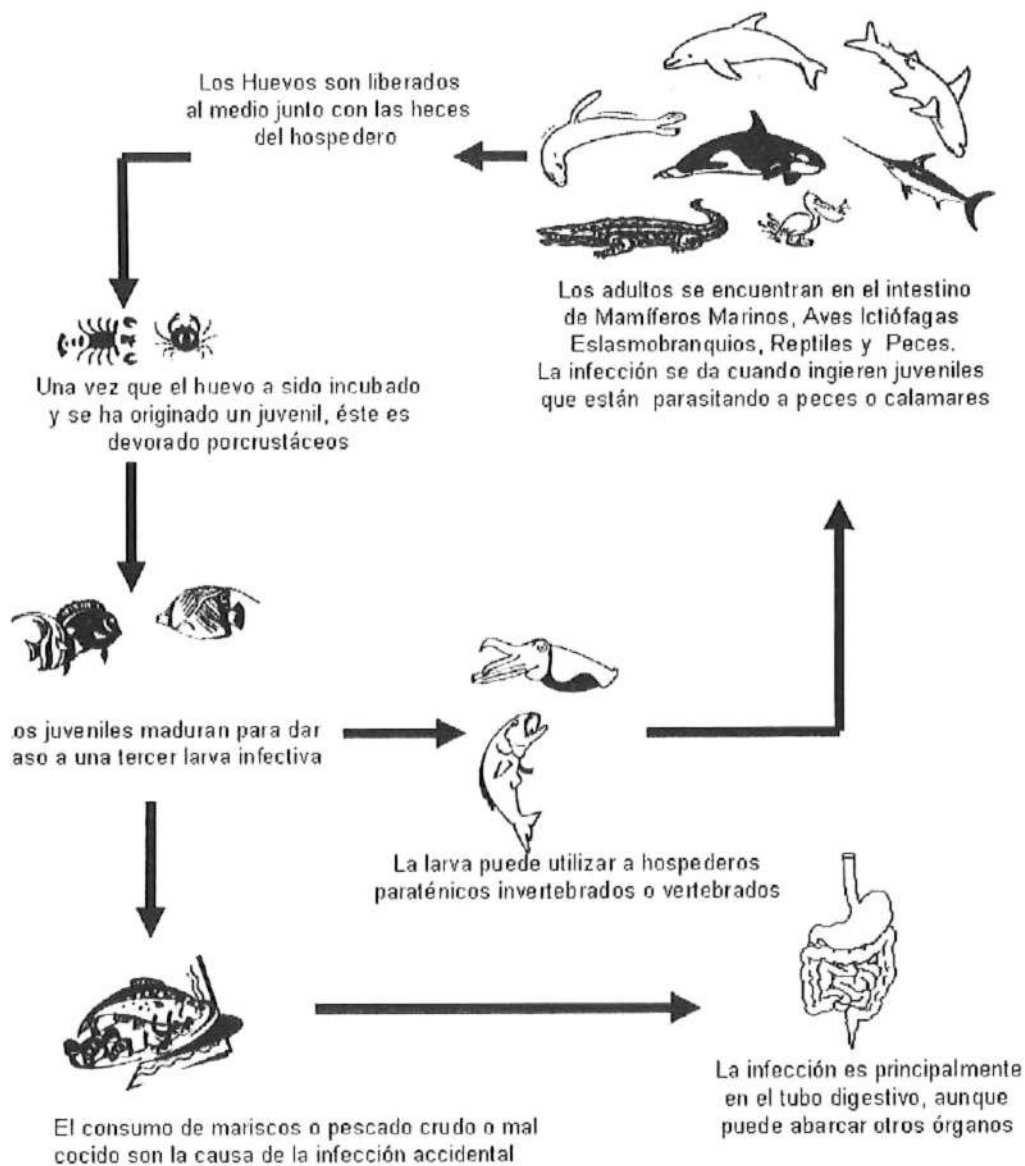
Ciclo de vida para los Monogeneos; Huevo, Oncomiracidio, Adulto. El adulto libera los huevos al medio (generalmente larvados), mismos que se fijan en un sustrato, eclosiona un pequeño oncomiracidio el cual es libre nadador, este nada hasta encontrar a su hospedero en el cual se ancla, se continua con el desarrollo del adulto hasta alcanzar la madurez.



Ciclo de vida propuesto para Acentocéfalos. El desarrollo de los primeros estadios se da en invertebrados, artrópodos y algunos peces participan como hospederos intermediarios o bien como hospederos parátenicos. Su fase de estadios son; huevo, Acantor, Acantela, Cistacanto, Adulto.



Ciclo de vida de los copépodos; Comprende 5 fases y 10 estadios. La fase planctónica incluye dos estadios naupliares de vida libre, un estadio copepodito que es el estadio infectivo, 4 estadios chalimus fijos, dos estadios pre-adultos y un estadio móvil adulto.



Ciclo biológico de los anisáquidos que producen la anisakirosis humana (Modificado de WWW.Ohio University.edu.us/Parasites and Parasitological Resources, 1996).

Resumen del ciclo de vida y biología de las especies de macroparásitos que parasitan a *S. miniatus* y *C. princeps*. G Generalista, E Especista, A autogénica, Al Alogénica y Cla. Clasificación de la especie de acuerdo a su biología.

	1er Huésped Intermediario	2do Huésped Intermediario	Huésped paratónico	Huésped Definitivo	Distribución geográfica	Cla.
<i>Microcotyle sebastis</i>	Gasterópodos	Peces	_____	Peces	Cosmopolita	E
<i>Benedenia derzhavini</i>	Gasterópodos	peces	_____	Peces	Cosmopolita	G
<i>Choricotyle caulolati</i>	Gasterópodos	Peces	_____	Peces	Cosmopolita	E
<i>Fellidostomum sebastodis</i>	Gasterópodos	Peces	_____	Peces	Cosmopolita	E
						A
<i>Parahemiru merus</i>	Gasterópodos	Copépodos quelognatos y peces	No se conoce	peces	Cosmopolita	G
<i>Bianium plicatum</i>	Gasterópodo	Peces	No se conoce	Peces	Cosmopolita	G
						A
<i>Choanodera caulolati</i>	Gasterópodos	Peces	_____	Peces	Cosmopolita	E
<i>Bothriocephalus sp</i>	Invertebrados	Peces	Peces y mamíferos marinos	Peces	Cosmopolita	G
						A
<i>Anisakis sp</i>	Invertebrados	Peces y cefalópodos	Invertebrados o vertebrados	Mamíferos y reptiles marinos	Cosmopolita	G
						A
<i>Hysterothylacium sp</i>	Invertebrados	No se conoce	Invertebrados o vertebrados	Mamíferos y reptiles marinos	Cosmopolita	G
						A
<i>Pseudoterranova sp</i>	Invertebrados	Peces y cefalópodos	Invertebrados o vertebrados	Mamíferos y reptiles marinos	Cosmopolita	G
						A
<i>Corynosoma strumosum</i>	Crustáceos	Peces	No se conoce	Aves y Mamíferos marinos	Circumboreal	G
						A
						Al
<i>Lepeoptheirus sp</i>	Crustáceos	Peces	Peces	Peces	Cosmopolita	G
						A
<i>Clavellotis sebastidis</i>	Crustáceos	Peces	Peces	Peces	Circumboreal	G
						A
<i>Neobranchia scorpaenae</i>	Crustáceos	Peces	Peces	Peces	Circumboreal	G
						A
<i>Hatscheskia sp</i>	Crustáceos	Peces	Peces	Peces	Circumboreal	G
						A