

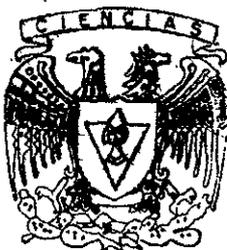


UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESTUDIO TAXONÓMICO DE ALGUNOS
HELMINTOS DE VERTEBRADOS DEL GOLFO DE
CALIFORNIA.

T E S I S
Que para obtener el título de
B I O L O G O
p r e s e n t a
ALBERTO ITURBE GONZALEZ



Director de Tesis: Dr. Gerardo Perez Ponce de León



FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION ESCOLAR

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

266270



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:

ESTUDIO TAXONÓMICO DE ALGUNOS HELMINTOS PARÁSITOS DE VERTEBRADOS
DEL GOLFO DE CALIFORNIA

realizado por ITURBE GONZÁLEZ ALBERTO

con número de cuenta 8346383-9 , pasante de la carrera de

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis	DR. GERARDO PÉREZ PONCE DE LEÓN
Propietario	DR. MARCOS RAFAÉL LAMOTHE ARGUMENTO
Propietario	M. EN C. LUIS GARCÍA PRIETO
Suplente	DRA. VIRGINIA LEÓN REGAGNON
Suplente	M. EN C. MARÍA BERENIT MENDOZA GARFIAS

Gerardo P.
Marcos Lamothe



HIB

Consejo Departamental de Biología
FACULTAD DE CIENCIAS
DE BIOLOGIA

A TI SEÑOR

Señor, a ti en especial dedico este trabajo, pues quiero agradecerte, entre otras muchas, cosas la familia y amigos que tengo; agradecerte que vas poniendo en mi camino las cosas como deben ser; agradecerte que en los momentos difíciles de mi vida te has hecho presente; y agradecerte por permitirme transmitir en cada uno de mis actos tu grandeza y amor.

Agradecimientos

Recuerdo una metáfora que escuche hace unos meses, referente a como las personas con las que convivimos cotidianamente van formando parte de nosotros. Esto me hizo pensar en la relación que existe entre el amor y cariño que se tiene por las personas que nos rodean y la parte que asimilamos de ellas. Por lo que realmente considero necesario en este momento poder expresarles mi agradecimiento a todas las personas que amo, quiero y estimo, comentándoles las actitudes que he visto en ellas y de alguna manera ya son o están comenzando a formar parte de mi ser.

Mis abuelos Miguel Angel (Ingo), Guillermina (Uma), Guadalupe (abuelita Lupe), mis tios Jorge, Emilio, Celia, Lola y mi nana Doña Meche: El gran cariño que desde mis primeros días de vida me dieron.

Mis papas Graciela y Pascual: Quienes han sido unos excelentes padres y amigos y de quienes he aprendido el valor de la confianza, honradez, libertad y responsabilidad; además con su ejemplo han hecho que mi vida, al igual que la de todos mis hermanos, sea una vida de bien.

Mis hermanos Guille, Jorge, Orlando, Adriana y mis cuñadas Any y Yoli: Aunque cada uno ha influido de una manera diferente en mi, de todos he aprendido lo importante que es el sentir el apoyo y comprensión de las personas que amamos.

Mi cuñado Francisco (Panchito): Con quien compartí toda mi vida universitaria y quien me ha enseñado a tomar las cosas como vengan, pero sin perder de vista el objetivo.

Mis sobrinos Ana Lorena, Mariana (Mañana), Ana Gaby, Emilio, Agueda (ayita), Agustín, Eunice (Pepe) y Fernando: de quienes he aprendido lo importante que es conservar la sencillez, la alegría y disfrutar cada una de las cosas que hacemos.

Dulce María: Gracias a quien he conocido lo que la palabra amor significa y lo que es poner el corazón en cada cosa que se hace, buscando siempre la excelencia.

Rosa María, Ricardo, Manuel y Rosita (sobrina): De quienes estoy comenzando a conocer la calidez de su amistad y la sencillez de sus personas.

Mis amigos de infancia Agustín (Doc), Francisco (Paco), Mario y Mike: El significado de una amistad. Para ella el tiempo y la distancia lejos de terminarla, la han hecho madurar.

El personal del proyecto y laboratorio de Helminología: Enriqueta, Fulvio, Juan Pablo, Dr.Lamothe, Gerardo, Luis, David y Memo: Con quienes comencé realmente mi vida profesional y quienes me han hecho ver los logros que se pueden conseguir con esfuerzo y dedicación.

Mis maestros y en especial a la maestra Leonor Peralta: A quienes admiro su dedicación y empeño para transmitirme parte de su conocimiento y con ello parte de su ser.

Laurita: El apoyo incondicional de una amistad muy sincera.

Mis compañeros de la universidad: Ana Matilde, Humberto, Estela, Alejandro, Rogelio, Maru, Abel, Nacho, Ceci, Juan Carlos, Maricela, Ale y todos los demás, que por espacio no he enumerado: La unión para poder trabajar en equipo.

Viviana (Misty): De quien admiro la forma objetiva de ver la vida, su claridad de pensamiento y la inquietud por conocer el por que de las cosas.

Jose Luis y Normita: La comprensión en los momentos difíciles, su amistad sincera y la forma organizada de trabajar.

“Cuando comes una manzana, su existencia no termina allí, pues desde ese momento pasa a formar parte de ti.”

INDICE

RESUMEN		
1. INTRODUCCION.		1
1.1 El Golfo de California.		1
1.2 Características generales de los helmintos.		7
1.2.1. Generalidades de los platelmintos.		8
-Trematoda		11
-Cestoda		14
1.2.2. Generalidades de los acantocéfalos.		18
2.-ANTECEDENTES.		21
2.1. Helmintos parásitos de vertebrados del Golfo de California.		21
3.-OBJETIVOS		23
4.-AREA DE ESTUDIO		24
4.1-Situación geográfica		24
4.2.-Clima		27
4.3.-Geología		27
4.4.-Flora		28
4.5.-Fauna		28
5.-MATERIALES Y METODOS		30
5.1.-trabajo de campo		30
5.1.1.-Procedencia del material		30
5.1.2.-Exámen helmintológico		31
5.1.2.1.-Exámen externo		31
5.1.2.2.-Exámen interno		32
5.1.3.-Datos de colecta		33
5.1.4.-Fijación y conservación de helmintos		34
5.1.4.1.-Bouin		34
5.1.4.2.-AFA		34
5.1.4.3.-Alcohol etílico al 70%		35
5.1.5.-Conservación y traslado al laboratorio		35
5.2.-Trabajo de laboratorio		36
5.2.1.-Tinción y montaje		36
5.2.1.1.-Hematoxilina de Delafield		36
5.2.1.2.-Paracarmin de Mayer		37
5.2.1.3.-Tricrómica de Gomori		38
5.2.2.-Estudio taxonómico		39
6.-RESULTADOS		40
6.1.- Registro helmintológico		40
6.2.- Redescripciones de los helmintos		42
6.2.1. Tremátodo <i>Helicometrina nimia</i> Linton, 1910		42
6.2.2. Tremátodo <i>Lasiotocus costaricae</i> Manter, 1940		50
6.2.3. Céstodo <i>Proterogynotaenia</i> sp. Fuhrmann, 1911		57
6.2.4. Céstodo. <i>Oochoristica</i> sp. Meggitt, 1934		63
6.2.5. Acantocéfalo <i>Fillisoma bucerium</i> Van Cleave, 1940		72
6.2.5. Acantocéfalo <i>Corynosoma</i> sp Luhe, 1904		79
7.- DISCUSIÓN GENERAL		85
8.- CONCLUSIONES		89
9.- BIBLIOGRAFIA		91
10.- ANEXO 1.- Registro de helmintos de vertebrados del Golfo de California		105
11.- ANEXO 2.- Vertebrados parasitados por helmintos en el Golfo de California.		119
12.- ANEXO 3.- Islas del Golfo de California.		131

RESUMEN

Este estudio helmintológico incrementa el conocimiento de los parásitos de algunos vertebrados que habitan las islas y aguas circundantes del Golfo de California, México. Se describen dos especies de tremátodos pertenecientes a las familias Opecoelidae Ozaki, 1925, y Monorchidae Odhner, 1911; dos géneros de céstodos de las familias Progynotaeniidae Fuhrman, 1936 y Anoplocephalidae Choludkovsky, 1902; y una especie y un género de acantocéfalos de las familias Fessisentidae Van Cleave, 1940 y Polymorphidae Meyer, 1931.

Se proporcionan registros de nuevas localidades geográficas para todos los géneros y especies descritas, así como de nuevos hospederos para una de las especies de tremátodos. Se presenta además una relación de los registros de helmintos de vertebrados del Golfo de California, publicados a la fecha, organizados tanto por especie de helminto como por especie de hospedero.

Por último se remarca la importancia de estudios taxonómicos como el presente y como la determinación de una especie es el punto de partida para otras investigaciones. Se mencionan algunos estudios, en donde los helmintos son utilizados para determinar aspectos ecológicos y biogeográficos de sus hospederos y el ambiente en el que habitan.

1. INTRODUCCION

1.1 El Golfo de California.

El Golfo de California o Mar de Cortés es un sistema natural semi-cerrado de gran importancia económica y con una enorme diversidad de flora y fauna; un ejemplo de esto son las 800 especies de peces que alberga, representado por 132 familias con 431 géneros (Case y Cody, 1983). Cabe mencionar que el Mar de Cortés representa una de las áreas con mayor actividad pesquera en México; como ejemplo de esto podemos señalar que en 1974, el 75% de la producción de sardina de México, se obtuvo en esta zona y en 1997 el 94.94% de la producción de atún (Velarde *et al.*1987).

Formadas hace millones de años, las islas del Golfo de California, han sido colonizadas por especies de organismos que se adaptaron a las nuevas condiciones de vida. El aislamiento de las islas, su diversidad topográfica y climática y el proceso evolutivo resultan en una serie de combinaciones muy particulares en este archipiélago. Cada isla es esencialmente una unidad biológica individual, similar en muchos aspectos a las Islas Galápagos en el Ecuador u otros archipiélagos del mundo (Case y Cody, 1983).

La vegetación está representada por organismos pertenecientes a la denominada Flora del Desierto Sonorense. Por lo menos se han identificado 570 especies de plantas en las islas, de las cuales algunas son endémicas de una o más islas (Case y Cody, 1983; Wilbur, 1987).

Existe una gran diversidad de peces, sustentada por la abundancia de plancton y otras fuentes de alimento. Trece de las especies son endémicas de las zonas costeras de las islas. Enormes poblaciones de peces alimentándose de plancton (por ejemplo sardinas y anchovetas), se mueven latitudinalmente a las costas del Golfo de California, posiblemente como consecuencia de las

fluctuaciones en la abundancia de su alimento. Un ejemplo de esto es la sardina, cuyos adultos se encuentran principalmente a lo largo de la costa Sonorense. Después del desove, los huevos y las larvas (formando el ictioplancton) son transportados por las corrientes hacia la costa peninsular, en donde las surgencias favorecen la productividad y el rápido desarrollo de las crías de las sardinas, posteriormente los juveniles se reincorporarán a la población adulta reproductora de la sardina, en las costas Sonorenses. De la misma manera, peces ictiófagos, aves marinas y mamíferos marinos, se alimentan de estas sardinas, anchovetas y otros consumidores primarios (Case y Cody, 1983).

En contraste con la gran diversidad de peces, los reptiles, algunos grupos de insectos y los mamíferos terrestres, por su baja capacidad de dispersión, presentan un alto grado de endemismo. Esto se puede constatar en el hecho que hay islas con un 80% de endemismos en reptiles; más de 55 especies son endémicas de las islas; en tanto que de las 29 especies de mamíferos terrestres, 12 son endémicas (Case y Cody, 1983).

La fauna de mamíferos marinos y de aves migratorias del norte, entran y salen del Golfo, en respuesta a las condiciones ambientales del océano. El Golfo provee un refugio de invierno para numerosas aves acuáticas y migratorias, para escapar de los riesgos de sus áreas de reproducción en el norte. La avifauna de esta zona representa una de las faunas más notables, abundante y diversa entre los vertebrados homeotermos. La mayoría de las aves que anidan en el Golfo están incluidas dentro de la denominada Avifauna del Desierto Sonorense. Debido a la gran capacidad de dispersión de las aves, existen solamente subespecies endémicas en las islas (Case y Cody, 1983).

Las aves acuáticas y marinas como el gallito de mar *Sterna elegans*, el pelícano pardo *Pelecanus occidentalis* y la gaviota de Heermann *Larus heermanni* tienen en las islas áreas aisladas en las que se establecen enormes colonias de reproducción. Dentro de este grupo de aves, seis especies son relictos regionales de otras épocas geológicas y cuatro de ellas se consideran cuasi-endémicas (más del 95% de su población total se reproduce en el Golfo de California) (Case y Cody, 1983).

Impacto humano

Grandes poblaciones de lobos marinos mantienen colonias de reproducción y descanso en las islas y las grandes ballenas como la de aleta *Balaenoptera physalus* y la azul *Balaenoptera musculus*, se alimentan cerca de sus costas. Enormes poblaciones de delfines habitan en las aguas del Mar de Cortés, presentándose en la zona norte del Golfo la especie de delfín *Phocoena sinus* la cual es endémica. En la antigüedad, el impacto humano en la zona no fue muy significativo, debido a que a pesar de que las comunidades Seri y Cochimis explotaban los recursos naturales, las poblaciones eran pequeñas y su tecnología no estaba muy desarrollada. Los europeos llegaron a las islas desde 1539, pero no fue sino hasta el siglo XVIII cuando con el descubrimiento de moluscos productores de perlas en la zona conocida como Tepoca, se incrementaron sus ambiciones colonizadoras. Estas ideas fueron prontamente abandonadas, debido a la gran hostilidad de los pobladores Seri (Case y Cody, 1983).

Posiblemente el mayor impacto en la región durante los siglos XVIII y XIX se debió a la explotación del guano para utilizarlo como fertilizante en Estados Unidos e Inglaterra. Después de la 1a. guerra mundial, esta industria declinó, para tomar impulso nuevamente en los 40's. En la actualidad, solamente la isla Patos, continúa explotándose (Case y Cody, 1983).

Se tienen también registros de explotación de cobre y de recolección de huevos de aves y cacería de tortugas marinas en Santa Rosalía en 1884, llegándose a convertir esta costa en el más grande mercado en el noreste mexicano para tortugas marinas y huevos de aves (Case y Cody, 1983).

El lobo marino, único pinípedo de las islas, fue cazado en el Golfo desde 1880, para obtener su piel y aceite. El establecimiento de asentamientos humanos en las islas comenzó con el crecimiento de la pesca de la totoaba en los años 20's por compañías norteamericanas, iniciándose con ello la población permanente de las costas Sonorenses. En 1937 la pesca comercial del tiburón se desarrolló en las islas, incrementándose la demanda por el hígado y su piel. Actualmente la pesca del tiburón es una importante industria en las islas, estimulada por el incremento en la demanda de aletas y pieles tanto en nuestro país como en el extranjero. Grupos de cazadores de tiburones son frecuentemente encontrados en las costas de Sonora, así como en las islas, los cuales durante sus actividades también matan lobos marinos, delfines y colectan huevos de aves (Case y Cody, 1983).

La presencia humana ha sido, después de esta fecha, cada vez más frecuente en las islas, especialmente a partir del uso de embarcaciones motorizadas que llevan a turistas, pescadores, investigadores, etc. a lo largo de todo el Golfo en relativamente poco tiempo. Las actividades de éstos grupos humanos propician perturbaciones de diversos tipos. Como ejemplo citamos la introducción de especies exóticas (gatos y ratas), con ventajas competitivas sobre las especies locales, la exposición de los huevos a los depredadores y condiciones ambientales adversas, causadas por el vuelo de las aves anidantes por causa del acercamiento de humanos (Velarde *et al.*, 1987).

Las técnicas de pesca no selectiva son otro peligro para el equilibrio ecológico, puesto que con las redes agalleras se produce la muerte de miles aves y mamíferos marinos cada año en diversas partes del Golfo de California (Case y Cody, 1983). Esto aunado a la pesca inmoderada de ciertas especies de peces base de la alimentación de muchas especies de aves, mamíferos marinos y peces ictiófagos, puede ocasionar severas crisis económicas como las sucedidas en la costa de California con la sardina, en el Perú con la anchoveta y en Sudáfrica con la sardina y macarela; enormes flotas pesqueras acabaron con el recurso en un par de años y la industria pesquera se colapsó, con consecuencias funestas para las familias dependientes de la explotación de este recurso (Velarde *et al.*, 1987).

Considerando la enorme cantidad de problemas causados por actividad antropogénica en el Golfo de California, ha sido necesario buscar opciones para conservar los recursos naturales que allí habitan, pues como ya se señaló tienen una gran importancia.

Un número importante de pasos se ha tomado para proteger y preservar la fauna del Golfo de California. Un tratado entre el Gobierno Mexicano y el de Estados Unidos se firmó en 1936 y fue ratificado en 1972; éste protege a la mayoría de las aves migratorias de ambos países. En él prohíbe la caza de aves insectívoras, excepto las permitidas por la ley y regula el caso de las aves para la caza deportiva (Wilbur, 1987).

Otro ejemplo clásico de conservación es Isla Rasa, que fue declarada santuario de aves migratorias por la Dirección General de Fauna Silvestre de México. Actualmente, la combinación de investigación y conservación en esta isla, ha proporcionado resultados favorables para la protección de sus aves anidantes. A partir de que fue declarado santuario y durante los meses en que las aves llegan a anidar, se ha mantenido la presencia casi permanente en la

isla, por personal del Departamento de Fauna Silvestre o investigadores y estudiantes de la U.N.A.M. (Velarde com.pers).

Importancia de los estudios helmintológicos en el área.

Se reconoce el hecho de que todos los grupos de vertebrados del Golfo de California, al igual que los de cualesquiera otra localidad, son hospederos potenciales de una gran variedad de helmintos (platelmintos, nemátodos y acantocéfalos), los cuales en algunos casos se relacionan con problemas de salud graves en los organismos a los que parasitan, causando estados de enfermedad y lesiones tales como úlceras gástricas, hepatitis parasitaria, obstrucciones intestinales, anemia, enteritis hemorrágica, peritonitis y daño cerebral, entre otras (Canning y Wright, 1972; Kinne, 1980; Barnard y Behnke, 1990; Toft, 1991; Scott y Snithz, 1994).

Un elemento importante en el curso de una enfermedad, es la transmisión de parásitos entre hospederos. Generalmente la transmisión de helmintos a aves y mamíferos marinos, se realiza cuando estos ingieren, a peces infectados con estadios larvarios (Jacobs, 1982; Willand y Jones, 1994; Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1998), aunque en algunos casos es probable que la transmisión sea directa, por vía placentaria (Schmidt y Roberts, 1984).

Cabe mencionar que en el área de estudio, algunos de los hospederos intermediarios de estos helmintos son peces y moluscos de importancia comercial, y se acepta el hecho que el hombre puede incorporarse al ciclo de vida de algunos de estos helmintos, al ingerir sus larvas en la carne cruda (ceviche, sashimi, sushi, etc.), deficientemente cocida, salada o ahumada (Chandler, 1955; Chitwood, 1974; Scott y Snithz, 1994).

Por ello el estudio de los parásitos de la fauna del Golfo reviste una gran importancia, tanto por el daño que éstos les causan a sus hospederos, como por la posibilidad de que se presenten antropozoonosis.

1.2.- Características generales de los helmintos.

Helminto es un término que se utiliza para designar a organismos vermiformes que tiene una forma de vida parásita. Actualmente, el parasitismo se caracteriza de acuerdo con Crofton (1971), como una relación ecológica entre dos poblaciones de organismos de diferentes especies, que presentan cuatro rasgos comunes: 1) El parásito es fisiológicamente dependiente del hospedero; 2) La distribución de los parásitos dentro de la población de hospederos es sobredispersa, como producto del proceso de infección; 3) En las infecciones masivas, el parásito puede llegar a matar al hospedero; 4) El potencial reproductivo del parásito es mayor que el del hospedero (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

Al igual que los demás parásitos, los helmintos han desarrollado una variedad de adaptaciones morfológicas, fisiológicas, inmunológicas, y bioquímicas, únicas dentro del Reino Animal, siendo su ecología una de las más complejas entre los seres vivos. Este grupo de parásitos es de mucha importancia para el ser humano, debido al hecho de que algunos de sus miembros pueden llegar a parasitar a especies de animales de importancia económica e inclusive al mismo hombre (Pérez-Ponce de León *et al.*, 1996; Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

Los helmintos no representan un grupo natural, ya que los organismos de este tipo se encuentran en distintos Phyla de invertebrados. Dentro de este grupo están incluidos los miembros de los Phyla: Platyhelminthes, Nematoda y Acantocephala (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

Para los fines del presente estudio, a continuación se presentan las características generales de los grupos de helmintos que fueron encontrados en algunos vertebrados del Golfo de California, particularmente Trematoda y Cestoidea (Platyhelminthes) y Acantocephala.

1.2.1.-Generalidades sobre Platyhelminthes

Los platelmintos o gusanos planos, agrupan una gran cantidad de organismos muy heterogéneos, muchos de ellos de gran importancia biológica. En este grupo se encuentran desde especies completamente libres como son muchos de los turbelarios, hasta especies estrictamente parásitas como son los céstodos (Lamothe-Argumedo, 1983).

Los platelmintos constituyen un Phylum de gran éxito adaptativo y origen incierto. Están adaptados a una gran variedad de hábitats (Margulis y Schwartz, 1985). Muestran varios adelantos filogenéticos sobre los que se consideran Phyla más primitivos: muestran simetría bilateral y cefalización en el extremo anterior, con elementos motores nerviosos y sensoriales asociados (Schmidt y Roberts, 1984; Lamothe-Argumedo, 1983).

La mayoría son simbióticos con otros organismos y se comportan como parásitos o comensales debido a su incapacidad para sintetizar ácidos grasos y esteroides (Lamothe-Argumedo, 1983).

Este Phylum comprende las clases Turbellaria, Tennocephaloidea, Monogenea, Aspidogastrea, Trematoda, Didymozoida, Cestodaria y Eucestoda (Lamothe-Argumedo, 1983).

En general su cuerpo esta dorsoventralmente aplanado y la forma varia en los diferentes grupos. Algunos son foliáceos u ovals, pero otros son considerablemente alargados. Su tamaño varia desde unos cuantos milímetros como es el caso de algunos monogéneos y tremátodos hasta unos veinte metros como algunos céstodos (Schmidt y Roberts, 1984; Lamothe-Argumedo, 1983).

El tegumento varia en estructura entre las diferentes clases, sin embargo en los turbelarios y en algunos estadios larvarios de monogéneos, tremátodos y céstodos, se presenta un epitelio ciliado, el cual es su principal medio de locomoción; los adultos de la clase Trematoda y Cestoidea presentan una capa sincicial, con núcleos celulares localizados debajo de una capa muscular. Son acelomados y la mayor parte del cuerpo esta formado por parénquima, dispuesto en una masa de fibras y células de varios tipos (secretoras, de almacenamiento de alimentos o productos de desecho, o con mitocondrias y funciones de regeneración). A través del parénquima se encuentran fibras musculares por lo general dispuestas en una o dos capas longitudinales cercanas a la superficie del cuerpo. También se encuentran fibras circulares y dorsoventrales (Schmidt y Roberts, 1984).

El sistema nervioso es simple. En los turbelarios inferiores consiste en un plexo subepidérmico con una ligera concentración de células nerviosas en la región anterior. En los turbelarios superiores, temnocéfalos, monogéneos, tremátodos y céstodos, existe un ganglio cerebroide, del que parten nervios longitudinales hasta el extremo posterior del cuerpo. El número de nervios es variable, y la mayoría son laterales y están conectados entre si por comisuras laterales. Los órganos sensitivos son abundantes (Lamothe-Argumedo, 1983).

El aparato digestivo en la mayoría es incompleto y está ausente en los cestodarios y céstodos. La mayoría de los tremátodos y turbelarios poseen la boca cerca de la porción anterior del cuerpo, seguida por una faringe musculosa, y en ocasiones presentan un intestino que es desde un simple saco, hasta ciegos ramificados. Rara vez existe ano. La digestión es principalmente extracelular, con algo de fagocitosis en el epitelio intestinal y el alimento que no es digerido es expulsado a través de la boca (Schmidt y Roberts, 1984; Lamothe-Argumedo, 1983).

Presentan un sistema excretor de tipo protonefridial. Cada protonefridio está formado por una sola célula con un manchón de cilios que se prolonga en un fino tubo capilar. En algunas especies existe una vesícula excretora mas o menos simple (Lamothe-Argumedo, 1983).

El aparato reproductor es complejo. En general son monóicos y solo algunos grupos son dióicos. En la mayoría su fecundación es cruzada y sus ciclos de vida pueden ser directos, como en los turbelarios o más complejos, necesitando uno o más hospederos intermediarios para llegar a su madurez (Lamothe-Argumedo, 1983).

Este grupo, dada su importancia médica y veterinaria, ha sido estudiado por muchos investigadores desde hace mucho tiempo. En México, su estudio comenzó hace poco mas de 65 años con investigadores como Hyman, Kawakatsu, Benazzi y Mitchel y a partir de 1930 por Sokoloff, Bravo, Caballero y Caballero, Caballero R, Larios, Lamothe-Argumedo, Winter y Zerecero (Lamothe-Argumedo, 1983, Pérez-Ponce de León *et al.*, 1996).

Clase Trematoda.

Es la clase más abundante de platelmintos monozóicos (Schmidt & Roberts, 1984) y una de las más importantes desde el punto de vista médico, porque son parásitos de animales silvestres, domésticos e incluso el hombre (Lamothe-Argumedo, 1983). Ya para 1974, Cheng mencionaba más de 40,000 especies descubiertas (Cheng, 1974).

Los tremátodos adultos se encuentran como endoparásitos en todos los grandes grupos de vertebrados, desde los elasmobranquios hasta las aves y mamíferos. Se localizan habitando el aparato digestivo, los senos frontales, bronquios, pulmones, vesícula y conductos biliares, así como en los conductos pancreáticos, uréteres, vejiga urinaria y muy rara vez en forma de quistes en la piel alrededor de la cloaca de las aves (Quiroz, 1990).

De cuerpo oval o alargado longitudinal o transversalmente, los tremátodos en su mayoría son pequeños, con dimensiones que varían de menos de 1mm hasta unos cuantos centímetros. Generalmente son incoloros o blanco amarillentos (Lamothe-Argumedo, 1983).

La mayoría de las especies adultas presentan 2 ventosas musculares una oral y la otra ventral (acetábulo). El número y la disposición de estas estructuras ha permitido reunir a esta clase en 6 grupos morfológicos generales: Anfistoma, Distoma, Monostoma, Gasterostoma, Holostoma y Equinostoma (Cheng, 1974)

Los tremátodos en estado adulto carecen de epidermis, pero presentan tegumento. Debajo de este tegumento se encuentran 3 capas de musculatura: externa circular, una media longitudinal y una interna oblicua o diagonal. Por debajo de ésta se encuentra el mesénquima de tipo sincicial. También existe la musculatura de las ventosas y los músculos dorsoventrales (Lamothe-Argumedo, 1983).

El aparato digestivo en la mayoría de los tremátodos es incompleto, ya que carece de ano. La boca generalmente se localiza en el centro de la ventosa oral, seguida en la mayoría de los casos de una faringe muy musculosa adaptada para la trituración y succión de los alimentos. A continuación presentan un esófago, el cual abre en el intestino, que se divide en una o dos ramas típicamente ciegas, en cuya luz se realiza la digestión de los alimentos (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

Los tremátodos presentan protonefridios; el número de bulbos flamígeros es variable, y su arreglo es de gran utilidad para la taxonomía de cada especie. Las células en flama se conectan a un par de conductos colectores longitudinales, que a su vez se abren en la vesícula excretora, la cual se comunica al exterior por medio de un poro, que comúnmente se encuentra en el extremo posterior del cuerpo (Lamothe-Argumedo, 1983).

El sistema nervioso consiste en un par de ganglios cerebroides, situados por debajo de la ventosa oral, conectados entre sí por comisuras transversales. Típicamente se desprenden tres pares de cordones longitudinales, unidos entre sí por comisuras nerviosas (Lamothe-Argumedo, 1983).

El sistema reproductor masculino generalmente incluye dos testículos, sin embargo existen especies multitesticulares como los organismos pertenecientes a la familia Spirorchiidae, o monotesticulares como los pertenecientes a la familia Monorchiidae. Los testículos están localizados en el parénquima y la posición es una característica importante para la clasificación taxonómica. De cada testículo parte un conducto eferente que se reúne con otros para formar un espermoducto, que se abre en la bolsa del cirro. La bolsa del cirro está situada en la parte terminal del aparato reproductor masculino, incluyendo la vesícula seminal, glándulas prostáticas y un cirro eversible. En algunas especies la vesícula seminal es externa y otras no presentan bolsa del cirro (Cheng, 1974).

El sistema reproductor femenino consta de un ovario, redondo u oval que puede estar lobulado o ramificado y cuya posición y forma es también de importancia taxonómica; de él parte un oviducto, que se abre a través del oocapto muscular a una pequeña cámara conocida como ootipo. El ootipo se encuentra rodeado de muchas células glandulares, que forman la glándula de Mehlis, la cual se piensa interviene en la lubricación del útero para facilitar el paso de los huevos. Esta glándula desemboca en el ootipo, al igual que el viteloducto y el conducto seminal. Del ootipo salen el útero y el canal de Laurer, que parece ser una vagina vestigial análoga a la cámara de copulación de los cestodos. El útero se abre en el poro genital femenino localizado cerca del masculino, en el atrio genital. La parte terminal del útero se denomina metatremo. Los huevos son operculados y generalmente sin filamentos (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988; Schmidt y Roberts, 1984).

El ciclo de vida de estos parásitos puede presentar numerosas modificaciones, pero implican la intervención de 2 a 4 hospederos comúnmente moluscos gasterópodos. El hospedero definitivo alberga al gusano adulto, mientras que los intermediarios presentan las etapas larvarias (Schmidt & Roberts, 1984).

Clase Cestoda

Bajo el termino de céstodos se agrupa a una serie de organismos endoparásitos con el cuerpo dividido en escólex, cuello y estróbilo, este último, típicamente segmentado. En estado adulto, parasitan el aparato digestivo y rara vez el celoma de todas las clases de vertebrados, a excepción de los cocodrilos; sus formas larvarias se alojan en los tejidos de los distintos hospederos intermediarios (invertebrados y vertebrados) que intervienen en sus ciclos biológicos (García-Prieto, 1986¹; Schmidt, 1986). En la actualidad se conocen mas de 3,500 especies que llegan a medir desde unos 5 hasta varios metros (Lamothe-Argumedo, 1983).

La naturaleza acelomada y la simetría bilateral, junto con sus bien organizados sistemas, los han colocado dentro del Phylum Platyhelminthes, compartiéndolo con los tremátodos, monogéneos, temnocéfalos y turbelarios. Las adaptaciones al endoparasitismo han resultado en una pérdida completa del aparato digestivo y en un incremento en su capacidad reproductiva (Khalil *et al.*, 1994).

A pesar de la considerable variación morfológica entre los diferentes órdenes de céstodos, hay similitudes que los unifica en la clase Cestoda (Schmidt, 1986). Como forma característica, los adultos, presentan un cuerpo acintado, aplanado dorsoventralmente, con 3 regiones bien definidas: a) escólex con órganos de adhesión (botrios, botridios, ventosas, ganchos y/o zonas glandulares) b) cuello y c) cuerpo o estróbilo segmentado. La única excepción son los cariofilídeos, quienes carecen de segmentación externa (Lamothe-Argumedo, 1983; Schmidt y Roberts, 1984).

¹ García-Prieto, L., 1986. *Estudio Taxonómico de algunos céstodos de vertebrados de México*. Tesis Profesional Universidad Nacional Autónoma de México. 75 pp.

El estróbilo está compuesto por una cadena de segmentos o proglótidos, cada uno con un juego de órganos reproductores masculino y femenino bien definidos; sin aparato circulatorio, respiratorio y el excretor simple (Schmidt y Roberts, 1984). Los proglótidos más cercanos al cuello son sexualmente inmaduros, a continuación se localizan los maduros y en la porción final del estróbilo se encuentran los segmentos grávidos que contienen los huevos embrionados. Si los proglótidos se superponen unos con otros a lo largo de la cadena, se dice que el estróbilo es de tipo "craspedota"; de lo contrario es de tipo "acraspedota" (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

La superficie externa del cuerpo está formada por un tegumento, el cual es un tejido sincitial constituido por dos capas; la externa compuesta por una serie de proyecciones citoplasmáticas (microvellosidades) que cubre todo el cuerpo del parásito; la capa interna contiene los cuerpos celulares que encierran al núcleo y los organelos celulares. Es en el tegumento donde se absorben todos sus nutrientes. Por debajo del citoplasma distal, se encuentran capas musculares circulares y longitudinales (Schmidt y Roberts, 1984). Carecen, al igual que los demás platelmintos de celoma estando ocupado el espacio que limita el tegumento por parénquima (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988; Cheng, 1974).

El sistema nervioso de estos organismos es relativamente complejo pese a que no presentan movimiento coordinado. Los ganglios cerebroides, que en los organismos más simples son dos, se localizan en el escólex. De los ganglios cerebroides salen cuatro cordones nerviosos amielínicos, dos anteriores que inervan el escólex y dos posteriores que inervan longitudinalmente el estróbilo, uniéndose entre proglótidos a través de comisuras transversas interproglotídeas. El número de comisuras y cordones puede aumentar de acuerdo a la complejidad de las estructuras de fijación que presente el escólex (Cheng, 1974; Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988)

El aparato excretor es protonefridial, formado por numerosas células flamígeras, dispuestas en grupos de cuatro en el extremo libre de los túbulos, estos son prolongaciones capilares de los tubos colectores. Por lo general son cuatro: dos dorsales y dos ventrolaterales; los cuatro corren paralelamente a lo largo del estróbilo, uniéndose al nivel del escólex. Los ventrales se conectan entre sí por medio de un tubo transversal en el extremo posterior de cada segmento (Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

El aparato reproductor de los céstodos es en general muy semejante al de los tremátodos, excepto en algunos Ciclofilídeos, en donde el aparato reproductor femenino incluye un útero sacular cerrado (Cheng, 1974). A excepción de algunas especies parásitas de aves y algunas de una raya, todas los céstodos son monóicos. Por lo general, cada proglótido presenta un par de sistemas reproductores (masculino y femenino) por segmento, pero algunos pueden presentar dos pares de sistemas por segmento, y en unas cuantas especies parásitas de aves, se pueden presentar un sistema masculino por dos femeninos en cada segmento, dos masculinos por un femenino o mas (Schmidt & Roberts, 1984).

El aparato reproductor masculino consiste de uno o varios testículos situados en la parte medular del parénquima, a excepción de ciertas subfamilias de Proteocefálidos, en los cuales los testículos están localizados en la región cortical del parénquima. Un vaso eferente sale de cada testículo. En caso de haber más de un testículo, estos vasos se unen para formar un vaso deferente, que puede ensancharse dentro o fuera de la bolsa del cirro para formar una vesícula seminal; ésta se abre en el cirro (que puede o no tener espinas), el cual desemboca en un poro genital común situado, generalmente, en los márgenes del segmento (Cheng, 1974; Lamothe-Argumedo, 1988).

El aparato reproductor femenino consiste en un ovario generalmente lobulado, del que parte un oviducto. El oviducto desemboca en una pequeña cámara llamada ootipo, en donde se forma la cubierta de los huevos. En el ootipo también desembocan: a) los conductos de la glándula de Mehlis (que es amorfa y esta rodeando al ootipo); b) el viteloducto, proveniente de las glándulas vitelógenas que puede ser una masa compacta o distribuirse folicularmente en el parénquima; y c) el conducto del receptáculo seminal, el cual se forma por un ensanchamiento de la vagina. Esta se abre en el poro genital junto con el aparato genital masculino. El útero en la mayoría de los céstodos es ciego, sale del ootipo y se expande notoriamente cuando se llena de huevos, los cuales contienen un embrión provisto de 3 pares de ganchos llamado oncósfera (Cheng, 1974, Lamothe-Argumedo y García-Prieto, 1988).

A pesar de que no se conocen todos los ciclos de vida de los céstodos, con excepción de *Hymenolepis nana*, la mayoría necesita de uno o dos hospederos intermediarios para completar su desarrollo. De los pocos ciclos de vida conocidos, existen muchas variedades de formas larvarias y patrones de desarrollo (Lamothe-Argumedo, 1983; Schmidt & Roberts, 1984).

Los céstodos sexualmente maduros viven en el intestino o en los divertículos de toda clase de vertebrados. Dentro de los hospederos intermediarios se cuentan algunos invertebrados como crustáceos, insectos, moluscos y ácaros; y como vertebrados algunos peces mamíferos, anfibios y reptiles que se encuentran en la dieta de los hospederos definitivos (Schmidt & Roberts, 1984).

1.2.2.-Generalidades sobre acantocéfalos

Los acantocéfalos son un pequeño Phylum de helmintos parásitos, pero muy interesante e importante. Generalmente miden menos de 35 mm de longitud, sin embargo, algunas especies como *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, pueden alcanzar longitudes superiores a 70 cm (Cheng, 1974). Todas las especies pertenecientes a este Phylum son parásitas del aparato digestivo de todos los vertebrados, desde peces hasta mamíferos; accidentalmente parasitan al hombre; y en estado larvario son parásitos de artrópodos, tales como crustáceos e insectos. Los grupos de vertebrados más afectados son los peces, seguidos de los mamíferos y las aves (Salgado-Maldonado, 1980)².

Todos los acantocéfalos son cilíndricos, la mayoría de las especies son filiformes (Cheng, 1974). Funcionalmente, el cuerpo está dividido en dos grandes regiones: a) el prosoma (encargado de la fijación del helminto al hospedero), que comprende la probóscis armada, el receptáculo de la probóscis, el ganglio cerebroide, los lemniscos, varios músculos, y el cuello y b) el tronco o metasoma, el cual contiene un pseudoceloma, en donde se localiza el sistema reproductor (Cheng, 1974; Schmidt y Roberts, 1984).

Al igual que la probóscis y el cuello, el metasoma, esta cubierto por un tegumento sincitial complejo, seguido hacia el interior por capas musculares y longitudinales. La capa sincitial contiene elementos nucleares y una serie de canales internos de intercomunicación denominado sistema lagunar. Este sistema está lleno de líquido y aparentemente funciona como sistema circulatorio (Schmidt y Roberts, 1984, Crompton y Nickol, 1985).

² Salgado-Maldonado, G. 1980. *Sobre algunos acantocéfalos parásitos de peces de la República, Mexicana. Tesis de licenciatura.* Facultad de Ciencias, UNAM. 142 pp.

Los lemniscos son dos estructuras saculares que crecen desde la base del cuerpo hasta el pseudoceloma (Schmidt & Roberts, 1984), y de acuerdo con Crompton y Nickol (1985), amplifican la superficie de contacto del cuerpo con el pseudoceloma.

Carecen de sistema digestivo y presentan sistema nervioso, muscular, circulatorio y excretor muy disminuido (Schmidt & Roberts, 1984).

La excreción en la mayoría de las especies se efectúa mediante la difusión a través de la pared del cuerpo. Sin embargo los miembros de la familia Oligacanthorhynchidae poseen órganos excretores protonefridiales, que pueden estar formados de células flama ramificadas o encapsuladas, dependiendo de la especie (Crompton y Nickol, 1985, Schmidt y Roberts, 1984).

El sistema nervioso consta en un ganglio cerebroide localizado en la probóscis. Esta estructura consta de una masa de fibras nerviosas envueltas por células ganglionares, algunas fibras salen del ganglio hacia la región anterior, inervando los órganos sensoriales de la probóscis, la región del cuello y los músculos retractores de la probóscis. Otros dos haces de fibras atraviesan los lados del receptáculo, ramificándose e insertándose en la pared del cuerpo. En los machos, un par de ganglios auxiliares (ganglio genital), están localizados en la parte posterior de la base del cirro y se unen por medio de comisuras anulares (Cheng, 1974).

Los acantocéfalos son dióicos y generalmente muestran cierto grado de dimorfismo sexual de acuerdo al tamaño, siendo las hembras más grandes que los machos. En los dos sexos, los órganos reproductores se localizan en uno o dos sacos de tejido conjuntivo delgado que se extienden desde el extremo posterior del receptáculo de la probóscis hasta cerca del poro genital distal (Cheng, 1974, Schmidt y Roberts, 1984).

El sistema reproductor masculino está formado por dos testículos, cada uno de los cuales tiene un vaso eferente que se une a vasos deferentes comunes y/o a un pequeño pene. Las glándulas de cemento se comunican con un reservorio de cemento y éste a su vez desemboca a la bolsa copulatriz. La bolsa de Saëfftigen se encuentra fija a la bolsa copulatriz. Después de la copula, el cemento cierra la vagina y se endurece formando un tapón, que permanece en la hembra durante el desarrollo de los embriones dentro de la hembra (Cheng, 1974),

En cuanto al sistema reproductor femenino, presenta la particularidad de estar constituido por un ovario fragmentado dentro del saco ligamentario, el cual está fijo en su parte posterior a la campana uterina. Este órgano permite que los huevos maduros pasen a través del útero y la vagina y salgan por el poro genital (Schmidt & Roberts, 1984; Crompton y Nickol, 1985).

Para completar su ciclo de vida, los acantocéfalos necesitan por lo menos dos hospederos. El primero, un insecto, crustáceo o miriápodo. Cuando el hospedero no es el indicado, la larva se enquista y cuando llegue al hospedero adecuado continua su desarrollo (Cheng, 1974; Schmidt y Roberts, 1984).

2.-ANTECEDENTES

2.1- Helmintos parásitos de vertebrados del Golfo de California.

A pesar de que autores como Bravo-Hollis (1954); Winter (1956); Arai (1962); Lamothe-Argumedo (1962, 1986); Juárez Arroyo y Salgado-Maldonado (1989) y Cuevas-Macias (1997³), entre otros, han estudiado la helmintofauna de la costa occidental de México, y de la existencia de muchos trabajos parasitológicos sobre el tema, existen pocos registros de la fauna parasitológica y sus relaciones con los diversos grupos de vertebrados que habitan en el Golfo de California. La mayoría son registros aislados de helmintos parásitos de peces que habitan regiones costeras.

Los grupos de helmintos más estudiados en la zona son los tremátodos y los monogéneos. De acuerdo al catálogo de la Colección Nacional de Helmintos (CNHE), hasta el momento, han sido registradas 60 especies de tremátodos parásitos de vertebrados, para la región del Golfo de California, incluyendo las zonas costeras de los estados de Baja California, Baja California Sur, Sonora y Sinaloa. Estas especies corresponden a un total de 48 géneros (Cuadro I). Recientemente se incorporó una nueva especie de tremátodo *Jeancadenatia*, sp a este listado (Cuevas-Macias, 1997³). En el caso de los monogéneos han sido descritas 66 especies correspondientes a 54 géneros (Cuadro I).

Para los demás grupos de helmintos parásitos, son escasos los registros. Se han encontrado 10 especies de acantocéfalos pertenecientes a nueve géneros, habitando 13 especies de peces y un género en aves (*Plagiorhynchus* (Linton, 1892) Van Cleave, 1918, parasitando a *Larus* sp). Ocho especies de céstodos correspondientes a siete géneros, todos ellos parasitando a cinco especies de peces y un mamífero (*Taenia serialis* Gervais, 1847, en *Lepus californicus*). En cuanto a nemátodos, se han encontrado siete

³ Cuevas-Macias, J. F., 1977. *Estudio de Tremátodos de la "Chopa" Kyphosus elegans (Peters, 1869) en las islas del Golfo de California, México.* Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 113 pp

géneros (seis de los cuales se han determinado a nivel específico); parasitando cuatro especies de peces y siete especies de reptiles (Cuadro I).

Cuadro 1.- Registro de helmintos y hospederos en el Golfo de California.

TIPO DE HELMINTO	PARASITOS		HOSPEDEROS			
	GENEROS	ESPECIES	PECES	REPTILES Y ANFIBIOS	AVES	MAMIFEROS
MONOGÉNEOS	66	54	61	1	—	—
TREMATODOS	60	48	40	—	2	—
CÉSTODOS	7	8	5	—	—	1
ACANTOCÉFALOS	9	10	13	—	1	—
NEMATODA	6	7	4	7	—	—
TOTALES	147	126	123	8	3	1

3.-OBJETIVOS.

Con base en lo referido anteriormente, dada la importancia del Golfo de California como ecosistema por la fauna de vertebrados que allí habita, así como la escasez de estudios parasitológicos en la zona, nos planteamos los siguientes objetivos.

- Establecer el registro de algunos helmintos que parasitan a vertebrados del Golfo de California.
- Describir taxonómicamente a cada una de las especies de helmintos recolectados.

4.- AREA DE ESTUDIO.

4.1.-Situación Geográfica.

El Golfo de California se encuentra ubicado en la región noroccidental de México, separando la península y el continente mexicano. Se extiende en un eje noroeste-sudeste de alrededor de 1070 km de longitud con una anchura que varía de los 100 a 200 km (Case & Cody, 1983). Esta cuenca marina de forma alargada, está limitada al norte por la desembocadura del Río Colorado, al oriente por los estados de Sonora, Sinaloa y Nayarit, al occidente por la Península de Baja California, y al sur por una línea imaginaria entre Cabo San Lucas, Baja California Sur y Cabo Corrientes, en Jalisco (Velarde et.al., 1985).

En esta área, se localiza un archipiélago de aproximadamente 55 islas que van desde unas cuantas hasta varios cientos de hectáreas (Velarde *et al.*, 1985) El clima árido, la falta de agua, así como el aislamiento geográfico hacen que estas islas sean uno de los archipiélagos menos perturbados que quedan en el mundo (Velarde *et al.*, 1987). Por su conformación, el Golfo de California se puede dividir en cuatro áreas oceanográficas (Fig. 1 y Anexo 3):

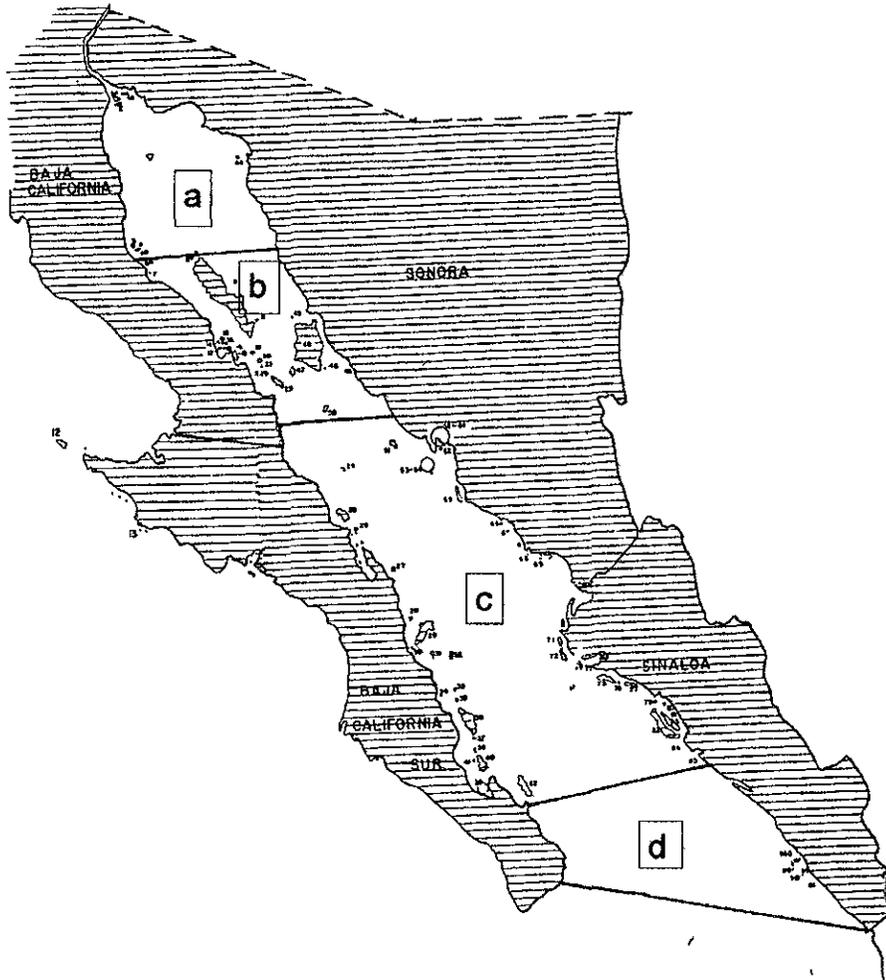


Fig. 1.- Localización del Golfo de California

a) La zona norte.- Localizada desde el límite superior del Golfo de California hasta las Islas Ángel de la Guardia y Tiburón. Está formada por los depósitos sedimentarios del delta del Río Colorado (Velarde *et al.*, 1985; Case y Cody, 1983).

b) Zona del Cinturón Insular.- Formada por un conjunto de islas muy cercanas entre sí, en la parte media superior. Comprende el área desde la punta norte de Ángel de la Guardia hasta la Isla San Pedro Mártir. Fuertes corrientes circulan por la cuenca Salsipuedes creando condiciones de temperatura, salinidad y oxígeno disuelto muy específicas. Surgencias ricas en nutrientes llevan a la superficie aguas que son las mas frías y productivas del Golfo (Velarde *et al.*, 1985; Case y Cody, 1983).

c) La porción central.- Que va desde el extremo sur del Cinturón Insular hasta Topolobampo y la Paz. Con cuencas profundas en esta región, las corrientes marinas producidas por el viento prevalecen sobre la influencia de las mareas. Surgencias de verano mantienen la temperatura superficial baja en la costa peninsular con respecto a la continental (Velarde *et al.*, 1985; Case y Cody, 1983).

d) Porción sur.- Es la zona de transición entre el Golfo de California y el Océano Pacífico. Las tormentas del O. Pacífico azotan el mar y las costas. La acción de las olas es de naturaleza oceánica. La precipitación es más abundante y la salinidad menor (Velarde *et al.*, 1985; Case y Cody, 1983).

4.2.- Clima

El clima de la península es variado, debido a la diferencia de temperatura entre el Océano Pacífico y el Golfo de California. Las montañas de la península, de más de 3000 metros de altura, capturan la humedad de las tormentas del Pacífico (aunque la mayor parte de ella pasa, normalmente, al norte contribuyendo a la aridez de las islas). Las islas más sureñas reciben la mayor parte de la precipitación anual de las tormentas tropicales de verano, mientras que las islas más norteñas reciben solamente la parte final de las tormentas invernales del Océano Pacífico (Case y Cody, 1983).

La temperatura varía ampliamente con las estaciones, llegando a presentarse temperaturas de más de 40°C durante el verano o violentas tormentas en la zona norte durante el invierno. La fauna marina y aves migratorias del Norte entran y salen del Golfo, en respuesta a las condiciones cambiantes del clima y el océano. El Golfo provee un refugio de invierno para numerosas aves acuáticas migratorias, para escapar de los riesgos de sus áreas de reproducción en el norte. La precipitación pluvial anual promedio es de 100 a 150 mm, mientras que la temperatura anual promedio es de 21 a 23° C (Case y Cody, 1983).

4.3.-Geología.

Hace 150 millones de años la península de Baja California existía como una cadena de islas. Entre las islas y la tierra existía un mar somero, que se extendía hasta lo que es ahora el Valle Imperial en California. Sedimentos acarreados por el Río Colorado se acumularon, reduciendo la extensión del mar en el norte. La Falla de San Andrés comenzó a expandirse unos 25 millones de años atrás, resultando en un desplazamiento para la península de unos 650 kms. de su lugar original, aumentando la profundidad del Golfo de Baja California. Durante este período emergieron volcanes, formando algunas de las islas. Otras islas representan fragmentos de la orilla continental,

conforme el suelo marino se extendía y el movimiento de dos grandes masas continentales dejaban fracciones de tierra a su paso. Aún ahora la actividad tectónica del área continúa. La evidencia indica que, por ejemplo, la piedra caliza de la isla San Marcos puede haberse formado por precipitados en un antiguo lago, originalmente en la península de Baja California. Esta historia geológica particular, junto con factores oceanográficos y climatológicos actuales han resultado en una enorme diversidad biológica (Case y Cody, 1983).

4.4.-Flora.

La flora representa una subunidad del tipo del desierto Sonorense, pero algunas especies son adaptaciones de otros tipos de vegetación. Los cactus y las plantas suculentas se encuentran bien adaptadas a los extremos climáticos. Además de las 570 especies de plantas descritas para las islas, se piensa existen aun 100 más por identificar. Ocho especies de plantas son endémicas de las islas (Case y Cody, 1983).

4.5.-Fauna.

El Golfo de California es un sistema natural semicerrado de enorme riqueza faunística, siendo un ejemplo de esto, las 800 especies de peces que alberga, lo que convierte a los litorales de Baja California, a las costas de Sonora y Sinaloa y Nayarit en una de las zonas de mayor desarrollo pesquero del país, existiendo además un marcado endemismo del medio marino como en las islas; aspecto que se manifiesta por una confluencia de los factores climáticos, geográficos y de aislamiento (Case y Cody, 1983).

La abundancia de plancton provee de alimento a una amplia variedad de peces. Con un adecuado manejo, estos recursos se pueden convertir en una importante fuente de alimento para el país (Case y Cody, 1983).

Los reptiles representan uno de los más altos porcentajes de endemismos (con más de 55 especies). La avifauna registra 17 especies que se reproducen en las islas, seis son relictos regionales y cuatro son endémicas o cuasi-endémicas. Del 60 al 100% de algunas especies se reproducen en las islas del Golfo. Un gran número de éstas aves son migratorias y pasan el invierno a lo largo de la costa del Pacífico (desde el sur de Canadá hasta el Sur de México y en el Golfo de California) (Case y Cody, 1983).

Los grandes vertebrados son escasos en las islas y algunos casos de endemismo ocurren entre los reptiles y los pequeños mamíferos. Las especies endémicas y raras, que son tan abundantes en estas islas, solamente existen por una combinación particular de clima, geografía y aislamiento (Case y Cody, 1983).

5-MATERIALES Y METODOS

5.1.-TRABAJO DE CAMPO

5.1.1.-Procedencia del material.

El material helmintológico del presente estudio, fue recolectado en vertebrados capturados en diversas islas y sus litorales en el Golfo de California (Fig.No.1), durante los 8 cruceros de investigación efectuados dentro del proyecto "Conservación de las islas del Golfo de California", entre mayo de 1985 y agosto de 1987. Los peces fueron recolectados con anzuelo y redes agalleras, los reptiles por aturdimiento ocasionado por disparo con bandas elásticas y las aves con redes ornitológicas. Se examinó un total de 142 peces, pertenecientes a las especies *Microlepidotus inornatus*, *Paralabrax maculatofasciatus* y *Kyphosus elegans*. Tres ejemplares del reptil *Ctenosaura hemilopha* y por último un individuo de la especie de ave *Charadrius semipalmatus*.

El área de colecta y el tamaño de la muestra se distribuyó como se muestra en el Cuadro II.

Cuadro II.- Localidades y tamaño de la muestra de hospederos examinados.

ESPECIE	LOCALIDAD	EXAMINADOS	INFECTADOS
<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	I Angel de la Guardia I Tiburon	22	14
<i>Microlepidotus inornatus</i>	I. Angel de la Guardia I Cerralvo I. Espiritu Santo I. Tiburón	103	42
<i>Kyphosus elegans</i>	I Cerralvo I Monserrat I San Marcos I San Jose I Santa Catalina I Santa Cruz	17	17
<i>Charadrius semipalmatus</i>	I San Jose	1	1
<i>Ctenosaura hemilopha</i>	I Cerralvo	3	3

5.1.2.-Examen Helmintológico.

Los parásitos pueden vivir en cualquier parte del cuerpo del hospedero, dentro o sobre de éste, de tal forma que en la revisión, ningún órgano o tejido se pasó por alto, El examen helmintológico aplicado a los hospederos está basado particularmente en las técnicas descritas por Salgado-Maldonado (1979) y Lamothe-Argumedo (1997). Todos los hospederos se examinaron en fresco, en un lapso no mayor a 4 horas posteriores a su captura.

5.1.2.1.-Examen externo.

a) Peces: Se hizo una revisión cuidadosa de la superficie corporal comprendiendo: cabeza, cavidad branquial, branquias, ojos y superficie general del cuerpo. Asimismo se revisaron cuidadosamente la base de las aletas: caudal, dorsales, pectorales, pélvicas y anal. Además los orificios del cuerpo: boca, ano y orificios nasales.

La cavidad branquial y las branquias se examinaron separando el opérculo y las branquias de cada lado, indicadas como derecha e izquierda; se colocaron separadamente en cajas de Petri conteniendo agua de mar. Después los arcos branquiales se cortaron en cada uno de sus extremos, se separaron individualmente y cada uno de ellos fue colocado en cajas de Petri con solución salina al 0.6%. Cada uno de los arcos fue revisado cuidadosamente bajo el microscopio estereoscópico, retirando la mucosidad con la ayuda de pinceles finos y agujas de disección.

b) Reptiles, aves: Se hizo una revisión cuidadosa de la superficie corporal comprendiendo: cabeza, ojos y superficie general del cuerpo. Se revisaron cuidadosamente los orificios del cuerpo; boca, ano, orificios nasales y auditivos.

Todos los parásitos obtenidos, fueron colocados en solución salina, anotando su procedencia exacta.

5.2.1.2.-Examen interno.

Al hospedero correspondiente, con ayuda de unas tijeras se le hizo una incisión en la línea media ventral del cuerpo; este corte fue prolongado hasta el ano, rodeándolo de tal forma que el aparato digestivo y el urogenital fueron removidos intactos; posteriormente, el mismo corte fue prolongado anteriormente hasta un punto entre las mandíbulas.

A continuación se realizó una separación cuidadosa de los diferentes órganos de la cavidad del cuerpo del hospedero, situándolos en cajas de Petri con solución salina al 0.6%. Posteriormente se separaron los órganos de cada aparato o sistema colocándolos en cajas de Petri más pequeñas con solución salina al 0.6% donde fueron examinados de acuerdo a los procedimientos siguientes:

Revisión del aparato digestivo y urogenital: a cada uno de los diferentes órganos, se les revisó cuidadosamente en busca de perforaciones, quistes y ulceraciones antes de ser abiertos; en el caso del intestino, este fue desenrollado hasta quedar completamente extendido. Posteriormente se procedió a abrirlos, desgarrándolos longitudinalmente con agujas de disección.

Los helmintos encontrados en cada uno de los diferentes órganos fueron separados de acuerdo a su procedencia, colocándolos en cajas de Petri con solución salina al 0.6%, manipulándolos con pinceles finos. Los restos de órganos y tejidos que quedaron después de desgarrarlos, fueron revisados bajo el microscopio estereoscópico en busca de helmintos de menor tamaño.

Revisión del hígado, bazo, riñón y corazón: Se hizo primero una revisión externa de estos órganos atendiendo a la presencia de quistes, o ulceraciones, posteriormente se desgarraron utilizando agujas de disección, todo esto bajo el microscopio estereoscópico.

Revisión de la cavidad del cuerpo: Se efectuó una revisión inicial recién abierto el animal, antes de retirarle cualquier órgano, así como en la medida en que se retiraban de ella los diferentes órganos y una revisión final en busca de quistes, ulceraciones y helmintos libres en ella.

Los helmintos encontrados en cada uno de los diferentes órganos fueron separados y manipulados con pinceles, colocándolos en cajas de Petri con solución salina limpia al 0.6%, anotando su procedencia.

5.1.3.-Datos de colecta.

Los datos obtenidos de cada uno de los hospederos analizados, así como de la recolección de los diferentes helmintos se anotaron en una libreta de campo. Los datos que se anotaron se enlistan a continuación.

a) Datos del hospedero.

Número de referencia del lote.

Nombre común.

Nombre científico.

Lugar y fecha de colecta.

Estado general del animal examinado.

Parasitado (positivo o negativo).

Tipos de parásitos registrados.

Órganos parasitados y número de parásitos observados.

b) Datos de los helmintos.

Phylum, clase, (o hasta donde fue posible identificar)

Hábitat.

Número total de helmintos recolectados y nombre del recolector.

Fecha de colecta

5.1.4.-Fijación y conservación de helmintos.

La fijación es un proceso mediante el cual, después de dar muerte al organismo, este se incluye en una sustancia que permitirá conservar sus características morfológicas y químicas en lo posible, lo más próximo a la apariencia que guardaba estando vivo.

Para la fijación de los helmintos se emplearon dos fijadores químicos, Bouin, y AFA y se utilizó alcohol etílico al 70% como conservador, todos ellos se prepararon con las fórmulas siguientes.

5.1.4.1.Bouin

Solución saturada de ácido pícrico.....75 ml.
Formol comercial.....25 ml.
Acido acético glacial..... 5 ml.

5.1.4.2.-AFA

Acido acético glacial..... 10 ml
Formol comercial..... 10 ml.
Alcohol al 70%..... 80 ml.

5.1.4.3.-Alcohol etílico al 70%

Alcohol etílico de 96%.....	100 ml
Agua destilada.....	40.85 ml

A continuación se exponen los procedimientos utilizados en la fijación de los helmintos recolectados en órganos o tejidos del hospedero.

Se fijaron por aplanamiento ligero, cada tremátodo se colocó en un porta-objetos con solución salina y se observó al microscopio estereoscópico y en el preciso momento en que se extendía al máximo, se le cubrió con un cubre-objetos. Con un papel filtro se absorbió la solución salina por un lado del cubre-objetos y con una pipeta Pasteur por el extremo opuesto se aplicó el fijador (utilizando como fijador líquido de Bouin o AFA).

Las preparaciones temporales así obtenidas se colocaron en cajas de Petri, añadiéndoles suficiente fijador para evitar que éste se secase y cristalizara y se mantuvieron en estas condiciones durante 12 horas. Una vez que los helmintos fueron tratados con fijadores apropiados, se procedió a colocarlos en conservadores.

5.1.5.-Conservación y traslado al laboratorio.

Debido a que los fijadores producen endurecimiento excesivo y fragilidad en los ejemplares, cuando éstos permanecen largo tiempo en ellos, el fijador es retirado totalmente una vez que se ha completado la fijación, reemplazándolo por el líquido conservador comúnmente usado en helmintología que es el alcohol etílico al 70%. Los helmintos fueron conservados en frascos homeopáticos de tamaño apropiado donde los ejemplares permanecieron hasta ser procesados.

5.2.-TRABAJO DE LABORATORIO.

Para el estudio del material helmintológico, se procedió a teñirlo y montarlo en preparaciones permanentes.

5.2.1.-Tinción y montaje.

Las técnicas de tinción utilizadas fueron las recomendadas para los colorantes hematoxilina de Delafield, paracarmín de Mayer y tricrómica de Gomori, y se describen a continuación.

Es importante señalar que cuando se cuenta con varios ejemplares de la misma especie, éstos deben teñirse utilizando diferentes colorantes para de esta manera resaltar estructuras de distinta afinidad tintorial, lo cual tiene gran utilidad en el estudio taxonómico de los ejemplares.

5.2.1.1.-Hematoxilina de Delafield.

Hematoxilina al 3.5% en alcohol absoluto.....100 ml
Alumbre de Amonio al 6.5% acuoso.....320 ml
Glicerina Q.P..... 80 ml

- Fijar en Bouin o AFA durante 12 hrs.
- Después de haber lavado con alcohol del 70% el exceso de fijador, los ejemplares se hidratan con alcoholes graduales sucesivos de 50% a 25% hasta agua destilada.
- Teñir en Hematoxilina durante 8 a 10 min.
- Lavar en agua destilada hasta eliminar el exceso de colorante.
- Diferenciar, observando al microscopio, con agua acidulada con HCl al 2% hasta que los parásitos tomen un color rosa pálido.

- Lavar en agua destilada. Virar con agua de la llave hasta obtener una coloración violácea.
- Deshidratar en alcoholes graduales hasta alcohol absoluto. El tiempo de deshidratación en cada cambio de alcohol depende del tamaño y grosor del ejemplar.
- Aclarar en aceite de clavos, xilol, o en cambios graduales de salicilato.
- Montar en Bálsamo de Canadá o resina sintética, teniendo cuidado de que los tremátodos queden con el acetábulo hacia arriba.
- Etiquetar la preparación.

5.2.1.2.-Paracarmín de Mayer.

Acido Carmínico.....1 gr.
 Cloruro de Aluminio hidratado..0.5 gr.
 Cloruro de Calcio anhidro.....4 gr.
 Alcohol del 70%.....100 ml.

- Fijar en Bouin o AFA durante 12 hrs.
- Lavar con alcohol del 70%.
- Lavar en alcohol del 96% durante 10 min.
- Teñir en paracarmín de Mayer durante 8 a 10 min.
- Lavar en alcohol del 96% hasta quitar el exceso de colorante.
- Diferenciar en alcohol del 96% acidulado al 2% con HCl, hasta que los bordes del ejemplar se observen pálidos y el acetábulo y testículos sean claramente visibles al microscopio.
- Lavar en alcohol del 96% durante 1 a 2 min. para detener la acción del HCl.
- Deshidratar en alcohol absoluto durante 20 ó 25 min.
- Aclarar, preferentemente en aceite de clavos o con salicilato.
- Montar en bálsamo de Canadá.

5.2.1.3.-Tricrómica de Gomori.

Solución madre:

Cromótopo 2R.....	0.6 gr.
Fast Green FCF.....	0.3 gr.
Ac. fosfotúngico.....	0.7 gr.
Agua destilada.....	100 ml.
Ac. acético.....	1 ml.

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

- Fijar en Bouin o AFA durante 12 hrs.
- Eliminar el exceso de fijador con alcohol del 70%.
- Hidratar en alcoholes graduales hasta agua destilada.
- Teñir en la solución diluída del colorante durante 25 min. a 24 horas, dependiendo del tamaño y grosor del parásito.
- Lavar en agua destilada para eliminar el exceso de colorante.
- Diferenciar en agua acidulada al 2% con HCl.
- Lavar de nuevo con agua destilada.
- Deshidratar en alcoholes sucesivos hasta alcohol absoluto.
- Aclarar con aceite de clavos, xilol o salicilato de metilo.
- Montar en bálsamo de Canadá o en resina sintética y etiquetar.

Nota: Esta técnica también puede utilizarse diluyendo una gota de la solución madre en 3 ml. de alcohol del 96% y siguiendo una metodología similar a la que se emplea para la tinción en paracarmín de Mayer.

5.2.2.-Estudio Taxonómico.

El material, una vez procesado y arreglado en preparaciones permanentes, fue medido utilizando un microscopio óptico con la ayuda de un ocular calibrado con escala milimétrica. A continuación se llevó al cabo la elaboración de los dibujos correspondientes, esquematizándose de manera detallada la forma total del ejemplar, los diferentes aparatos y órganos, haciendo énfasis principalmente en el aparato reproductor masculino y femenino, todo ésto mediante la ayuda de una cámara clara adaptada al microscopio fotónico.

La etapa final del proceso consistió en el ordenamiento y combinación de todos los datos obtenidos (observaciones, mediciones y dibujos), para la realización de la descripción morfométrica de los helmintos, para posteriormente identificarlos a nivel de los taxa supraespecíficos mediante el empleo de varias claves y recopilaciones sobre clasificación y taxonomía de los diversos grupos de helmintos estudiados como las de Yamaguti (1971), Petrochenko (1971) y Schmidt (1986); para la determinación específica se efectuó la revisión bibliográfica de todas las especies en estudio. Las medidas de las descripciones están dadas en mm y comprenden mínima, máxima, y entre paréntesis la media, desviación estandar y el número de parásitos medidos.

6.-RESULTADOS

6.1.- Registro helmintológico

En el presente trabajo, se registraron seis géneros de helmintos, dos tremátodos, dos céstodos, y dos acantocéfalos, como parásitos de 5 especies de vertebrados del Golfo de California (Fig. 2, Cuadro III y Anexo 3).



Fig. 2.- Localización de las especies recolectadas

En tres casos, el material se determinó hasta la categoría de especie. Cinco de los géneros de helmintos fueron recolectados en etapa adulta, con excepción de los cistacantos del acantocéfalo *Corynosoma* sp.

Cuadro III.- Registro de las especies de helmintos recolectados en el Golfo de California en este estudio.

ESPECIE	AUTOR Y AÑO	HABITAT	HOSPEDERO	LOCALIDAD
Tremátodos				
<i>Helicometrina nimia</i>	Linton, 1910	Intestino	<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	I Angel de la Guardia
<i>Lasiotocus costarrisens</i>	Yamaguti, 1953	Intestino	<i>Microlepidotus inornatus</i>	I Angel de la Guardia
Céstodos				
<i>Proterogynotaenia</i> sp	Fuhrmann, 1911	Intestino	<i>Charadrius semipalmatus</i>	I San José
<i>Oochoristica</i> sp.	Meggit, 1934	Intestino	<i>Ctenosaura hemilopha</i>	I.Cerralvo
Acantocéfalos				
<i>Filisoma bucerium</i>	Van Cleave, 1940	Intestino	<i>Kyphosus elegans</i>	I Monserrat
<i>Corynosoma</i> sp.	Luhe, 1904	Intestino	<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	I Angel de la Guardia

6.2. Redescripción de los helmintos.

Clase:	Trematoda
Familia:	Opecoelidae Ozake, 1925
Subfamilia:	Plagioporinae Manter, 1947
Genero:	<i>Helicometrina</i> Linton, 1910

6.2.1. *Helicometrina nimia* Linton, 1910

Los helmintos descritos a continuación fueron recolectados del intestino de 3 ejemplares de *Paralabrax maculatofasciatus*, capturados en la isla Angel de la Guardia, del Golfo de California, México; su descripción y medidas se basan en el estudio de 3 organismos.

Son tremátodos de cuerpo oval, ligeramente más anchos en la región posterior. Miden de 1.934 a 3.580 (2.518 ± 0.921 , n=3) de longitud y 0.980 a 1.444 (1.174 ± 0.240 , n=3) de ancho a nivel de su anchura máxima. Su tegumento está finamente estriado.

En el extremo anterior (mas angosto que el posterior), se encuentra una ventosa oral musculosa, terminal y ventral que mide de 0.154 a 0.240 (0.197 ± 0.0607 , n=2) de largo, y 0.196 a 0.231 (0.213 ± 0.025 , n=2) de ancho. En el interior de esta ventosa, se encuentra la boca, que mide 0.034 a 0.047 (0.041 ± 0.010 , n=2) de largo y 0.070 a 0.0846 (0.077 ± 0.011 , n=2) de ancho. La faringe, también musculosa, está situada inmediatamente posterior a la ventosa oral, su forma es ovalada y mide 0.118 a 0.141 (0.130 ± 0.0165 , n= 2) de largo por 0.103 a 0.132 (0.118 ± 0.020 , n= 2) de ancho. El esófago es un tubo relativamente corto y ancho que mide 0.045 a 0.226 (0.135 ± 0.128 , n= 2) de largo por 0.044 a 0.101 (0.072 ± 0.040 , n= 2) de ancho.

Ocupando la región media del cuerpo se encuentra un acetábulo muy musculoso que mide 0.296 a 0.368 (0.233 ± 0.175 , n=3) de largo por 0.277 a 0.366 (0.322 ± 0.044 , n= 3) de ancho. La relación entre las ventosas es 1: 1.414 a 1.586 (1.500 ± 0.121 , n= 2). La bifurcación cecal se encuentra a una distancia de 0.310 a 0.682 mm (0.496 ± 0.263 , n= 2) del extremo anterior. Las ramas cecales se localizan lateralmente a lo largo del cuerpo, no presentan divertículos laterales y extendiéndose hasta la parte posterior del cuerpo, permaneciendo como ramas independientes, ligeramente dirigidas hacia la vesícula excretora.

El aparato reproductor masculino consta de nueve testículos dispuestos en dos hileras longitudinales, presentando cinco en una de ellas y cuatro en la otra, independientemente del lado que se trate; son postováricos, intercecales y de forma oblonga, el largo de los testículos va de 0.144 a 0.306 (0.194 ± 0.061 , n= 6) por 0.103 a 0.251 (0.173 ± 0.0636 , n= 2) de ancho. De cada uno de los testículos, parte un conducto eferente, fusionándose para formar uno deferente, el espermoducto, localizado ligeramente anterior y a la izquierda del acetábulo; este conducto se comunica con la vesícula seminal interna. Esta última se localiza dentro de la bolsa del cirro; la cual mide 0.409 a 0.597 (0.503 ± 0.133 , n= 2) de largo por 0.129 a 0.199 (0.175 ± 0.033 , n= 2) de ancho. La vesícula seminal interna mide 0.192 a 0.341 (0.267 ± 0.106 , n= 2) de longitud y 0.152 a 0.159 (0.156 ± 0.005 , n= 2) de ancho, doblandose sobre si misma, de su porción más anterior surge el cirro, el cual es musculoso y se dirige hacia la parte posterior de la vesícula seminal a la que rodea para regresar nuevamente a la porción anterior de la misma, en donde realiza una vuelta sobre si y finalmente asciende para desembocar en el poro genital. Este se está situado a nivel de la bifurcación cecal, a una distancia de 0.378 a 0.802 (0.590 ± 0.300 , n= 2) del extremo anterior.

El aparato reproductor femenino se encuentra representado por un ovario pretesticular y postacetabular, intercecal, el cual presenta varios lóbulos, mide de 0.172 a 0.229 (0.191 ± 0.033 , $n= 3$) de longitud y 0.370 a 0.462 (0.407 ± 0.048 , $n=3$) de ancho; el ovario termina en un oviducto no observado por estar dorsal al ovario, al igual que el ootipo. El reservorio vitelino se dispone dorsal al ovario, su forma es ovoide, observándose a cada lado de la desembocadura de los viteloductos. Tampoco se observa claramente el inicio del útero a partir del ootipo, pero presenta el aspecto de una masa llena de huevecillos, es dorsal al acetábulo y asciende por el lado derecho de éste para desembocar en el poro genital; el metratremo se observa anteriormente a la desembocadura del cirro en el poro genital. Presentan un receptáculo seminal que mide de 0.075 a 0.144 (0.100 ± 0.038 , $n= 3$) de largo por 0.129 a 0.245 (0.180 ± 0.060 , $n= 3$), cuya posición varía del lado derecho al izquierdo del cuerpo del animal; este se encuentra anteriormente al ovario y su forma es globosa, sin embargo no se observa su desembocadura. Las glándulas vitelógenas son masas foliculares y están distribuidas a partir de la bifurcación cecal, hasta el extremo posterior del cuerpo, se encuentran en el lado externo de los ciegos intestinales. Los huevos son ovoides, de cascara amarillenta y con la presencia de un filamento polar; el huevo, sin considerar al filamento mide 0.110 a 0.145 (0.124 ± 0.018) de largo por 0.027 a 0.032 (0.029 ± 0.0023 , $n= 3$).

El aparato excretor consta de una vesícula localizada en el extremo posterior del cuerpo, que ocupa el espacio intertesticular; a nivel de los testículos mas anteriores se bifurca, no observándose el nivel que alcanza cada una de sus ramas; el poro excretor es terminal y se abre en el extremo posterior del cuerpo.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868). Osteichthyes, Serranide.

Nombre común: Cabrilla

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Isla Angel de la Guardia, Baja California. (29° 01' N, 113° 13 ' W)

Ejemplares depositados en la Colección Nacional de Helmintos con el número: 3336

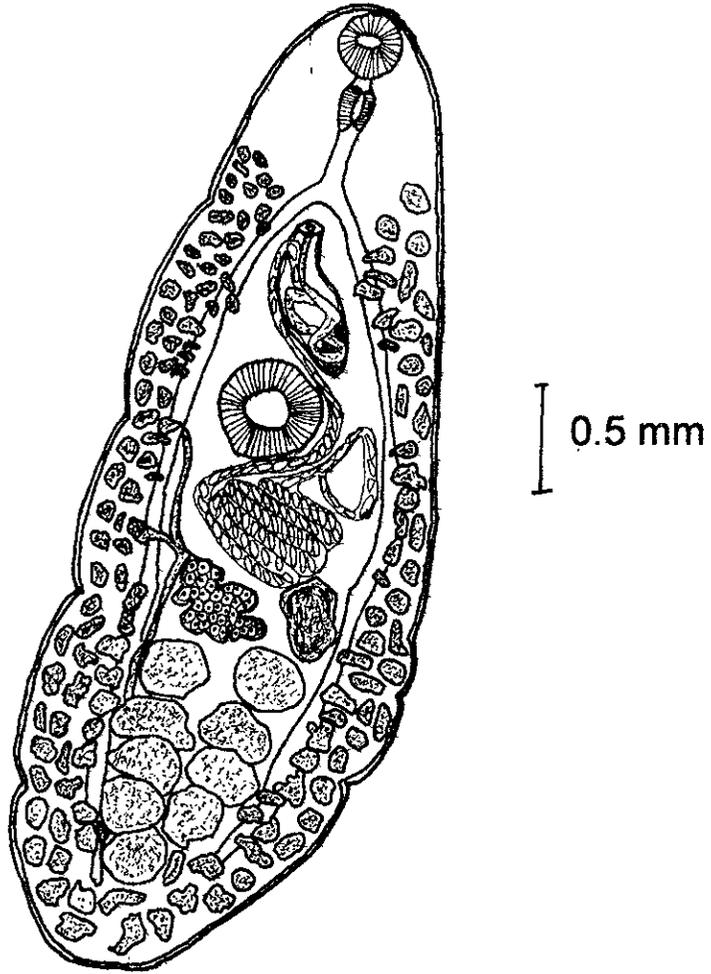


Fig. 3.- Dibujo de la preparación total de *Helicometrina nimia*. Vista ventral

6.2.1.1. Discusión

El género *Helicometrina*, Linton 1910 comprende parásitos de peces marinos que poseen huevos con filamentos unipolares, hecho que los ha relacionado con los organismos del género *Helicometra* Odhner, 1902. Sin embargo, a la fecha son necesarios mas estudios para determinar si corresponden a un solo género.

Actualmente el género *Helicometrina* comprende 14 especies divididas en dos grupos, de acuerdo con Bilqees (1976). El primero lo conforman aquellos que presentan menos de nueve testículos: *H. parva* Manter, 1933 (cinco testículos); *H. serptorchis* Srivastava, 1936 y *H. unicum* Grupta y Puri, 1985 (siete testículos); y *H. quadrorchis* Manter y Pritchard, 1960 (cuatro testículos).

El segundo grupo lo integran organismos con 9 testículos: *H. nimia* Linton, 1910; *H. orientalis* Srivastava, 1936; *H. elongata* Noble y Park, 1937; *H. mirzai* Siddiqi y Cable, 1960; *H. trachinoti* Siddiqi y Cable, 1960; *H. otholiti* Bilqees, 1972, *H. delicatus* Bilqees, 1972; *H. karachiensis* Bilqees, 1972; *H. plectorhynchii* Bilqees, 1973 y *H. chilomycteri* Bilqees, 1976. (Pérez-Ponce de León, 1992).

Los ejemplares estudiados fueron identificados como *H. nimia*, debido a la presencia de 9 testículos, huevos con filamento unipolar y la disposición y forma de los órganos del cuerpo. Comparando nuestros ejemplares con las especies americanas, difiere de *H. elongata* Noble y Park, 1937 por que el poro genital en esta última se sitúa anteriormente a la bifurcación cecal, el ovario es tetralobulado y las vitelógenas se distribuyen discontinuamente. De *H. Chilomycteri* Bilqees, 1976 debido que esta última es más grande, con la faringe mas desarrollada, ovario con siete lóbulos, vitelógenas localizadas posteriormente a la bifurcación cecal y a que el filamento polar es de mayores

dimensiones. De *H. trachinoti* Siddi y Cable, 1960, por que ésta presenta en el acetábulo una hendidura transversal típica, y la relación entre el diámetro de las ventosas es mayor y la bolsa del cirro alcanza el borde posterior del acetábulo. *Helicometrina otholiti* Bilqees, 1972 difiere de *H. nimia*, debido a que el acetábulo esta situado mas anteriormente, la bolsa del cirro se extiende hasta el borde posterior del acetábulo, los huevos són de mayor dimensión y el espacio postesticular es mayor. *H. mirzai* presenta testículos más pequeños y las vitelógenas se distribuyen en hileras discontinuas.

Los registros de *H. nimia* en México incluyen los organismos recolectados por Manter (1940a) en *Paralabrax nebulifer* de la Isla Cedros, Baja California, Bravo-Hollis (1954) en *Lutjanus guttatus* de Acapulco y Zihuatanejo, Gro., Arai (1962) en 14 especies de peces marinos de Baja California, Gómez del Prado (1977⁴) en *Neomaensis guttatus* de la Bahía de Zihuatanejo, Gro, Rufino, 1989⁵, en *Gerres cinereus* y Pérez-Ponce de León (1992) en *Bothus lunatus* ambos en Puerto Morelos, Q Roo, Caballero-Rodríguez (1990) en *Cephalopolis fulvus* de Cancun, Q. Roo, Vir'al(1990: In Pérez-Ponce de Leon *et.al*, 1996) en *Ciclasoma meeki* de Bajos del Cayo, Campeche, en *Paralabrax clathratus* y *Umbrina xanti* de la Bahía de Chamela y *Epinephelus morio* (In: Lamothe, *et.al*, 1996).

La Isla Angel de la Guardia, B.C.N. constituye así un nuevo registro de localidad, ampliándose el área de distribución geográfica de la especie.

⁴ Gómez del Prado M del C. 1977. *Estudio de algunos monogéneos y tremátodos parásitos de peces de la Bahía de Zihuatanejo, Guerrero*. Tesis Profesional UNAM. 95 pp.

⁵ Rufino, G. Y. 1989. *Estudio taxonómico de algunos tremátodos de peces marinos y estuarinos de Puerto Morelos, Quintana Roo*. Tesis Facultad de Ciencias, UNAM. México. 116 pp.

Clase: Trematoda
Familia: Monorchiidae Odhner, 1911
Subfamilia: Lasiotocinae Yamaguti, 1958
Genero: *Lasiotocus* Looss, 1907

6.2.2 *Lasiotocus costaricae* Yamaguti, 1953.

La descripción esta basada en nueve ejemplares recolectados en el intestino de dos peces (*Microlepidotus inornatus*), capturados en las aguas circunvecinas a la isla Angel de la Guardia, del Golfo de California, México.

Estos organismos presentan un cuerpo alargado, redondeado en sus extremos, mide 0.526 a 1.104 mm (0.820 ± 0.171 , n= 9) de largo por 0.218 a 0.339 (0.297 ± 0.037 , n= 9) de ancho. Presenta espinas cuticulares en todo el cuerpo. La ventosa oral es musculosa y está situada en el extremo anterior del cuerpo, de forma ovalada a circular y mide 0.073 a 0.154 (0.128 ± 0.254 , n= 9) de largo por 0.135 a 0.192 (0.166 ± 0.181 , n= 9) de ancho. El acetabulo, musculoso y casi circular, se localiza ventralmente en el segundo tercio del cuerpo; es más pequeño que la ventosa oral y mide 0.071 a 0.110 (0.0902 ± 0.019 , n= 6) de largo a 0.051 a 0.096 (0.073 ± 0.015 , n= 6) de ancho.

La prefaringe es corta y mide 0.048 a 0.074 (0.059 ± 0.012 , n= 6) de largo y 0.005 a 0.048 (0.018 ± 0.014 , n= 7) de ancho; la faringe mide de 0.038 a 0.055 (0.0457 ± 0.008 , n= 8) de largo por 0.026 a 0.054 (0.041 ± 0.007 , n= 8) de ancho; la longitud del esófago es muy similar a la de la faringe 0.0106 a 0.0537 (0.0373 ± 0.0227 , n= 7) y mide de ancho 0.004 a 0.054 (0.019 ± 0.017 , n= 7). La bifurcación cecal se localiza entre la faringe y el acetábulo; los ciegos intestinales se extienden longitudinalmente hasta cerca de la región terminal del cuerpo. La relación que existe entre el diámetro de las ventosas es de 1:1.580 a

3.000 (2.322 ± 0.507 , n= 6). La distancia entre la bifurcación cecal y la parte anterior del cuerpo es de 0.046 a 0.164 (0.120 ± 0.037 , n= 9).

El aparato reproductor masculino localiza en el tercio medio del cuerpo. El testículo se sitúa en la parte central y mide 0.154 a 0.220 (0.188 ± 0.022 , n= 8) de largo por 0.120 a 0.158 (0.141 ± 0.012) de ancho; la bolsa del cirro mide 0.086 a 0.149 (0.106 ± 0.210 , n= 8) de largo por 0.064 a 0.099 (0.075 ± 0.011 , n= 8) de ancho, se extiende hasta la parte posterior del ovario, conteniendo una vesícula seminal esférica que miden 0.057 a 0.083 (0.069 ± 0.028 , n= 6) de largo por 0.064 a 0.098 (0.074 ± 0.030 , n= 6) de ancho; ésta se continúa con una pars prostática tubular y un cirro que presenta pequeñas e inconspicuas espinas. El femenino esta representado por un ovario tri o tetralobulado de 0.112 a 0.169 (0.139 ± 0.022 , n= 8) de largo por 0.038 a 0.066 (0.0530 ± 0.012 , n= 8) de ancho, está desplazado hacia la derecha de la línea central, inmediatamente anterior o sobrelapado con el testículo. Las vitelógenas se localizan en grupos de 9 a 10 folículos, extendiéndose cada uno en el margen anterior del ovario al nivel medio del testículo. El metratermo presenta espinas, las cuales son distintas a las del cirro; útero es postesticular en su mayor parte desembocando con el metratermo, justo antes del poro genital, mismo que se localiza entre el acetábulo y la bifurcación intestinal. El atrio genital no está armado. El poro genital, está localizado entre el acetábulo y la bifurcación intestinal.

Presenta numerosos huevos de 0.022 a 0.031 (0.028 ± 0.003 , n= 9) de largo por 0.006 a 0.013 (0.009 ± 0.003 , n= 9) de ancho. La vesícula excretora es tubular y presenta un poro terminal.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Microlepidotus inornatus* (Gill, 1863) (Osteichthyes, Haemulidae).

Nombre comun: Rayadillo

Sítio de infección: Intestino

Localidad: Isla Angel de la Guardia. Baja California Norte (29° 01' N, 113° 13 'W)

Ejemplares depositados en la Colección Nacional de Helmintos con el número: 3339

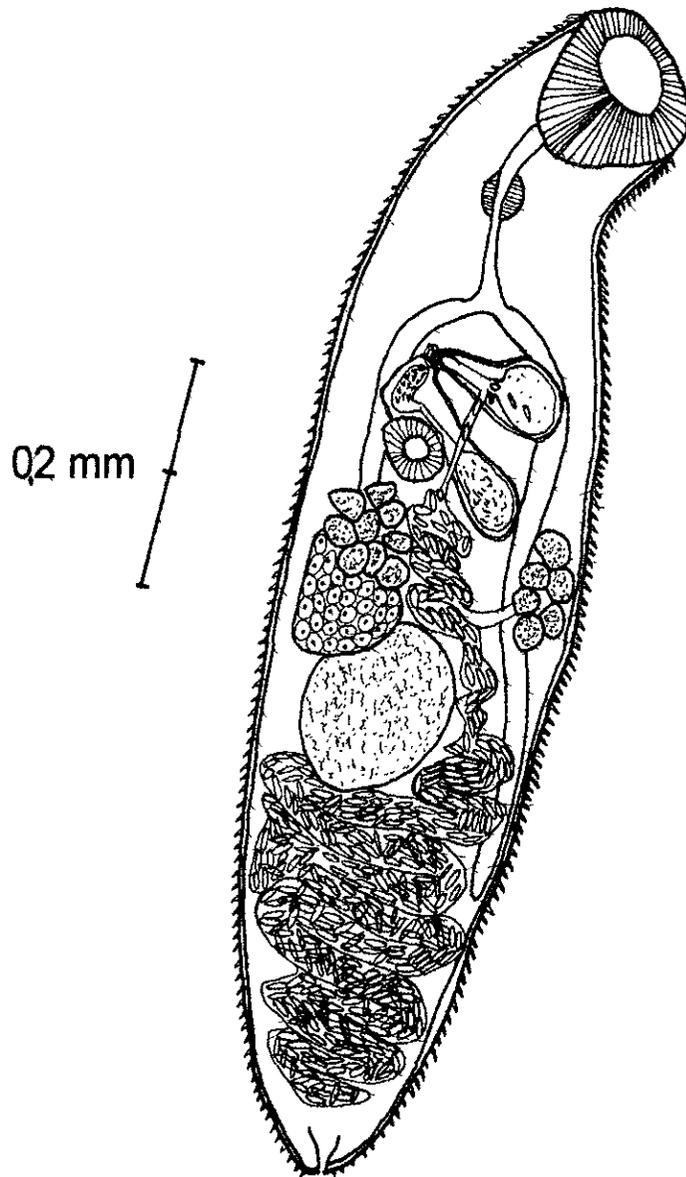


Fig. 5.- Dibujo de una preparación total de *Lasiotocus costaricae*. Vista ventral.

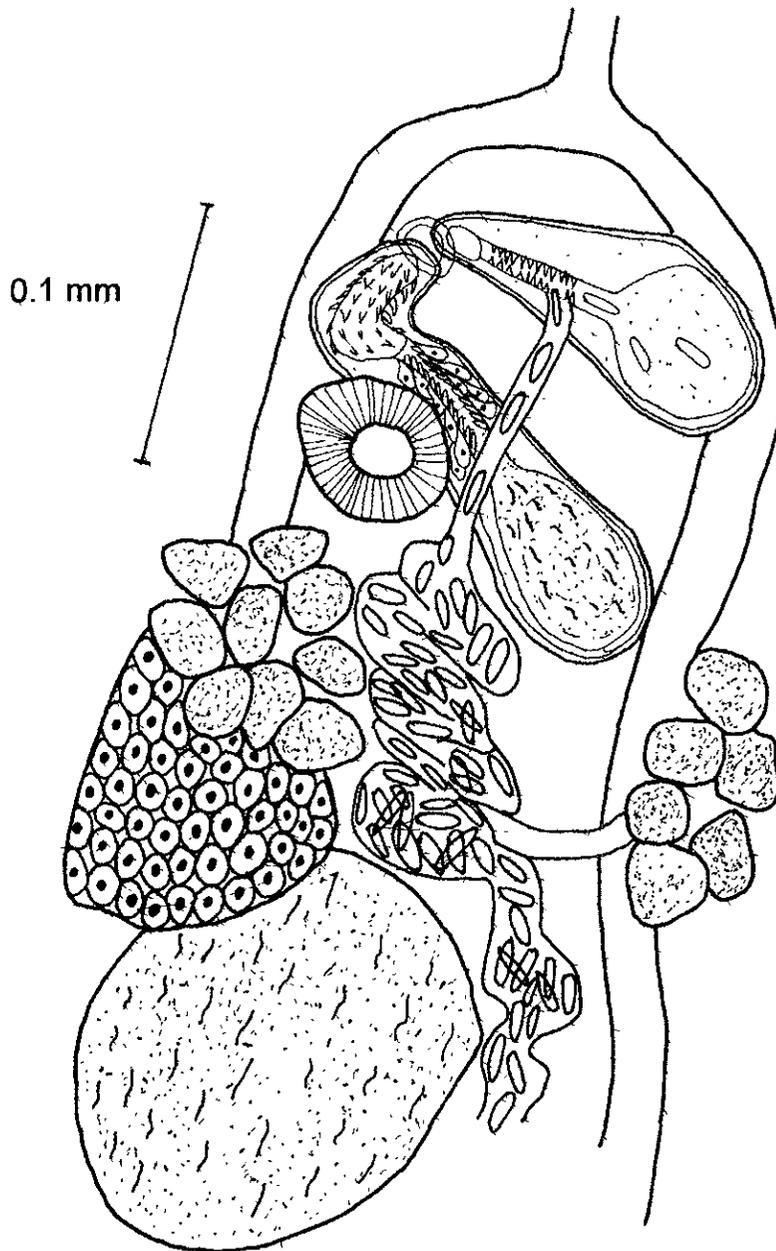


Fig. 6.- Detalle de aparato reproductor masculino y femenino de *Lasiotocus costaricae*. Vista ventral.

6.2.2.1. Discusión

El género *Lasiotocus* Looss, 1907, está incluido en la familia Monorchiidae Odhner, 1911 y contiene a organismos anteriormente clasificados en los géneros *Proctotrema* Manter, 1940b y *Genolopa* Linton, 1910 (Yamaguti, 1970). En 1910, Linton describió al género *Genolopa*, con *G. ampullacea* como especie tipo, y en 1911 Odhner estableció al género *Proctotrema* para *P. bacilliovatum*. Muchos investigadores han discutido la validez de estos dos géneros, entre ellos están Yamaguti (1934), Manter (1940b) y Hopkins (1941). Manter, (1940b) los diferenció por el hecho de que *Genolopa* presenta dos clases de espinas asociadas a la bolsa del cirro. Hopkins (1941) sinonimizó el género *Proctotrema* con *Genolopa*, por no considerar las espinas de la bolsa del cirro como rasgo importante para su diferenciación. Sin embargo el mismo autor, en 1942 (In: Yamaguti, 1971), después haber estudiado 45 especies del género *Genolopa* en ocho diferentes hospederos concluyó que ambos género eran diferentes y que las espinas atriales eran solamente características del género *Genolopa*.

Yamaguti (1953), agrupó algunos organismos del género *Genolopa* como del género *Proctotrema*, dentro del género *Lasiotocus*, tal como es el caso de *P. costaricae*. En la actualidad, el género *Lasiotocus* cuenta con 35 especies parásitas de peces, nueve de ellas registradas en Africa, cuatro, en Japón, una en el mar Arábigo, una en el Mar Rojo, dos de Australia, 12 del Atlántico Norte y seis del Océano Pacífico Americano.

Nuestra especie es similar a aquellas que se han reportado en el Océano Pacífico Americano. Difiere de las especies Hawaiianas *L. delicatus* Manter y Pritchard, 1961 (parásita de *Parupeneus multifasciatus*, *P. pleurostigma*, *P. porphyreus*, *Naso* sp, *Mulloidichthy auriflomas*), *L. ulua*, Yamaguti, 1970 (registrada en *Carangoides ferdau*), *L. weke* Yamaguti, 1970

porque las vitelógenas no son tubulares; de *L. oculatus* Manter, y Pritchard, 1960 (en *Albula vulpes*), por la forma y relación de las ventosas, así como por la ausencia de manchas ocelares. En cuanto a *L. longicaecum* Manter, 1940b Yamaguti, 1954, especie registrada originalmente como *Proctotrema longicaecum* por Manter (1940b), parasitando a *Anisotremus interruptus*, de las islas Galápagos y más tarde, por Bravo-Hollis (1956) como parásito de *Balystes* (= *Sufflamen*) *verres* de Sinaloa; nuestros ejemplares difieren de esta especie en la longitud de la bolsa del cirro y en el hecho de que los ciegos no alcanzan la parte posterior del cuerpo. Por otro lado corresponde con la diagnosis realizada por Manter (1940b) para *L. costaricae*, aunque presentan menores dimensiones en la mayor parte de las estructuras. El presente constituye un nuevo registro de hospedero y localidad para esta especie de digéneo.

Clase:	Cestoda
Orden:	Cyclophyllidea van Beneden in Braun, 1900
Familia:	Progynotaeniidae Fuhrmann, 1936
Genero:	<i>Proterogynotaenia</i> Fuhrmann, 1911

6.2.3. *Proterogynotaenia* sp.

Esta redescrición está basada en cuatro ejemplares completos, recolectados en el intestino de un ejemplar de *Charadrius semipalmatus* "Chorlito", capturado en la isla San José, del Golfo de California, México.

Los organismos presentan un cuerpo alargado, aplanado dorsoventralmente y con estróbilo craspedota. Son protándricos. Miden 9.668 a 12.720 (9.6685 ± 2.456 , $n= 4$) de longitud, y 0.885 a 0.924 ($0.885 \pm .039$, $n= 4$) ancho; presentan de 34 a 54 (46 ± 9 , $n= 4$) segmentos totales, de los cuales 26 a 44 (36 ± 8 , $n= 4$) son inmaduros, 3 a 5 (4 ± 1 , $n= 4$) maduros y 5 a 8 (6 ± 1 , $n= 4$) grávidos; el ancho máximo del escólex fue de 0.286 (0.224 ± 0.053 , $n= 3$). Las ventosas midieron de 0.010 a 0.011 (0.016 ± 0.0003 , $n=2$) de largo por 0.009 a 0.013 (0.010 ± 0.0017 , $n=2$) de ancho. Presentan un rostelo con dos hileras de 10 ganchos alternados regularmente. La longitud de los ganchos pequeños es de 0.0016 a 0.002 (0.002 ± 0.0004 , $n= 3$), y la de los grandes 0.034 a 0.037 (0.0362 ± 0.0019 , $n= 3$).

Los segmentos inmaduros miden de 0.181 a 0.283 (0.233 ± 0.047 , $n= 4$) de largo por 0.046 a 0.671 (0.571 ± 0.109 , $n= 4$) ancho. Los segmentos maduros miden 0.439 a 0.864 (0.597 ± 0.186 , $n= 4$) de largo por 0.477 a 1.161 (0.735 ± 0.306 , $n= 4$) de ancho. Los segmentos grávidos miden 0.955 a 1.419 (1.113 ± 0.216 , $n= 4$) de largo por 0.839 a 1.032 (0.951 ± 0.091 , $n= 4$) de ancho.

El ovario y las vitelógenas se desarrollan primero, el receptáculo seminal aparece en los proglótidos posteriores, en donde se desintegra el ovario. Los testículos maduros se localizan en los proglótidos posteriores. Presenta de 49 a 65 (57 ± 5 , $n= 8$) testículos, divididos en dos grupos: 18 a 26 porales y 27 a 37 aporales; éstos miden de 0.031 a 0.068 (0.041 ± 0.018 , $n= 4$) de longitud por 0.014 a 0.051 (0.025 ± 0.018 , $n= 4$) de ancho. La bolsa del cirro pasa entre los dos canales excretores laterales, llega a la mitad del ancho del proglotidio; mide 0.155 a 0.0271 (0.209 ± 0.049 , $n= 4$) de largo por 0.039 a 0.516 (0.048 ± 0.006 , $n= 4$) de ancho. El cirro esta armado con espinas. La relación de la longitud de la bolsa del cirro con el ancho del proglotidio es de 1: 2.4667 a 4.2857 (3.437 ± 0.7492 , $n= 4$). Los testículos rápidamente desaparecen y son reemplazados por el útero.

El ovario presenta dos lóbulos laterales dirigidos hacia la región posterior del cuerpo. Mide de longitud 0.142 a 0.258 (0.212 ± 0.055 , $n= 4$) por 0.258 a 0.337 (0.305 ± 0.058 , $n= 4$) de ancho. Las vitelógenas miden de 0.052 a 0.102 (0.080 ± 0.022 , $n= 4$) de largo y 0.052 a 0.065 (0.058 ± 0.008 , $n= 4$) de longitud. El útero comienza a desarrollarse en los proglótidos con receptáculo seminal, pero no desplaza a los testículos hasta que éstos comienzan a desintegrarse. El útero grávido es lobulado, con varios lóbulos laterales, los cuales están constituidos por unas estructuras saculares interconectadas que contienen las oncosferas.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Charadrius semipalmatus* (Bonaparte, 1825) (Aves: Charadriidae).

Nombre comun: Chorlito semipalmeado

Sitio de infección: Intestino

Localidad: Punta sureste Isla Cerralvo. Baja California Sur. ($24^{\circ} 32' N$, $110^{\circ} 00' W$)

Ejemplares depositados en la Colección Nacional de Helminfos con el número: 3338.

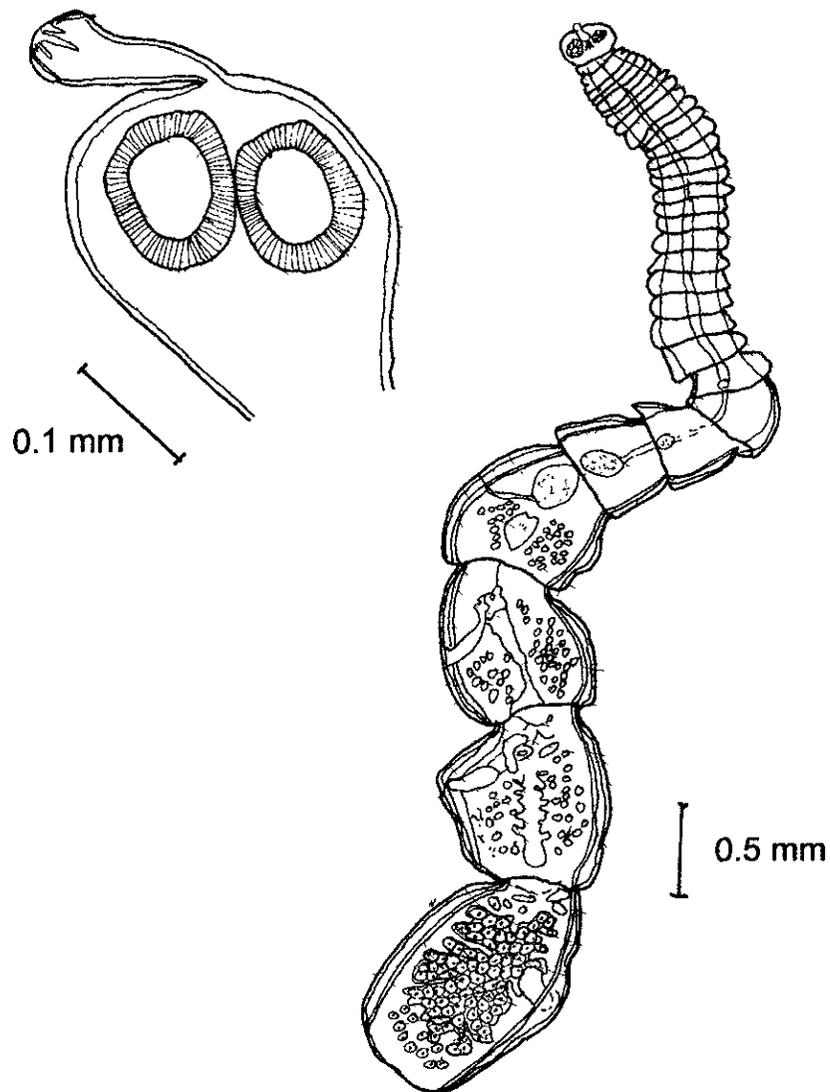


Fig. 7.-Dibujo de una preparación total y amplificación de escolex de *Proterogynotaenia* sp. Vista ventral.

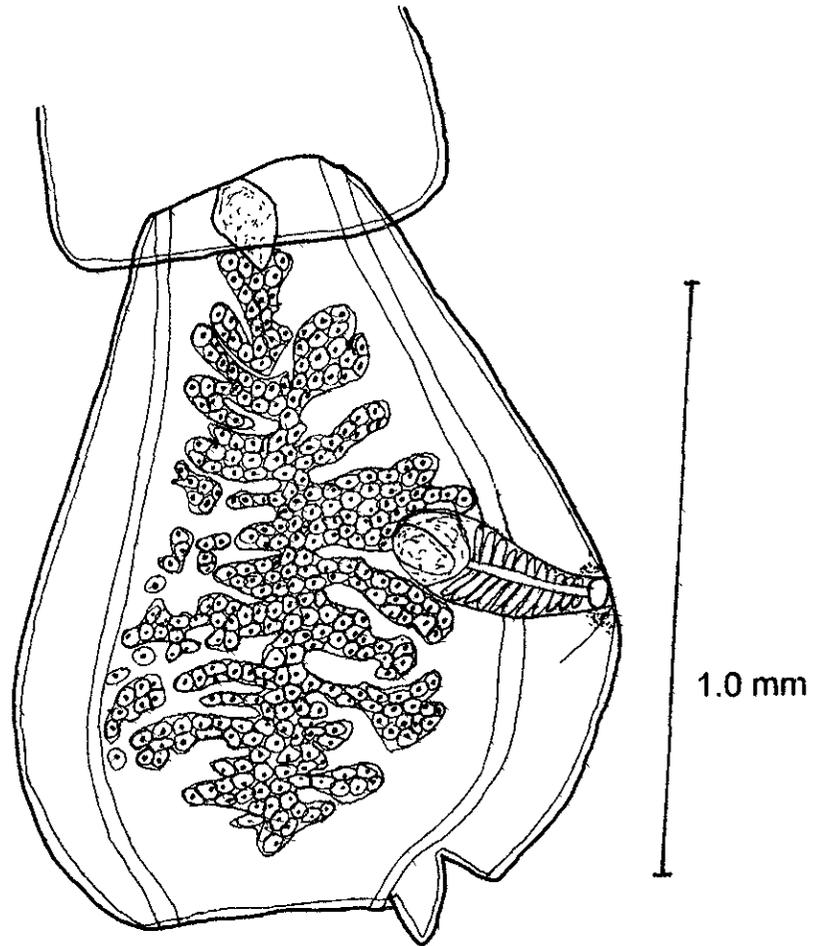


Fig. 8.- Detalle de proglótido gravido de *Proterogynotaenia* sp. Vista ventral.

6.2.3.1. Discusión

La familia Progynotaenidae fue propuesta por Fuhrmann 1936 y subdividida en dos subfamilias: Progynotaeniinae para el género *Progynotaenia* Fuhrmann, 1909, *Proterogynotaenia* Fuhrmann, 1922 y *Leptotaenia* Cohn, 1901, y la subfamilia Gynandrotaeniinae para el género *Gynandrotaenia* Fuhrmann, 1936. Algunos de estos géneros fueron clasificados previamente como Acoelidae por la ausencia de poro vaginal, pero debido a que el aparato genital femenino se desarrolla y madura antes que el masculino, Fuhrmann consideró que deberían ser separados de los Acoelidae y colocados en una familia distinta. Tres nuevos géneros parásitos de aves se agregaron a esta familia; *Andrepignotaenia* Davies y Rees, 1947; *Thomasitaenia* Ukoli, 1965 y *Paraprogynotaenia* Rysavy, 1966 (Schmidt, 1986; Schmidt y Canaris, 1992).

Yamaguti (1959) estuvo de acuerdo con la familia y las dos subfamilias propuestas por Fuhrmann. Por su parte, Schmidt (1970, 1986) aceptó los géneros previamente mencionados dentro de la familia Progynotaenia, pero en una sola subfamilia. Ryshikov y Tolkacheva (1981), señalaron que *Andrepignotaenia* era muy similar a *Proterogynotaenia*, pero que sólo diferían en que la bolsa del cirro es dorsal a los canales osmoreguladores en la primera; sin embargo juzgaron que esta no era razón suficiente para la separación en dos géneros y conservaron *Andrepignotaenia* como sinónimo de *Proterogynotaenia*.

Schmidt y Canaris (1992) apoyan esta sinonimia e incluyen 10 especies en este género: *P. rouxi* Fuhrmann, 1911; *P. flaccida* Meggit, 1928; *P. neoarctica* Webster, 1951; *P. variabilis* Belopolskaya, 1953; *P. dougi* Sandeman, 1959 (syn *P. branchiuterina* Belopolskaya, 1973); *P. polytestis* Belopolskaya, 1973; *P. haematopodis* (Davies y Rees, 1947), Ryzhikov y Tolkacheva, 1981; *P. texanum* Huey, 1985; *P. paulinae*, Schmidt y Canaris, 1992 y *P. marcusae* Schmidt y Canaris, 1992.

Nuestros ejemplares difieren del resto de las especies congénicas por las siguientes características: de *P. marcusea* debido a la presencia de los testículos maduros en dos campos laterales; de *P. haematopodis* por que esta presenta solamente 12 ganchos rostelares; de *P. nearctica* y *P. polytestis* por el número de testículos; de *P. variabilis*, *P. dougi*, *P. texanum* y *P. flaccida* por el número de testículos y ganchos rostelares; de *P. rouxi* por el número de proglótidos así como por la longitud de los ganchos rostelares.

Proterogynotaenia paulinae es la especie más parecida a nuestros organismos, debido a que coinciden en el tamaño del escólex y las ventosas, en el número, dimension e hileras de los ganchos rostelares, ovario lobulado, y el número y dimensiones de los testículos. Sin embargo, existen diferencias que no nos permiten ubicar a nuestros ejemplares dentro de la especie *P. paulinae*, especie parásita de *Charadrius marginatus* en la Isla Marcus, Bahía de Saldanha, Provincia Sudoccidental del Cabo, Sudafrica, tales como: a) que la bolsa del cirro es ventral a los canales osmoreguladores; b) el número de proglótidos y la longitud del cuerpo es menor; c) la distribución geográfica de *P. paulinae* difiere por mucho a la de los ejemplares recolectados en las islas del Golfo de California, y la especie de Charadriiforme en la que se registraron no corresponde con las especies existentes en Golfo de California.

Con base en lo anterior, consideramos que nuestros ejemplares corresponden a una especie aun no descrita del género *Proterogynotaenia* y serán publicados en un trabajo aparte. Por lo pronto, se registra por primera vez para México a un representante del género y se amplía el área de distribución geográfica.

Clase: Cestoda
Orden: Cyclophyllidea van Beneden in Braun, 1900
Familia: Anoplocephalidae Choludkovsky, 1902
Subfamilia: Linstowiinae Fuhrmann, 1907
Genero: *Oochoristica* Meggitt, 1934

6.2.4. Especie *Oochoristica* sp.

Esta redescrici3n est1 basada en dos organismos, encontrados en el intestino de una iguana de la especie *Ctenosaura hemilophus*, colectada en la punta sureste de la Isla Cerralvo:

De relativamente gran tama1o y aplanados dorsoventralmente, presentan las caracteristicas del g1nero: esc3lex con 4 ventosas, sin rostelo o armadura; estr3bilo acraspedota; poros genitales irregularmente alternados; los conductos genitales se encuentran entre los canales osmorreguladores; testic3ulos posteriores a las vitel3genas.

Los ejemplares presentan una longitud total estimada (debido a que los organismos est1n fragmentados) de 56 y 67 mm, y ancho m1ximo de 1.738. El esc3lex tiene forma triangular en un organismo, y circular en el otro. Mide 0.515-0.693 de largo por 0.53-0.66 de ancho. Las ventosas son ovales, miden 0.168-0.195 de largo por 0.172-0.225 de ancho. La relaci3n entre el ancho de las ventosas y el ancho del esc3lex es de 2.95 - 3.52. El cuello no est1 bien delimitado.

El estr3bilo presenta mas de 60 progl3tidos. Los progl3tidos inmaduros son m1s anchos que largos; miden 0.305-.037 de largo por 1.08-1.56 de ancho. Los progl3tidos maduros son m1s largos que anchos y miden 1.932- 4.137 de largo por 1.078-1.738 de ancho. No se recolectaron progl3tidos gr1vidos.

El poro genital se abre alternada e irregularmente en el tercio anterior de la línea lateral de los proglótidos. La relación bolsa entre la bolsa del cirro y el ancho de los proglótidos maduros es de 1: (4.4 - 6.95).

Aparato genital masculino.- En la parte media inferior de los proglótidos maduros y rodeando el aparato reproductor femenino, hasta la altura del ovario, se localizan los testículos que son subesféricos y su número varia entre los 67 y 88 por proglótido. Miden de longitud 0.078 - 0.112 y 0.0675 - 0.0975 de ancho. De cada testículo sale un canal eferente, se fusionan en un canal deferente, el cual es sinuoso, penetra la bolsa del cirro y forma el cirro, el cual desemboca en el atrio genital. La bolsa del cirro es sacciforme. Mide 0.077-0.338 de largo por 0.0483-0.080 de ancho. No se observaron vesículas seminales.

Aparato genital femenino.- Se localiza en la parte central del proglótido, ligeramente cargado hacia el lado poral. El ovario es bilobulado (y cada lóbulo a su vez esta lobulado) y mide 0.0289 - 0.772 de longitud por 0.499 - 0.740 de ancho. Del ovario sale un oviducto que va a desembocar en el ootipo. Las vitelógenas son lobuladas y se localizan posteriores al ovario, presentan forma en "U" y de cada lobulo parte un conducto que al unirse forman el viteloducto. Que desemboca en el ootipo. Miden 0.193 - 0.418 de largo, por 0.24 - 0.38 de ancho. La vagina es delgada y larga y desemboca en el atrio genital posterior a la bolsa del cirro. La bolsa del cirro y la vagina pasan entre los canales excretores.

El sistema osmoregulador esta formado por 2 canales excretores dorsales y dos ventrales, que se ramifican formando un plexo.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Ctenosaura hemilopha* (Cope, 1866) (Squamata: Iguanidae).

Nombre común: Iguana

Sitio de la infección: Intestino

Localidad: Punta sureste Isla Cerralvo. Baja California Sur. (24° 32' N, 110° 00 ' W)

Ejemplares depositados en la Colección Nacional de Helmintos con el número: 3335

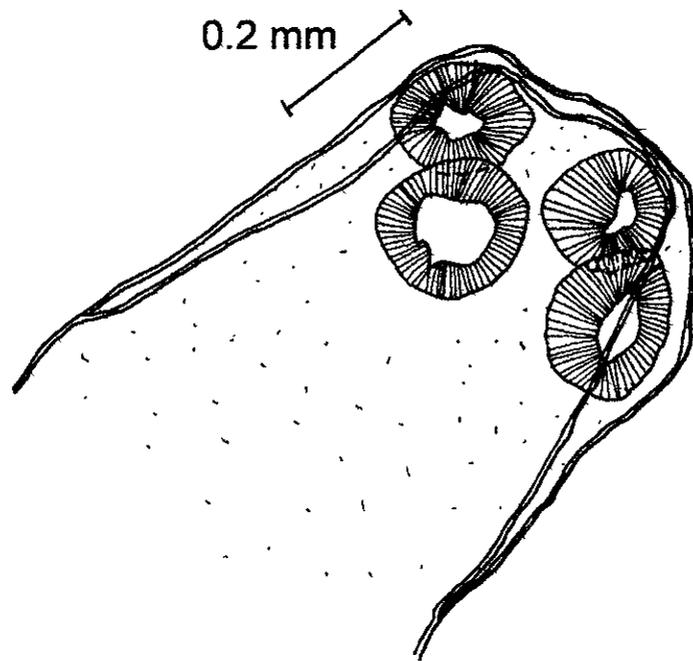


Fig 9.- Dibujo del escólex de *Oochoristica* sp. Vista ventral.

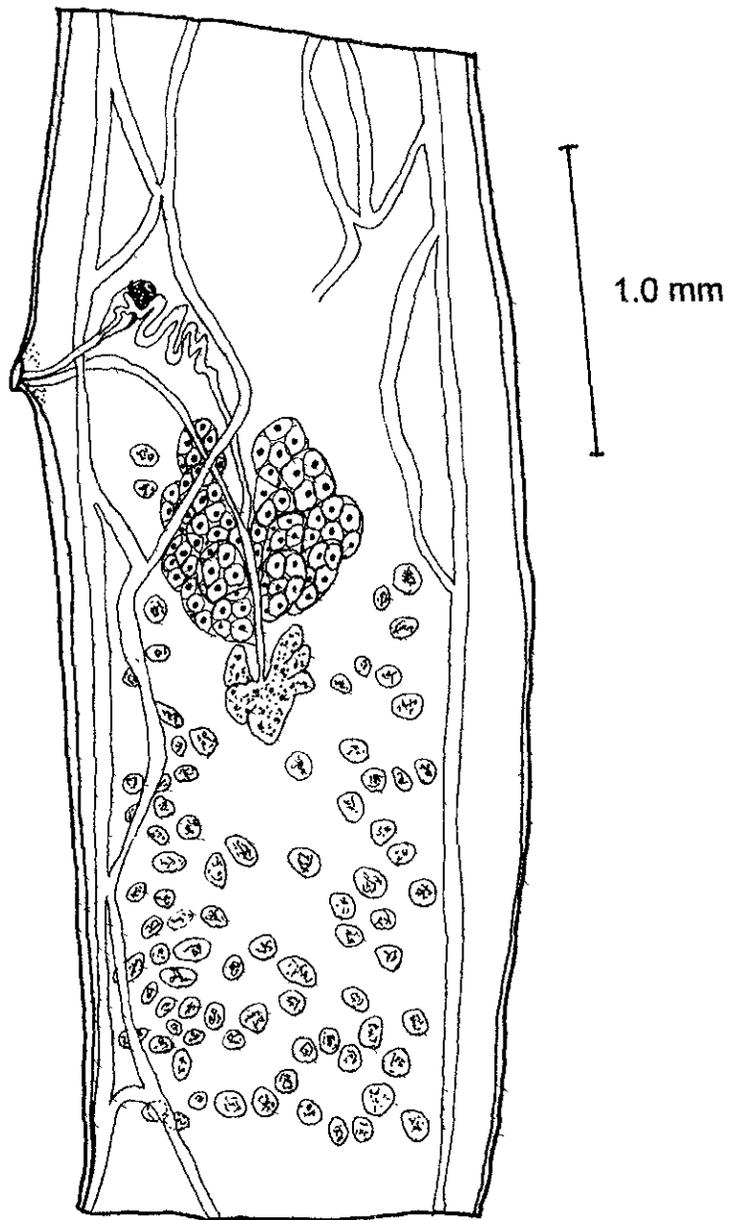


Fig.10.- Dibujo de un proglótido de *Oochoristica* sp. Vista ventral

6.2.4.1. Discusión

El género *Oochoristica*, establecido por Lühe en 1898, comprende aproximadamente 75 especies parásitas de reptiles y mamíferos descritas en casi todo el mundo; de éstas, 19 se han registrado en lacértidos y ofidios de América.

La identificación de las especies de este género se ha dificultado debido a que la gran variabilidad intraespecífica que presentan, no ha permitido definir con claridad los rasgos de importancia taxonómica que pueden utilizarse con este fin; sin embargo, a lo largo de la historia de este género, numerosos autores han analizado desde este punto de vista ciertos caracteres morfológicos a los que les confieren o restan validez; entre ellos pueden citarse a Harwood (1932), quien determinó 5 especies con base en el tamaño de los proglótidos maduros, la forma y el tamaño de las ventosas y el escólex, la distribución y el número de testículos, así como el tamaño de la bolsa del cirro.

Meggitt (1934) recomendó "utilizar con discreción" rasgos como el número de testículos y el tamaño de la bolsa del cirro, debido a su gran variabilidad; Flores-Barroeta (1955) adicionó algunos de los caracteres como la posición de los testículos y el aparato reproductor femenino en los segmentos maduros, la forma de la bolsa del cirro, la forma y el tamaño del ovario y las glándulas vitelógenas, a las que dio un valor secundario.

Posteriormente Flores-Barroeta e Hidalgo, (1958a) revisaron los diversos criterios empleados por investigadores como Baylis (1919), Meggitt (1934), Stunkard y Lynch (1944) y Della Santa (1956) proponiendo además, otras características que deberían tomarse en cuenta para la identificación de las especies del género *Oochoristica*, como morfología del cirro, distribución de los conductos excretores, situación, desarrollo, morfología y tamaño de los huevos

y cápsulas uterinas, relación del diámetro transverso de las ventosas, el diámetro del escólex, la relación de la longitud de la bolsa del cirro y el ancho de los segmentos maduros; Rego (1965) se basó principalmente en los criterios de Della Santa para determinar dos especies nuevas: *O.freitasi* y *O.travassosi*, utilizando como características válidas la localización del poro genital, el tamaño de las ventosas, la forma de los proglótidos maduros, el número de testículos, la localización del ovario, el tamaño del escólex, el tamaño de la bolsa del cirro y las dimensiones de los huevos. McAllister (1985) propuso como rasgos de importancia taxonómica el uso de la relación longitud de la bolsa del cirro con el ancho del proglótido. Por último Burse, *et al.*, (1996) describieron una nueva especie de *Oochoristica* con base en la forma de las ventosas, el número y distribución de los testículos, la forma del ovario, y la longitud del estróbilo.

Nosotros consideramos que el número y disposición de los testículos, el aparato reproductor femenino, la relación entre el largo de la bolsa del cirro-ancho de los segmentos maduros y la relación del diámetro transversal de las ventosas con el diámetro del escólex, así como, la posición del poro genital en los segmentos maduros, la desembocadura de la vagina con respecto a la bolsa del cirro y la presencia del plexo, son algunas de las características más estables de las especies y con menor susceptibilidad a ser modificadas de manera irregular por el procesamiento a que se somete el material; sin embargo, la gran variabilidad que se observa en éstas, hace necesaria una revisión profunda de las mismas, para establecer la validez de muchas de ellas, siendo recomendable además la realización de estudios de variabilidad intraespecífica, como el efectuado por Brooks y Mayes (1976), en el que se muestra la influencia del hospedero y la densidad poblacional sobre el parásito al registrar aumento en la variación de estructuras tales como escólex, ventosas, proglótidos maduros y grávidos, bolsa del cirro, ovario, vitelógenas y número de testículos por proglótido. En todos los casos, en donde se encontró un solo céstodo, éstos presentaron mayores dimensiones que en infecciones múltiples.

Dada la variación de las dimensiones de algunas estructuras mencionadas en las descripciones de Meggitt (1934), Macias (1963)⁶, Flores-Barroeta (1966) y Bursey *et.al.*, (1996), así como, por el número reducido de organismos recolectados, y por las dificultades para la determinación de sus especies por la semejanza de sus caracteres, los cuales pueden ser relativos y pueden variar fácilmente, consideramos adecuado, no incluir a estos helmintos en ninguna de las 75 especies de *Oochoristica* descritas para reptiles. Sugerimos un estudio posterior más amplio con hospederos de la misma especie y localidad que nos permitan establecer su posición específica.

Nuestros organismos colectados pueden diferenciarse de las especies descritas para reptiles de América por los siguientes caracteres:

Oochoristica americana, *O. anolis*, *O. bezyi*, *O. crotaphyti*, *O. elaphis*, *O. eumecis*, *O. islandensis*, *O. scelopori*, *O. ameivae*, *O. bressloui*, *O. parvula*, *O. travassosi* y *O. vanzolinii* debido a que todas ellas poseen un número menor de testículos; de *O. bivitellobata* y *O. anniellae*, por el número mayor de segmentos en el estróbilo y por que éstas no presentan lóbulos en el ovario; de *O. gracewileyae* y *O. whitentoni* debido a que éstas poseen un mayor número de testículos y su arreglo es generalmente es postovárico; de *O. natricis* porque esta presenta mayores dimensiones en la bolsa del cirro, presenta cuello y el ovario no está lobulado; de *O. osheroffi* por que en ésta, la forma de la vitelógenas es irregular; y de *O. insulamargaritae* por que esta presenta mayores dimensiones en el escólex, el ovario tiene numerosos lóbulos y la forma de las vitelógenas es irregular.

⁶ Macias, N. 1963. *Céstodos de Vertebrados*. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. 81 pp

En México se han registrado a la fecha 6 especies de *Oochoristica* parasitando lacertidos: *O. parva* parasitando *Coleonyx elegans* en Oxkutzcab, Yucatán (Stunkard, 1938), *O. whitentoni* especie parásita de *Ctenosaura pectinata* en Iguala, Gro (Flores-Barroeta, 1955), *O. antrozoi* en Tabasco y *O. eumecis* como parásita de *Ctenosaura pectinata* en Alpeyuca, Acapulco (Flores-Barroeta et.al., 1958), *O. osheroffi* habitando a *Ctenosaura pectinata* en Acapulco Guerrero (Macias, 1963)⁶ y *O. scelopori* parasitando *Sceloporus jarrovii*, en los estados de Chihuahua, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Querétaro y Zacatecas (Golberg et. al., 1996). A nivel genérico se han registrado también ejemplares en los estados de Colima, Nayarit y Morelos (Mayen y Maldonado, 1998 y CNHE).

La Isla Cerralvo y la iguana *Ctenosaura hemilopha* constituyen un nuevo registro de localidad y hospedero para este céstodo, cuya determinación a nivel específico, queda pendiente hasta recolectar un mayor número de ejemplares.

Phylum:	Acanthocephala
Clase:	Paleacanthocephala Meyer, 1391
Orden:	Echinorhyncida Southwell y MacFie, 1925
Familia:	Fessisentidae Van Cleave, 1931
Genero:	<i>Filisoma</i> Van Cleave, 1940

6.2.5. Especie *Filisoma bucerium* Van Cleave, 1940

Los helmintos descritos a continuación fueron recolectados del intestino de un ejemplar de *Kyphosus elegans*, capturado en la isla Monserrat en el Golfo de California, México. Su descripción y medidas se basan en el estudio de cinco organismos (un macho y cuatro hembras).

Acantocéfalos filiformes, de tamaño mediano, con una probóscis larga y filiforme de menor diámetro que el tronco y cuando está evaginada forma un arco con el eje mayor del tronco, dirigiéndose hacia la parte ventral de éste. La longitud total de los organismos fue de 20.761 a 38.487 (30.864 ± 7.377 , n= 4).

La probóscis mide 1.088 a 1.427 (1.239 ± 0.129 , n= 5) de largo por 0.125 a 0.280 (0.186 ± 0.066 , n= 4). Presenta numerosos ganchos, dispuestos en 14 o 15 (15 ± 0.447 , n= 5) hileras longitudinales con 34 a 36 (35 ± 1.095 , n= 5) ganchos cada una. La longitud de los ganchos decrece del ápice a la base de la probóscis de forma gradual. Las dimensiones de los ganchos en las hileras laterales de la probóscis son las siguientes: apicales de 0.022 a 0.0306 (0.0263 ± 0.0040 , n=4) de longitud, por 0.0075 a 0.0099 (0.0084 ± 0.0010 , n= 4) de ancho; medios de 0.0290 a 0.0365 (0.0317 ± 0.0031 , n= 4) de longitud por 0.007 y 0.0070 a 0.0145 (0.0104 ± 0.0027 , n= 5) de ancho; basales de 0.0158 a 0.0246 (0.0196 ± 0.0034 , n= 5) de longitud por 0.0046 a 0.0059 ($0.0052 \pm$

0.0006, n= 5) de ancho. El cuello no es visible; la probóscis parece emerger directamente del tronco.

El tronco es filiforme y de anchura uniforme, mide 19.40 a 37.06 (29.58 ± 7.35 , n= 5) de largo por 0.534 a 0.860 (0.7316 ± 0.141 , n=5) de ancho. La pared del cuerpo es muy gruesa con capas musculares bien marcadas.

Los canales longitudinales mayores del sistema lagunar son laterales, los canales secundarios forman anastomosis transversas sin un plan definido. El receptáculo de la probóscis es sacular, largo y angosto, con un par de capas musculares gruesas. Mide de 0.880 a 2.876 (2.015 ± 0.8569 , n= 4) de longitud por 0.187 a 0.258 (0.2146 ± 0.038 , n=3) de ancho.

Los lemniscos son aplanados y gruesos en la parte basal y un poco más largos que el receptáculo de la probóscis. Miden de 1.716 a 2.700 (2.1725 ± 0.496 , n= 3) de longitud por 0.668 a 0.1144 (0.916 ± 0.032 , n=2) de ancho para el lemnisco chico. Respecto al lemnisco grande solamente se le pudo medir a un ejemplar. La dimensión fue 2.670 de longitud y .123 de ancho.

El aparato reproductor masculino ocupa casi las tres cuartas partes posteriores del tronco. Mide 8.85 de longitud; los testículos son voluminosos y cilíndricos, dispuestos en serie, pero sin entrar en contacto uno con otro. El testículo anterior mide 1.022 de longitud por 0.3096 de ancho; el testículo posterior mide 0.928 de longitud por 0.297 de ancho. La bolsa de Saefftingen es pequeña comparada con los otros órganos, su forma es ovoidal y está situada en el último cuarto del tronco, mide 0.862 de longitud por 0.298 de ancho en su parte anterior. La bolsa copulatriz bien desarrollada, mide 1.048 de longitud por 0.32 de ancho. Presenta 4 glándulas de cemento que en conjunto forman un haz que se inicia bajo el testículo posterior, pero sin entrar en contacto con este. El gonoporo es terminal.

El aparato reproductor femenino es corto, con la campana uterina sacular y pequeña. En el ejemplar que se pudo observar, mide 0.1432 de longitud por 0.0834 de ancho. El útero es corto y angosto, mide 0.0568 de longitud por 0.0791 de ancho y se comunica a la vagina, la cual a su vez desemboca en el gonoporo que esta situado en la región dorsal subterminalmente. La extensión total del aparato reproductor femenino desde el borde de la campana uterina hasta el gonoporo es de 0.860.

Los embriones se localizan dentro de la cavidad del cuerpo de la hembra, son elipsoidales con cortas prolongaciones polares y miden 0.030 a 0.049 (0.042 ± 0.010 , n= 3) de longitud por 0.010 a 0.015 (0.0122 ± 0.0024 , n= 3) de ancho máximo.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Kyphosus elegans* (Peters, 1869) (Osteichthyes: Kyphosidae).

Nombre común: Chopa

Sitio de la infección: Intestino

Localidad: Isla Monserrat. Baja California Sur. (24° 32' N, 111 °02 ' W)

Ejemplares depositados en la Colección Nacional de Helminfos con el número: 3334

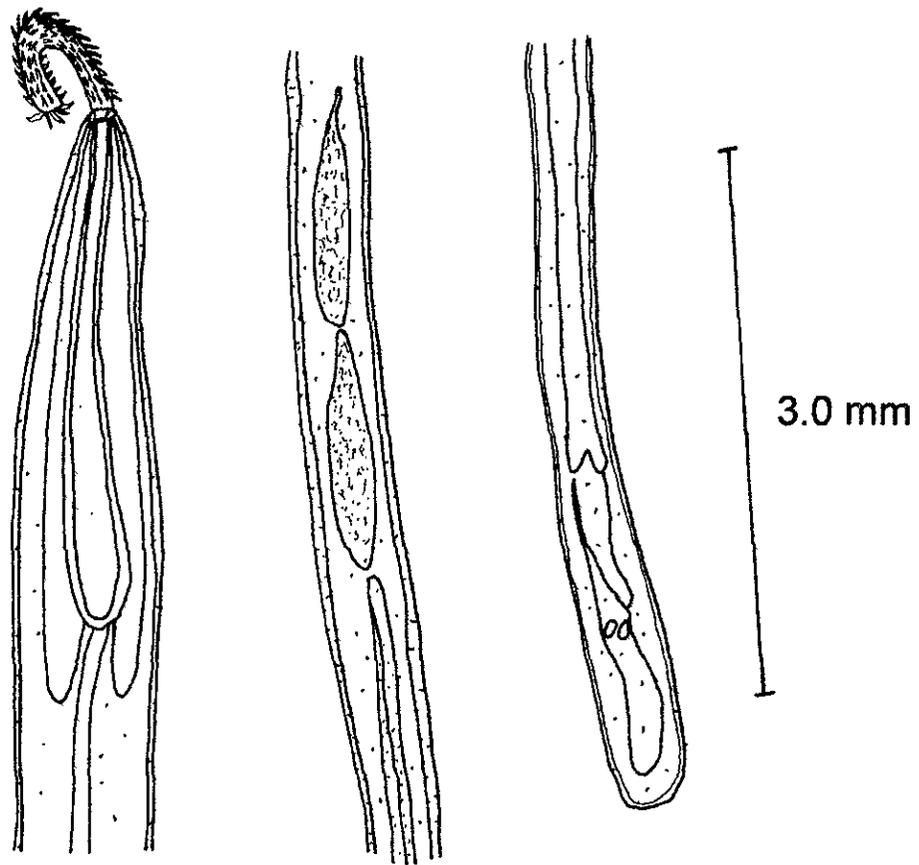


Fig. 11- Dibujo de una preparación total de macho de *Filisoma bucerium*. Vista ventral

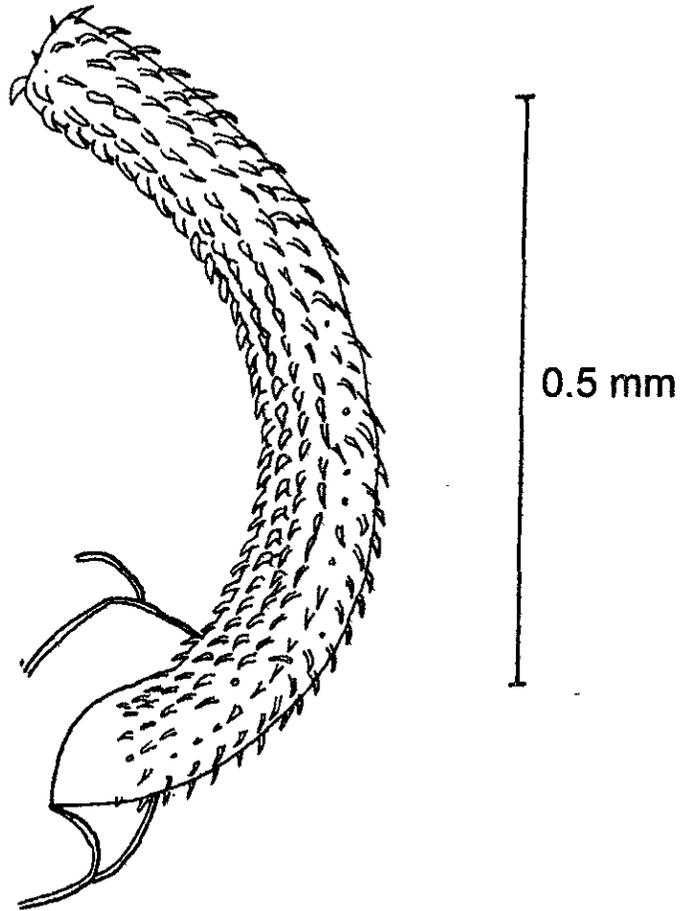


Fig. 12.- Dibujo de la proboscis de *Filisoma bucerium*. Vista ventral.

6.2.5.1. Discusión

El género *Filisoma* Van Cleave, 1940 comprende, de acuerdo con Amin y Nahhas (1994), ocho especies. Ellos aceptan la sinonimia de *F. hoogliensis* Datta y Soota, 1962 con *F. indicum* como válida en Van Cleave, 1928, hecha por Gupta y Jain en 1979. Las especies reconocidas son: *F. longcementglandatus* Amin y Nahhas, 1994, *F. inglisi* Gupta y Navqi, 1984 y *F. scatophagusi* Datta y Soota, 1960, *F. indicum* Van Cleave, 1928 y *F. microcanthi* Harada, 1938, en peces de agua dulce de India y Japón, respectivamente. *F. rizalium* Tubangi and Masilungan, 1946 en el mismo hospedero de *F. microcanthi*, pero en la Bahía Manila, en las Filipinas. Las otras dos especies fueron descritas en peces del género *Kyphosus* en el Continente Americano, *F. bucerium* Van Cleave, 1940 en *K. elegans* en la Isla Socorro, en el Océano Pacífico Mexicano, y *F. fidium* Van Cleave y Manter, 1948, en *K. sectatrix* en Florida.

Esta especie fue originalmente descrita por primera vez por Van Cleave (1940) en *Kyphosus elegans* capturado en la Isla Socorro, en el Pacífico Mexicano. Salgado-Maldonado (1980)⁷, describió dos ejemplares de *F. bucerium* recolectados en el intestino de *Caranx caballus*, de la Bahía de Chamela en Jalisco y cinco ejemplares recolectados en el intestino de *Caranx hippos* en Salina Cruz, Oaxaca. León-Règagnon *et al* (1997), registran también a esta especie en la Bahía de Chamela, en Jalisco, pero parasitando *Kyphosus elegans*. También existe en la Colección Nacional de Helmintos (CNHE) el registro de *F. bucerium* en *Mugil cephalus* de Mazatlán, Sinaloa.

Los organismos recolectados difieren de *F. fidium* debido a que tienen menos de 16 hileras de ganchos en la probóscis; de *F. microcanthi*, difieren por tener un probóscis mas larga y porque la longitud de los ganchos es menor; de

⁷ Salgado-Maldonado, G. 1980. *Sobre algunos acantocéfalos parásitos de peces de la República, Mexicana*. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM. 142 pp.

F. indicum por tener mas de 14 hileras de ganchos y más de 28 ganchos por hilera; y por último de *F. rizalinum* difieren por tener mas de 24 ganchos por hilera.

Los ejemplares recolectados corresponden a *F. bucerium*, debido a que:

- a) Fueron encontrados en la misma zona geográfica y hospedero que los descritos por Van Cleave en 1940, y b) Presenta las características típicas de esta especie como son 14 a 16 hileras de ganchos, con 34 a 36 ganchos en cada una, proboscis larga, filiforme, formando un arco con respecto del eje longitudinal del tronco, número de glándulas de cemento. Con el presente trabajo se amplía el área de distribución geográfica de esta especie de acantocéfalo.

Familia: Polymorphidae Meyer, 1931
Genero: *Corynosoma* Luhe, 1904

6.2.6. Especie *Corynosoma* sp Luhe, 1904.

La presente redescrición esta basada en seis formas jóvenes o cistacantos, encontradas en el intestino de *Paralabrax maculatofasciatus*, recolectados en Puerto Refugio, Isla Angel de la Guardia en el Golfo de California

El cuerpo se encuentra dividido en dos regiones, una bulbosa anterior y una posterior elongada. Miden 2.176 a 2.566 (2.326 ± 0.182 , n= 6) de longitud por 0.668 a .898 (0.760 ± 0.0795 , n= 6) de ancho. El extremo posterior es atenuado con espinas genitales arregladas en 6 o 7 hileras transversales. La espinación anterior del cuerpo cubre la región bulbosa y se extiende a una corta distancia del inicio del tronco.

La probóscis, filiforme, mide 0.228 a 0.598 (0.413 ± 0.131 , n=6) de largo por 0.182 a 0.225 (0.207 ± 0.0151 , n=6) de ancho; presentando de 12 a 19 (17 ± 2.51 , n=6) hileras de ganchos con 9 a 16 (11 ± 3 , n=6) ganchos cada una.

Los ganchos apicales miden 0.0317 a 0.0385 (0.0347 ± 0.0024 , n=6) de longitud por 0.007 a 0.0161 (0.010 ± 0.0035 , n= 6) de ancho; los ganchos medios miden 0.0332 a 0.0398 (0.0362 ± 0.0027 , n=6) de longitud por 0.0125 a 0.0220 (0.0169 ± 0.0033 , n=6) de ancho; y en cuando a los ganchos basales miden 0.0158 a 0.0213 (0.0194 ± 0.0022 , n=6) de longitud por 0.0051 a 0.0068 (0.0063 ± 0.0008 , n=6) de ancho.

La longitud del tronco es 1.660 a 2.060 (1.912 ± 0.149 , n=6) por 0.668 a 0.898 (0.760 ± 0.079 , n=6) de ancho. El receptáculo de la probóscis tiene una doble pared y mide 0.860 a 1.101 (0.953 ± 0.1162 , n=4) de longitud por 0.151 a 0.258 (0.199 ± 0.039 , n= 5) de ancho. El lemnisco chico mide 0.723 a 0.817 (0.770 ± 0.066 , n= 2) de longitud por 0.034 a 0.071 (0.052 ± 0.026 , n=2). Para el lemnisco grande los valores son; 0.762 a 0.865 (0.813 ± 0.072 , n= 2) de longitud y 0.334 a 0.065 (0.049 ± 0.022 , n=2) de ancho.

Resumen taxonómico

Hospedero: *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868)(Osteichthyes, Serranidae)

Nombre común: Cabrilla

Sitio de la infección: Intestino

Localidad: Isla Angel de la Guardia. Baja California. (29° 01' N, 113° 13 ' W)

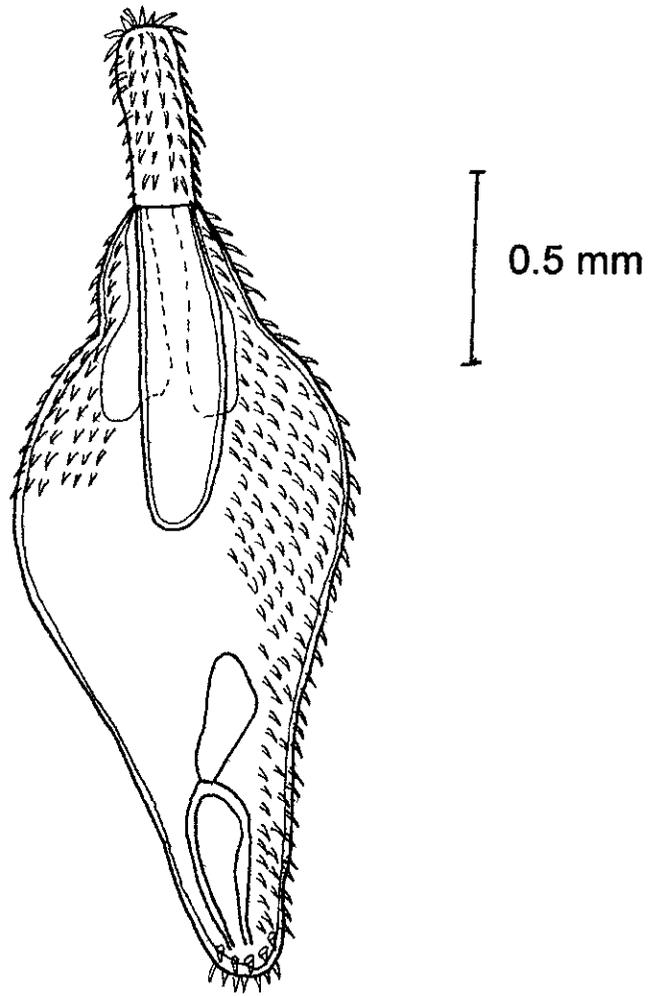


Fig. 13.- Dibujo de una preparación total de cistacanto macho de *Corynosoma.sp.* Vista ventral.

6.2.5.1. Discusión

Dentro del género *Corynosoma* Lühe, 1904, se encuentran 42 especies Amin (in: Crompton y Nickol, 1985), de las cuales, 11 parasitan peces, aves y mamíferos en el Océano Pacífico Norte. Estas especies son: *C. obtuscens* Lincicome, 1943; *C. reductum* Von Linstow, 1905; *C. semerme* Forsell, 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 sinonimo de *C. strumosum*) y *C. hadveni* Van Cleave, 1953 (sinonimo de *C. wegneri*). Seis especies se consideran Neárticas y tres son circumboreales. Estas últimas son *C. strumosum*, *C. semerme* y *C. reductum* (Van Cleave, 1953b).

Los organismos pertenecientes al género *Corynosoma* utilizan aves y mamíferos asociados a los ambientes acuáticos como hospederos definitivos; sin embargo han sido registrados en mustélidos Van Cleave (in Hoberg, *et al.*, 1997). En ambientes marinos son generalmente parásitos de mamíferos marinos como Pinnipedia, Cetacea y Fissipedia (*Enhydra lutris*). Los crustáceos son primeros hospederos intermediarios y como segundo hospedero intermediario se encuentran peces de diversas familias incluyendo a los Pleuronectidae y otros teleósteos bentónicos demersales. Algunas especies de este género llegan a coexistir en un mismo hospedero, como es el caso de *C. strumosum* y *C. obtuscens* que se han encontrado parasitando a *Umbrina roncadorensis* en el sur de California (Ward y Winter, 1952).

Como registros de especies de este género en nuestro país, tenemos el caso de *C. obtuscens* parasitando como adulto al lobo marino *Zalophus californianus* en Isla Cedros, Baja California (Lamothe *et al.*, 1997), así como registros de formas jóvenes de *C. strumosum* en *Paralichthys californicus* en el estero Punta Banda, la Bahía de Todos Santos y Bahía de San Quintín, en Baja

California (Castillo, 1996⁸), *C. constrictum* parasitando *Anas platyrhynchos* en Galeana, Chihuahua y varios ejemplares a nivel genérico parásitos de *Mycteroperca jordani*, *M. xenarca* y *M. rosacea*.

De las 11 especies de *Corynosoma* parásitas de vertebrados del Océano Pacífico Norte, 9 de ellas presentan diferencias morfológicas importantes con respecto a nuestros ejemplares. *C. validum*, *C. villosum*, *C. semerme* y *C. reductum* presentan mayor número de hileras de ganchos en la proboscis (22-24); *C. falcatum* y *C. cameroni* no presentan espinas en la región posterior del cuerpo y al igual *C. hadveni* y *C. wegneri* los ganchos medios de la proboscis son considerablemente de mayor tamaño que los del resto de la proboscis; y de *C. osmeri* se diferencian porque estas presentan 18 hileras de ganchos con 11 ganchos por cada una.

Nuestros ejemplares descritos en este estudio, coinciden morfológicamente con las descripciones para *C. strumosum* en los salmones *Onchorhynchus nerka* y *O. gorbuscha* en el Pacífico Norte (Margolis, 1965), así como la descripción en *Paralichthys californicus* en el estero Punta Banda, Bahía de Todos Santos y Bahía de San Quintín, en Baja California (Castillo, 1996⁸) y *C. obtuscens* descrita en Crompton y Nickol (1985), sin embargo, decidimos no incluir nuestros ejemplares en ninguna de éstas especies, debido a que: a) que las medidas mencionadas en las descripciones están basadas en organismos adultos, b) Ninguno de nuestros ejemplares presenta testículos y/o glándulas de cemento que nos pudieran ayudar a diferenciar entre estas especies, c) Ambas especies se han reportado en el Pacífico Baja Californiano, y d) el amplio rango en el número de hileras y ganchos de la proboscis, así como en algunas medidas del cuerpo podría sugerirnos la presencia de dos especies cohabitando en un mismo hospedero (Measures, 1994 registró la presencia de *C. strumosum*

⁸ Castillo, E., 1996. *Estructura de la comunidad de helmintos parásitos de Paralichthys californicus en el estero de Punta Banda, Bahía de Todos Santos y Bahía de San Quintín, Baja California, México*. Tesis de Maestría en Ciencias. CICESE. 127 pp.

y *C. reductum* en *Phoca hispida* en Canadá). Sugerimos un estudio posterior con hospederos de la misma especie y la misma localidad y el estudio del ciclo de vida experimental para corroborar la identidad específica del acantocéfalo. El presente representa el primer registro de hospedero y localidad del helminto.

7- DISCUSIÓN GENERAL

En este trabajo, se muestra el registro de seis especies de helmintos parásitos de alguna especie de vertebrado del Golfo de California. Se destaca el hecho que en peces mas del 40% de las especies estudiadas presentó algun tipo de parasito, siendo la especie *Kyphous elegans* la mas infectada (100%, n=17). En gran número de los hospederos se encontraron cohabitando al menos dos especies de helmintos, lo cual concuerda con algunas investigaciones realizadas para el Pacífico Mexicano, como es el caso de León-Regagnon *et. al.*, 1997. En cuanto a la intensidad de las infecciones en el hospedero, los acantocéfalos y tremátodos se presentaron en gran número, a diferencia de lo sucedido con los céstodos donde se encontraron de dos a cuatro helmintos por hospedero.

Todos constituyen nuevos registros para las localidades de estudio en esta región geográfica, lo cual es un reflejo del escaso número de investigaciones parasitológicas que se han realizado sobre los vertebrados que allí habitan. Podemos constatar este hecho en la información presentada por Lamothe *et al.* (1997) sobre los registros de la Colección Nacional de Helmintos. De los escasos registros de parásitos de vertebrados del Golfo de California, la mayoría se ha efectuado en peces de localidades particulares como Mazatlán, Guaymas, algunas Islas y la Bahía de la Paz (ver apéndice II). En esta región geográfica, se han realizado estudios helmintológicos, en 100 especies de peces marinos, una de anfibios, siete de reptiles, 2 de aves y dos de mamíferos, uno terrestre y uno marino (ver apéndice II).

El Golfo de California, ha estado sujeto a actividad antropogénica, por lo que día a día, el impacto humano en las islas y sus aguas circundantes está poniendo en peligro la diversidad faunística y florística de la zona (la cual en

muchos casos resulta ser endémica). La captura inmoderada de ciertas especies de peces, en algunos casos con técnicas de pesca no selectiva, han comenzado a afectar las poblaciones que habitan estas aguas. Esto se puede constatar por el hecho que la talla de captura de algunas especies de peces se ha reducido considerablemente en los últimos años (Velarde, com.pers.). Por lo que respecta a los otros grupos de vertebrados, cada vez es más frecuente la visita ya sea por turistas, pescadores e investigadores a las islas, con las consecuencias que ésto implica sobre la perturbación del hábitat.

Por lo anterior, es imperativo implantar un vigoroso programa de conservación de la fauna silvestre, que garantice la permanencia de estas riquezas naturales en nuestro país. El análisis biogeográfico resulta sin duda alguna, ser el instrumento de mayor utilidad con que se cuenta para diseñar una estrategia apropiada de conservación de los recursos bióticos, y por ello se ha utilizado como base de las políticas de protección de estos recursos en varios países. El conocimiento de los patrones de distribución de las especies o de grupos de ellas es de utilidad para la conservación, debido a que: a) ofrecen información sobre las áreas de mayor importancia florística y faunística; b) proporcionan listas de especies amenazadas y en peligro de extinción por la destrucción de sus hábitats naturales y c) permiten la evaluación de las áreas protegidas en función de la riqueza y especificidad de la flora y fauna que alojan.

Al través de la interpretación, la síntesis y la comparación de inventarios, es posible descubrir los patrones biogeográficos generales de la fauna y flora necesarios para el desarrollo de estos programas de conservación; y dentro de este contexto, queda enmarcada la importancia de los estudios taxonómicos. Trabajos exclusivamente taxonómicos, como el presente, si bien podría pensarse carecen de valor real, en realidad están aportando las bases para la realización de cualquier tipo de investigación biológica, debido a que, al identificar una especie, estamos situándola dentro de un ambiente, evaluando su

relación con otros organismos y contribuyendo así, a incrementar el conocimiento sobre la biodiversidad de una determinada región.

También resulta necesario mencionar que, a diferencia de lo que sucede en la mayor parte de los países industrializados, donde la flora y fauna ha sido inventariada y estudiada desde hace más de un siglo, en países como el nuestro, con recursos bióticos más amplios en número de especies estos estudios apenas han comenzado.

El inventario de la fauna helmintológica en vertebrados de México, a pesar de haberse iniciado hace más de 65 años, aun está muy incompleto y por ello trabajos como el presente, contribuyen al conocimiento de este grupo de parásitos. En general, la presencia de parásitos en un organismo debe ser considerada como una fuente de información sobre la biología de los hospederos, donde éstos son encontrados y por fortuna, cada vez se reconoce más el importante papel que éstos tienen como partes integrantes de un ecosistema. Por ejemplo Mackenzie *et.al.* (1995), han demostrado que los helmintos pueden representar indicadores biológicos muy sensibles para varios tipos de contaminación, tanto en aguas continentales como marinas.

Asimismo, se están utilizando organismos parásitos como marcadores biológicos de algunas poblaciones de vertebrados. Como ejemplo mencionaremos el trabajo de Arthur y Albert (1993), que utilizaron protozoarios, crustáceos, nemátodos, tremátodos y acantocéfalos para determinar si dos grupos de bacalao de la especie *Reinhardtius hippoglossoides*, de Greenland y del Golfo de St. Laurent (ambos en la costa noreste de Canadá) pertenecían a la misma población. Este tipo de estudios, además de reflejar la variación de las condiciones ecológicas de las regiones estudiadas, la ausencia o presencia de hospederos intermediarios en la zona y de ser una excelente fuente de información sobre los desplazamientos de sus hospederos, es una manera de poder diferenciar grupos de hospederos de una misma especie que no estén

genéticamente emparentados, a pesar de vivir en zonas contiguas. Esto debido a algún tipo de aislamiento geográfico.

Por último, mencionaremos también que la teoría de la biogeografía de islas en el diseño de reservas naturales (Mac Arthur y Wilson, 1967; y Diamond y May, 1981), contempla la interacción hospedero-parásito para la realización de programas de protección, con el objetivo de disminuir el efecto de catástrofes como las enfermedades epidémicas. Este punto lo vemos resumido en el siguiente enunciado: " Si el habitat que se desea conservar tiene necesariamente que fraccionarse en varias reservas separadas, éstas deben de estar tan cerca unas de otras como sea posible. Sin embargo, si están demasiado cerca, las epidemias se propagarían con relativa facilidad".

Esta aportación al conocimiento de los helmintos de algunos vertebrados del Golfo de California (aunque pequeña), esperamos ayude a completar el inventario de la helmintofauna de la zona y este a su vez sea punto de partida para el desarrollo de investigaciones y proyectos de protección y conservación de la fauna de la región.

8 CONCLUSIONES

En este estudio se determina la presencia de tres especies de helmintos, (dos tremátodos y un acantocéfalo) y otros tres géneros (un acantocéfalo y dos céstodos) como parásitos de vertebrados de las islas y aguas circunvecinas del Golfo de California, con base en la comparación con otras especies de los géneros de interés.

Se registra como hospedero nuevo para la especie de tremátodo *Helicometrina nimia* al pez *Paralabrax maculatofasciatus* en las aguas circundantes de la Isla Angel de la Guardia, a *Microlepidotus inornatus* como hospedero de *Lasiotocus costaricae*.

Se incrementa el área de distribución geográfica para las especies que representan los géneros estudiados en este trabajo.

Se recomienda realizar estudios posteriores para determinar la especie de céstodo del género *Proterogynotaenia* sp, encontrado en la ave *Charadrius semipalmatus* en la isla San José, y a *Oochoristica* sp encontrado en *Ctenosaura hemilopha* de la Isla Cerralvo; así como el acantocéfalo *Corynosoma* sp colectado en el intestino del pez *Paralabrax maculatofasciatus* en la isla Angel de la Guardia.

Se ratifica la importancia de trabajos taxonómicos como éste, debido a que, al identificar una especie, estamos poniendo el marco de referencia y las bases para otros tipos de estudios incluyendo algunos de importancia, como es el caso del desarrollo de programas de conservación.

Se destaca de la misma manera, el cambio de concepto referente a ver a los parásitos únicamente como organismos a los que hay que eliminar o controlar, por el de utilizarlos como indicadores biológicos de condiciones ambientales y marcadores poblacionales de sus hospederos, así como fuente de información para otros programas ecológicos y de conservación.

9 BIBLIOGRAFIA

Al-Yamani F. Y. y F. M Mahhas. 1981. Digenetic Trematodes of Marine Fishes from The Kuwaiti Coast of The Arabian Gulf. *Kuwait Bulletin of Marine Science*. (3): 1-22

Amin, O. M., y F.M. Nahhas, 1994. Acanthocephala of Marine Fishes Off Fiji Islands, with descriptions of *Filisoma longcementglandatus* n. sp (Cavisomidae), and gravid females of *Rhadinorhynchus johnstoni* (Rhadinorhynchidae); and keys to Species of the Genera *Filisoma* and *Neorhadinorhynchus*. *J.Parasitol* 80 (5): 768-774.

Arai, H.P. 1962. Tremátodos digéneos de peces marinos de Baja California, México. *Anal. Inst.Biol. U.N.A.M.*, 33 (1-2): 113-130.

Arthur, J.R., y E. Albert. 1993. Use of Parasites for Separating Stocks of Greenland Halibut (*Reinb irdtius hippoglossoides*) in the Canadian Northwest Atlantic. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 50: 2175-2181.

Barnard, J. y J.M. Behnke. 1990. *Parasitism and host behaviour*. Taylor and Francis. London. 332 pp.

Barrera, A. 1974. Las colecciones científicas y su problemática en un país subdesarrollado: México. *Biología*. 4 (1): 12-19

Baylis, H.A. 1919. On two new species of the cestode genus *Oochoristica* from lizards. *Parasitology*. 11: 405-414

Bilqees, F. M., 1976. A new trematode of the genus *Helicometrina*. Linton, 1910 (Opecoelidae) in the porcupine fish *Chilomycterus hystrix* (L.) off the Karachi Coast. *Norw. Jour. Zool.* 24 (1): 37-40.

Borgsteede, F.H.M., H.G.J. Bus, J.A.W. Verplanke and W.P.J. Van der Burg. 1991. Endoparasitic Helminths of the Harbour Seal, *Phoca vitulina*, in the Netherlands. *Netherland J. Of Sea Research*. 28 (3): 247-250.

Bravo-Hollis, M. 1954. Tremátodos de peces marinos de aguas Mexicanas. VII. *Anal.Inst.Biol. U.N.A.M.*, 25 (1 y 2): 219-227

Bravo-Hollis, M. 1956. Tremátodos de peces marinos de aguas. XI. Estudio de 17 digéneos de las Costas del Pacífico incluyendo seis especies nuevas de un género nuevo. *Anal.Inst.Biol. U.N.A.M.* 27(1):245-277.

Bravo-Hollis, M.1965. Helminths de peces de aguas mexicanas del Pacífico XXIV. Descripción de *Ophistadena cortesi* n. Sp. *Anal.Inst.Biol. U.N.A.M.*, 36 141-145

Bravo-Hollis, M. Y J. Caballero. 1973. *Catálogo de la Colección Helmintológica del Instituto de Biología*. Inst. Biol. U'NAM. Publicaciones especiales 2. México. 138 pp.

Brooks, D.R. 1993. *Parasites and the language of evolution*. Smithsonian Series in Comparative Evolutionary Biology. U.S.A. 429 pp.

Brooks, D.R. y M.A. Mayes, 1976. Morphological variation in Natural infection of *Oochoristica bivitellovata*. Lowen 1940. *Trans-Nebraska Acad. Sci.* 3: 20-21.

Burse, R. C., S. R. Golberg, and D. N. Woolery. 1996. *Oochoristica pianki* sp.n. (Cestoda: Linstowiidae) and Other Helminths of *Moloch horridus* (Sauria: Agamidae) from Australia. *J.Helminthol. Soc. Wash.* 63 (3): 215-221

Caballero-Rodríguez, G., 1990. Tremátodos de peces marinos del Golfo de México y del Mar Caribe. II. Familias Haplosporididae y Opecoelidae. *Anales Inst. Cienc. Del Mar y Limnol. Univ. Nac. Autón. Mex.* 17(2): 191-203.

Cannin E.V. and C.A. Wright. 1972. *Behavioural aspects of Parasite transmission*. Pub. for the Cinnean Society of London by Academic. London. 219 pp.

Case, T.J. and Cody, M.L. 1983. *Island Biogeography in the Sea of Cortez*. University of California Press. 503 pp.

Chandler, A. C. 1955. *Introduction to Parasitology with special reference to the parasites of man*. 9 Ed. Wiley. N.Y. 799 pp

Cheng, T.C. 1974. *General Parasitology*. Academic Press. New York. 956 pp

Chitwood, B.G. 1974. *Introduction to Nematology*. Baltimore University Park Press. Baltimore. 334 pp.

Crompton T.D.W. y B.B. Nickol (Eds). 1985. *Biology of the Acanthocephala*. Cambridge University Press. Great Britain. 519 pp.

Cuevas Macias, J. F y A.Iturbe. Prospección helmintológica de algunos grupos de vertebrados del Golfo de California. *Memorias. VII congreso nacional de parasitología*. Conapar-86. 1986. Puebla, Pue. 160 pp.

Davidsohn, I, y Henry, J.B.. 1981. *Diagnóstico Clínico para el laboratorio*. Salvat editores, 6a. edición. Barcelona, España. 320 pp

Della Santa, E. 1956. *Revision du genre pl. Oochoristica Lühe (Cestodes)*. These présentée a la Faculté des Sciences de l Université de Neuchâtel pour obtenie le grade de docteur ès sciences biologiques. Université de Neuchâtel. 1-113.

Diamond, J.M. y R. M. May, 1981. *Island Biogeography and the Design of Natural Reserves, en Theoretical Ecology*, Blackwell, Oxford. pp 228-252

Fishthal, J.H. 1972. Zoogeography of Digenetic Trematodes from West African Marine Fishes. *The Helm. Soc Wash.* 39 (2): 192-203

Flores-Barroeta, L. 1955. Céstodos de Vertebrados III. *Rev. Iber. Parasit.* 25: 115-134.

Flores-Barroeta, L. 1966. Céstodos de Vertebrados VII. *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.* 27: 37-48.

Flores-Barroeta, L. y E. Hidalgo. 1958a. Céstodos de Vertebrados IV. *Rev. Iber. Parasit.* 32: 33-38.

Flores-Barroeta, L., E. Hidalgo y R. Brenes. 1958b. Céstodos de Vertebrados IV. *Rev. Biol. Trop.* 6 (1): 55-78.

Golberg, S.R., C. R. Burse y R. L. Bezy. 1996. *Gastrointestinal Helminths of Yarrow's Spiny Lizard, Sceloporus jarrovi (Phrynosomatidae) in México.* *Am. Midl. Nat.* 135: 299-309.

Hoberg, E.P., C.J. Henny., O.R. Hedstrom, and R. A. Grove. 1997. Intestinal Helminths of River Otters (*Lutra canadensis*) from the Pacific Northwest. *J.Parasitol.* 83 (1): 105-110.

Harwood, D.P., 1932. The Helminths Parasitic in Anfibian and Reptilia of Houston, Texas and Vecinity. *Proc Us. Nat. Mus.* 81: 1-71.

Hoberg, E.P., C. J. Henny, O.R. Hedstrom y R.A. Grove, 1997. Intestinal Helminths of River Otters (*Lutra canadensis*) from the Pacific Northwest. *J. Parasitol.* **83**(1): 105-110.

Hopkins, S. H. 1941. New genera and species of the family Monorchidae (Trematoda), with a discussion of the excretory system. *J. Parasitol.* **27**: 395-407.

Huey R. 1985. *Proterogynotaenia texanum* sp.n. (Cestoidea: Progynotaeniidae) from the Black-bellied Plover, *Pluvialis squatarola*. *Proc. Helminthol. Soc. Wash.* **52** (1): 41-43.

Inzunza A, P.Torres, y R. Franjola. 1989. Nuevos hospederos para *Helicometrina nimia* Linton 1910 (Digenea: Opecoelidae) en la costa centro del sur de Chile. *Bol. Chil. Parasitol.* **44**: 41-43

Islas Mexicanas. Regimen Juridico y Catálogo. Secretaria de Gobernación. Secretaria de Marina. 1987. Mexico, D.F., 153 pp.

Jacobs, L. 1982. *Parasitic Zoonoses.* C.R.C. Boca Raton. Fl. 322 pp.

Juárez-Arroyo, A.J. y G. Salgado-Maldonado. 1989. Helminths of the "lisa" *Mugil cephalus* Lin. en Topolobampo, Sinaloa, México. *Anal. Ins. Biol. U.N.A.M._Ser. Zool.* **60** (3): 279-298.

Khalil, L. F., A. Jones and R.A. Briay (Eds). 1994. *Keys to the Cestodes of Vertebrates.* CAB International. U.K., 751 pp.

Kinne, O. 1980. *Diseases of marine animals.* Wiley Interscience Publication. U.K. 155 pp.

Lamothe-Argumedo, R. 1962. Estudio de dos tremátodos digéneos de peces del Golfo de California, México. *Anal. Inst. Biol.*, 32 (1-2): 219-233.

Lamothe-Argumedo, R. 1983. *Introducción a la biología de Platelminetos*, AGT Editor, México. 143 pp.

Lamothe-Argumedo, R. 1997. *Manual de tecnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres*. AGT Editor. México. 46 pp.

Lamothe-Argumedo, R y L. García-Prieto. 1988. *Helmintiasis del hombre en México. Tratamiento y profilaxis*. AGT Editor. México, 139 pp.

Lamothe-Argumedo, R., L.García-Prieto., D. Osorio-Sarabia y G. Pérez Ponce de León. 1997. *Catálogo de la Colección Nacional de Helmintos*. Instituto de Biología-Conabio. UNAM. 211 pp.

Lane J. 1985. *A birder's guide to Southern California*. L. & P Press. Denver Colorado, U.S.A. 138 pp.

Lauritz A. Jensen, G.D. Schmidt y R.E. Kuntz. 1983. A Survey of Cestodes From Borneo, Palawan, and Taiwan, With Special Reference to Three New Species. *Proc. Helminthol. Soc. Was.* 50 (1): 117-134.

León-Règagnon, V, G.Pérez-Ponce de León, and L.García-Prieto. 1997. Description of *Heteroplectanum oliveri* sp. N. (Monogénea: Diplectanidae) and Comments on the Helminth Fauna of *Kyphous elegans* (Perciformes: Kyphosidae) from Chamela Bay, Mexico. *J. Helminthol. Soc. Wash.* 64 (1): 9-16

Linton, E. 1910. Helminth Fauna of the Dry Tortugas. II. Trematodes. *Carneg. Inst. Publ* 133: 98 pp.

Lincicome, R.D. 1943. Acanthocephala of the genus *Corynosoma* from the California sea-lion. *J.Parasitol.* 29: 102-106.

McAllister, C.T. 1985. *Oochoristica crotaphyti* n.sp. (Eucestoda: Linstonwidae) from *Crotaphytus collaris* (Lacertilia: Iguanidae in Northern Arkansas. *J. Parasitol.* 71(6): 803-807.

MacArthur, R.H. y E. O. Wilson. 1967. *The Theory of Island Biogeography*. Princeton Univ. Press. Princeton, N.J. 459 pp.

MacKenzie, K., Williams, H.H., McVicar, A.H., y Siddall, R. 1995. Parasites as indicators of water quality and the potential use of helminth transmission in marine pollution studies. *Advances in Parasitology.* 35: 85-144.

Manter, H. W. 1940a. The geographical distribution of Marine Fishes of the Tropical American Pacific. *Allan Hancock Pacific Expeditions.* 2: 531-537

Manter, H. W. 1940b. *Digenetic Trematodes of Fishes from the Galapagos Islands and the neighboring Pacific*. The University of Southern California Press. Los Angeles, California, USA. 496 pp.

Manter, H. W. 1940c. Digenetic Trematodes of fishes. *Allan Hancock Expeditions.* 2 (14) 401-484

Manter, H. W. 1947. The Digenetic Trematodes of Marine Fishes of Tortugas, Florida. *The Amer. Midland Naturalist.* 38 (2): 300-301

Manter, H. W. 1949. An Additional Trematode from Tortugas, Florida, and a New Name for *Opisthoporus* Manter, 1947, Preoccupied. *The Amer Midland Naturalist.* 41 (2): 432-435.

- Manter, H. W. 1955. The Zoogeography of Trematodes of Marine Fishes. *Experimental Parasitology*. 4: 62-86
- Manter, H. W. 1963. The Zoogeographical Affinities of Trematodes of South American Freshwater Fishes. *Systematic Zool.* 12 (2):45-70.
- Manter, H. W. 1967. Some aspects of the Geographical Distribution of Parasites. *J. Parasitol.* 53 (1): 1-9.
- Manning, R.B. 1991. The importance of taxonomy and museums in the 1990s. *Memoirs of the Queensland Museum*, 31: 205-207.
- Margolis, L.G. 1985. The occurrence of juvenile *Corynosoma* (Acanthocephala) in Pacific salmon (*Onchorhynchus* spp.) *Fish. Res. Board Canada*. 15 (5): 983-990
- Margulis, L., K. Schwartz, 1987. *Cinco reinos*. Ciencias 1. México, D.F., 335 pp.
- Mayen-Peña E y G. Salgado-Maldonado, 1998. Helminths of Four Lizards from Nayarit, México: *Anolis nebulosis* (Polycrotidae), *Ctenosaura pectinata* (Iguanidae), *Phyllodactylus lanei* (Gekkonidae), and *Sceloporus nelsoni* (Phrynosomatidae). *J. Helminthol. Soc. Wash.* 65(1): 108-111
- Measures, L. N. and J.F.Gosselin. 1994. Helminth Parasites of Ringed Seal, *Phoca hispida* from Northern Quebec, Canada. *J. Helminthol. Soc. Wash.* 61 (2): 240-244.
- Meggitt, F.J. 1934. On some Tapeworms from the Bullsnake (*Pityopsis sayi*) with remarks on the species of the genus *Oochoristica* (Cestoda). *J. Parasit.* 20: 181-189.

Montgomery, W. R. 1957. Studies on Digenetic Trematodes from Marine Fishes of La Jolla, California. *Trans Am. Micr. Soc.* 76 (1): 13-37.

Moravec F., V. M, Vidal-Martínez., J. V. Vázquez, C. Vivas-Rodríguez, D. González-Solis, E. Mendoza-Franco, R. Sima-Alvarez y J. Güemez-Ricalde. 1997. Helminth parasites of *Ephinephelus morio* (Pisces: Serranidae) of the Yucatán Península, southeastern, México. *Folia Parasitologica* 44: 255-266.

Muzall, P.M. 1995. Parasites of Pacific salmon, *Oncorhynchus* spp., from the Great Lakes. *J. Of Great Lakes Research.* 21 (2): 248-256.

Nagati, H.F., 1984. Trematodes of fishes from the Red Sea. *J. Parasitol.* 34 (5): 355-363

Nahhas, F. M. 1993. Some Acanthocephala and Digenea of Marine Fish from Gran Cayman, Cayman Islands, British West Indiaes. *J. Helminthol. Soc. Wash.* 60 (2): 270-272.

Nahhas, F. M., R.M. Cable. 1964. Digenetic and Aspidogastriid Trematodes from Marine Fishes of Curaçao and Jamaica. *Tulane Studies in Zoology.* 11 (5): 227 pp

Near, T. J., 1996. Acanthocephalans and Rotifers Provide Clues for the Study of Evolution of Animal Parasites. *III. Nat. Hist. Surv. Reports.* Nov-Dec. 3 pp

Omar, M. A., y F.M. Nahhas. 1994. Acanthocephala of Marine Fishes off Fiji Islands, with descriptions of *Filisoma longcementglandatus* n.sp., *Neorhadinorhynchus macrospinosus* n.sp (Cavisomidae), and gravid females of *Rhadinorhynchus johnstoni* (Rhadinorhynchidae); and keys to species of the genera *Filisoma* and *Neorhadinorhynchus*. *J. Parasitol.* 80 (5): 768-774.

Overstreet R. M. 1969. Digenetic Trematodes of Marine Teleost Fishes from Biscayne Bay, Florida. *Tulane Studies in Zoology and Botany*. 15 (4): 144-146.

Pérez-Ponce de León, G. 1992. *Helicometrina nimia*, Linton, 1910. Parásito de *Bothus lunatus* de Puerto Morelos, Q. Roo. *Anal. Inst. Biol. Univ. Nac. Auton. México. Ser. Zool.* 63 (1): 147-150.

Pérez-Ponce de León, G., L.García-Prieto, D.Osorio Sanabria y V.León Règagnon, 1996. Listados Faunísticos de México. IV Helmintos Parásitos de peces de aguas continentales de México. *IBUNAM*. México, 1996. 100 pp

Petrochenko V.I. 1971. *Acanthocephala of Domestic and Wild Animals*. Vol. 2. Israel Program for Scientific Translation. Jerusalem.478 pp.

Quiroz, R.H., 1990. *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Ed. Limusa. Cuarte reimpresión. México, D.F. 1050 pp.

Rego, A.A. 1965. Duas novas especies de *Oochoristica*, parasitas de lagartixas do Peru. (Cestoda: Anoplocephalidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 63 (1): 67-73.

Rodriguez Lopez-Neyra, C. y C.Diaz-Ungria, 1957. Cestodos de vertebrados Venezolanos. *Soc. Sci. La Salle*. 17(46): 28-42

Rodriguez Lopez-Neyra, C. y C.Diaz-Ungria, 1958. Cestodos de vertebrados Venezolanos. Segunda nota. *Novedades científicas del Mus. Hist. Nat. De La Salle*. 23: 19-28.

Rohde, K. 1978a. Latitudinal Differences in Host-Specificity of Marine Monogenea and Digenea. *Marine Biology*. 47: 125-134.

Rodhe, K. 1978b. Latitudinal Gradients in Species Diversity and their Causes. I. Review of the hypothesis explaining the gradients. *Zbl. Biol.* 97: 393-403

Rohde, K. 1984. Zoogeography of marine parasites. *Helgoländer Meeresunters.*37: 35-52.

Rohde, K. 1993. *Ecology of Marine Parasites*. 2.ed. Cab. International. Warlinford. 298 pp.

Romer, A. T. Parsons. 1981. *Anatomia comparada*. Nueva Editorial Interamericana, S.A. de C.V. México, D.F. 428 pp.

Ryzhikov, K. M. y L. M., Tolkacheva. 1981. Acoelata-Tapeworm helminths of birds. *Osnovy Tsestodologii*. 10: 215 pp.

Salgado-Maldonado, G. 1979. *Procedimientos y técnicas generales empleadas en los estudios helmintológicos*. Oficina de Sanidad, Nutrición y Genética. Dirección General de Acuacultura. Departamento de Pesca. México, D.F. 53 pp.

Sandeman, R, 1959. Una especie nouvelle du genre *Proterogynotaenia* Fuhrmann. *Ann. Parasitol. Hum.Corp.* 34: 256-270

Schmidt, G.D. 1986. *CRC. Handbook of Tapeworms Identification*. CRC Press. Inc. Boca Raton Florida, USA. 675 pp.

Schmidt, G.D. y A.G. Canaris. 1992. Tapeworms of the families Progynotaeniidae Fuhrmann, 1936 and Dioecocestidae Southwell, 1930 from shorebirds of South Africa. *Syst Parasitol* 23: 37-42.

Schmidt, G.D. y L.S. Roberts, 1985. *Fundamentos de parasitología*. C.E.C.S.A. México, 655 pp.

Scott, M. E. y G. Snithz. 1994. *Parasitic and infectious diseases*. Academic. San Diego, Cal. 593 pp.

Songandares-Bernal, F. 1959. Digenetic Trematodes of Marine Fishes from the Gulf of Panama and Bomono, British West Indies. *Tulane Studies in Zoology*. 7 (3): 117 pp.

Spasskii, A, 1951. Anoplocephalidae Tapeworms of Domestic and Wild Animals. *The Acad of Sci. Of the URSS*. 783 pp.

Stunkard H. W. 1938. Parasitic Flatworms from Yucatán. *Carnegie Inst. of Wash. Publ. No. 491*. 33-50.

Stunkard H. W. y W. F., Lynch. 1944. A new anoplocephalinae cestode *Oochoristica anniellae* from the californian limbless lizard. *Trans. Am. Micr. Soc.* 63: 165-169.

Toft, A. C., A. Aeschlimam and L. Bolis. 1991. *Parasite-host associations: Coexistence or Conflict?*. Oxford Univ. 384 pp

Van Cleave, H. J. 1940. The Acanthocephala collected by the Allan Hancock Pacific Expedition 934. *Rep. A. Hancock Pacific. Exp. (1932-1937)*. 2(15): 501-523.

Van Cleave, H. J. 1953a. Acanthocephala of North American mammals. *Illinois Biological Monographs*. 23: 60-96.

Van Cleave, H. J. 1953b. A preliminary analysis of the Acanthocephalan genus *Corynosoma* in mammals of North America. *J. Parasitol.* 39 (1): 1-13.

Van Cleave, H.J. y H.W. Manter, 1947. A new species of the Acanthocephalan genus *Filisoma* from the Dry Tortugas, Florida. *J. Parasitol* 30(6): 487-490.

Velarde G.E., 1987. Proyecto Hacia la Formacion de Mar de Cortés, A.C. Editor Snyder, A. U.C Davis publications. E.U.A.: 12 pp.

Velarde G.E., D.W Anderson. y B.S. Beebe. 1985. *Conservación de las Islas en un mar en el desierto*. Anteproyecto y planes para la administración y conservación del Mar de Cortés y sus Islas. Editor Snyder, A. U.C Davis publications. E.U.A.: 12 pp.

Ward, L. H. y H.A. Winter. 1952. Juvenile Acanthocephala from the yellowfin croaker, *Umbrina roncadore*, with description of a new species of the genus *Arhythmorhynchus*. *Trans. Am. Microsc. Soc.* 71: 154-156.

Widmer, E.A. 1967. The life history of *Oochoristica osheroffi*. Meggit, 1934. *J. Parasitol.* 53(2): 343-399.

Willand, H. y A. Jones. 1994. *Parasitic Worms of Fish*. Bristol. Pensylvania. 593 pp.

Wilbur, S. 1987. *Birds of Baja California*. University of California Press. Berkeley. Los Angeles, California. U.S.A. 253 pp.

Winter, H.A. 1956. Tremátodos de peces marinos de aguas mexicanas. XII. Dos géneros de Digéneos (Lepocreadiidae), incluyendo una nueva especie procedente de *Kyphosus elegans* (Peters) de las Islas Tres Marias en el Océano Pacífico. *Anal.Inst.Biol., U.N.A.M.*, 27 (2): 403-413.

Yamaguti, S. 1934. Study on the helminth fauna of Japan. Part 2. Trematodes of fishes 1. *Jap. J. Zool.* 5 (3): 249-541.

Yamaguti, S. 1956. *Parasitic Worms Mainly from Celebes. Part II. Cestodes of Birds*. Ed. S. Yamaguti. Kyoto.

Yamaguti, S. 1958. *Systema Helminthum*. Vol 1. Digenetic trematodes of vertebrates. New York 1575 pp

Yamaguti, S. 1963. *Systema Helminthum*. Monogenea and Aspidogastrea. Interscience Publishers. Nueva York. 699 pp.

Yamaguti, S. 1970. *Digenetic Trematodes of Hawaiian Fishes*. Keigaku Publishing. Co. Hawai. 436 pp.

Yamaguti, S. 1971. *Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates*. Vol. 1 y 2. Keigaku Publishing Co. Tokio. 1070 pp. 1798 fig.

Anexo 1.-Registro de helmintos de vertebrados del Golfo de California*

MONOGÉNEOS

GENERO	ESPECIE	AUTORES	HOSPEDERO	TH LOCALIDAD	EDO
<i>Aipua</i>	<i>piscicola</i>	Caballero y Bravo, 1973	<i>Yomer declivifrons</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Amphipolycoyle</i>	<i>Chloroscombrus</i>	Hargis, 1957	<i>Chloroscombrus orqueta</i>	PE Guaymas	SON
<i>Anchoromicrocoyle</i>	<i>guaymensis</i>	Bravo, 1981	<i>Cynoscion nobilis</i>	PE Guaymas	SON
<i>Anoplocoyloides</i>	<i>papillatus</i>	(Doran, 1953) Young, 1967	<i>Rhinobatos glaucostigma</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Benedenia</i>	<i>adenea</i>	Meserve, 1938	<i>Mycteroperca pardalis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Benedenia</i>	<i>adenea</i>	Meserve, 1938	<i>Scarus perrico</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Benedenia</i>	<i>girellae</i>	Hargis, 1955	<i>Mycteroperca pardalis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Bicytlophora</i>	<i>trachinoti</i>	(MacCallum, 1921) Price, 1963	<i>Trachinotus rhodopus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Capsala</i>	<i>pricei</i>	Hidalgo, 1958	<i>Makaira mizukurii</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Capsaloides</i>	<i>hoffmannae</i>	Lamothé, 1996	<i>Tetrapturus audax</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Capsaloides</i>	<i>sinuata</i>	(Goto, 1894) Price, 1938	<i>Tetrapturus audax</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Choricoytle</i>	<i>caulolatii</i>	(Meserve, 1936) Sproston, 1946	<i>Caulolattus princeps</i>	PE Isla del Carmen	BCS
<i>Choricoytle</i>	<i>oregonensis</i>	McCauley y Snoker, 1969	<i>Antimora microlepis</i>	PE Cuenca de Guaymas	SON
<i>Choricoytle</i>	<i>pacifica</i>	Bravo, 1966	<i>Umbrina sinloae</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Choricoytle</i>	<i>sonorensis</i>	Caballero y Bravo, 1962	<i>Microlepidotus inornatus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Cyclocotyloides</i>	<i>pinguis</i>	(Linton, 1940) Price, 1943	<i>Coryphaenoides</i> sp.	PE Cuenca de Guaymas	SON
<i>Cynoscionicola</i>	<i>scitanae</i>	Tantalean, 1974	<i>Umbrina xanti</i>	PE Guaymas	SON
<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavae</i>	Bravo y Caballero, 1970	<i>Bairdiella icistia</i>	PE Guaymas	SON
<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavae</i>	Bravo y Caballero, 1940	<i>Cynoscion xantulus</i>	PE Guaymas	SON

<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1970	<i>Isopisthus altipinnis</i>	PE Puerto Peñasco	SON
<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1970	<i>Isopisthus altipinnis</i>	PE Isla de Enfrente	SIN
<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1970	<i>Umbrina smaloae</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Dendromonocotyle</i>	<i>cortesi</i>	Bravo, 1969	"Manta raya"	PE Isla Rasa	BCN
<i>Dendromonocotyle</i>	<i>cortesi</i>	Bravo, 1969	"Manta raya"	PE Bahía de los Angeles	BCN
<i>Encotyphabe</i>	<i>pagrosomi</i>	MacCallum, 1917	<i>Pemadasy macracanthus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Entobdella</i>	<i>guberteti</i>	Caballero y Bravo, 1962	<i>Urobatis halleri</i>	PE Guaymas	SON
<i>Griotecotyla</i>	<i>acanthophallus</i>	(MacCallum y MacCallum, 1913) Yamaguti, 1963	<i>Microlepidodus inornatus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Hargicola</i>	<i>oligoplites</i>	(Hargis, 1957) Lebedev, 1970	<i>Centropomus</i> sp.	PE Laguna de Cajmanero	SIN
<i>Hargicola</i>	<i>oligoplites</i>	(Hargis, 1957) Lebedev, 1970	<i>Oligoplites alius</i>	PE Topolobampo	SIN
<i>Jaliscia</i>	<i>caballeroi</i>	(Bravo, 1960) Mamaev y Egorova, 1977	<i>Caulolatilus affinis</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Jaliscia</i>	<i>caballeroi</i>	(Bravo, 1960) Mamaev y Egorova, 1977	<i>Caulolatilus princeps</i>	PE Guaymas	SON
<i>Loimos</i>	<i>winteri</i>	Caballero y Bravo, 1961	<i>Charcharias lamiella</i>	PE Guaymas	SON
<i>Loimosina</i>	<i>parawilsoni</i>	Bravo, 1970	<i>Sphyrna lewini</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Macroavilitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Micropogon ectenes</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Macroavilitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Micropogon megalops</i>	PE Guaymas	SON
<i>Macroavilitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Ophioxylon sciurus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Macroavilitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Umbrina roncadore</i>	PE Guaymas	SON
<i>Macroavilitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Xenistius californiensis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS

<i>Magnexicipula</i>	<i>lamothei</i>	Bravo, 1980		<i>Calamus brachysomus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Magnexicipula</i>	<i>lamothei</i>	Bravo, 1980		<i>Calamus brachysomus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Magnexicipula</i>	<i>lamothei</i>	Bravo, 1980		<i>Calamus brachysomus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Mamaevicoyle</i>	<i>villalobosi</i>	Lamothe, 1984		<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Metamicrocoyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Korath, 1955		<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Ohuira	SIN
<i>Metamicrocoyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Korath, 1955		<i>Mugil cephalus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Metamicrocoyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Korath, 1955		<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Topolobampo	SIN
<i>Metamicrocoyla</i>	<i>mugilis</i>	Yamaguti, 1968		<i>Mugil cephalus</i>	PE Puerto Peñasco	SON
<i>Mexicana</i>	<i>littoralis</i>	Caballero y Bravo, 1961		<i>Haemulon sexfasciatum</i>	PE Guaymas	SON
<i>Mexicoyle</i>	<i>mexicana</i>	(Meserve, 1938) Lebedev, 1984		<i>Scomberomorus sierra</i>	PE Guaymas	SON
<i>Microcoyle</i>	<i>macracantha</i>	Alexander, 1954		<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía Concepción	BCS
<i>Microcoyloides</i>	<i>impudicus</i>	Caballero, Bravo y Grocott, 1955		<i>Chanos chanos</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Microcoyloides</i>	<i>impudicus</i>	Caballero, Bravo y Grocott, 1955		<i>Polydactylus approximans</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Microcoyloides</i>	<i>incisa</i>	(Linton, 1910) Fujii, 1944		<i>Lutjanus argentiventris</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Neobenedenia</i>	<i>longiprostata</i>	Bravo, 1971		<i>Epinephelus analogus</i> (?)	PE Isla Rasa	BCN
<i>Neobenedenia</i>	<i>pacifica</i>	Bravo, 1971		<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Neoheterobothrium</i>	<i>mcdonaldi</i>	Payne, 1987		<i>Synodus lucioceps</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Neoheterobothrium</i>	<i>mcdonaldi</i>	Payne, 1987		<i>Synodus lucioceps</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Neomicrocoyle</i>	<i>pacifica</i>	(Meserve, 1938) Yamaguti, 1968		<i>Caranx crysos</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Oxacoyle</i>	<i>oaxavensis</i>	(Caballero y Bravo, 1963) Lebedev, 1984		<i>Peprilus simillimus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Orbocoyle</i>	<i>elemernoblei</i>	Payne, 1987		<i>Prionotus stephanophrys</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Paracalceostoma</i>	<i>calceostomoides</i>	Caballero y Bravo, 1959		<i>Verrucellus polylepis</i>	PE Bahía Kino	SON

<i>Paradawesia</i>	<i>bychowskyi</i>	Bravo y Lamothe, 1976	<i>Scomberomorus sierra</i>	PE Guaymas	SON
<i>Paramonaxine</i>	<i>yamagutti</i>	Bravo, 1978	<i>Sphyraena argentea</i>	PE Guaymas	SON
<i>Paramonaxine</i>	<i>yamagutti</i>	Bravo, 1978	<i>Sphyraena ensis</i>	PE Isla Rasa	BCN
<i>Polymicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Lamothe, 1967	"Cabrilla"	PE Isla Rasa	BCN
<i>Polymenicola</i>	<i>californica</i>	Bravo, 1985	<i>Xenistius californiensis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Probursata</i>	<i>veraerucis</i>	Bravo, 1983	<i>Centropomus</i> sp.	PE Laguna de Caimanero	SIN
<i>Probursata</i>	<i>veraerucis</i>	Bravo, 1983	<i>Oligoplites altus</i>	PE Topolobampo	SIN
<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	<i>Caranx crysos</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	<i>Caranx hippos</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	<i>Caranx hippos</i>	PE Bahía de Topolobampo	SIN
<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	<i>Trachinotus paloma</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudochathanea</i>	<i>mexicana</i>	Lamothe, 1966	<i>Calamus brachysomus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudodiptorichis</i>	<i>americanus</i>	(Rodgers y Kuntz, 1940) Yamaguti, 1963	<i>Scaphiopus couchii</i>	AN Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudoeurysoreschis</i>	<i>travassosi</i>	Caballero y Bravo, 1962	<i>Microlepidotus inornatus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Pseudohargisia</i>	<i>cortesi</i>	Payne, 1987	<i>Micropogon megalops</i>	PE San Felipe	BCN
<i>Pseudoleptorhynchoides</i>	<i>lamothei</i>	Salgado, 1976	<i>Galeichthys coeruleascens</i>	PE Laguna de Caimanero	SIN
<i>Pseudomacozocraes</i>	<i>monsivisae</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Argyreosomus brevoortii</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudomacozocraes</i>	<i>monsivisae</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Citula dorsalis</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudomacozocraes</i>	<i>monsivisae</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Trachureops surametricus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Epinephelus acanthistrius</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Epinephelus acanthistrius</i>	PE Canal Cerralvo	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Epinephelus analogus</i>	PE Canal Cerralvo	BCS

<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Epinephalus analogus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Epinephalus labriformis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Epinephalus labriformis</i>	PE Canal Cerralvo	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Mycteroperca jordani</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Mycteroperca rosacea</i>	PE El Sargento	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Mycteroperca rosacea</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	<i>Mycteroperca xenarcha</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudotetrancistrum</i>	<i>skryabini</i>	Caballero y Bravo, 1961	<i>Microlepidotus normatus</i>	PE Bahía de San Carlos	SON
<i>Pterinotrematoídes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Lutjanus argentiventris</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pterinotrematoídes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Micropogon ectenes</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pterinotrematoídes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Micropogon megalops</i>	PE Guaymas	SON
<i>Pterinotrematoídes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Ophioscion scierus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pterinotrematoídes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	<i>Umbrina roncadore</i>	PE Guaymas	SON
<i>Prototomycerozoyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	<i>Caranx hippos</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Salmacozyle</i>	<i>mexicana</i>	(Caballero y Bravo, 1963) Lebedev, 1984	<i>Hemicaranx atrina</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Siphodera</i>	<i>vinalewardesi</i>	(Linton, 1901) Linton, 1910	<i>Lutjanus guttatus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Spinuris</i>	<i>mexicana</i>	Bravo, 1969	<i>Rhinobatos glaucostigma</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Tagia</i>	<i>ecuadori</i>	(Meserve, 1938) Sproston, 1946	<i>Sphaeroides annulatus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Tagia</i>	<i>ecuadori</i>	(Meserve, 1938) Sproston, 1946	<i>Sphaeroides annulatus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Tetrochetus</i>	<i>coryphaenae</i>	Yamaguti, 1934	<i>Coryphaena hippurus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Tristomella</i>	<i>iaevis</i>	(Verril, 1875) Guiart, 1938	<i>Tetrapturus audax</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Zeuxapta</i>	<i>seriolae</i>	(Meserve, 1938) Price, 1962	<i>Seriola dorsalis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS

TREMATODOS

GENERO	ESPECIE	AUTORES	HOSPEDERO	TH LOCALIDAD	EDO
<i>Bianum</i>	<i>plicatum</i>	(Linton, 1928) Stunkard, 1930(=Diploproctoideaum)	<i>Diodon holacanthus</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Brachadena</i>	<i>pyriformis</i>	Linton, 1910	<i>Lufjannus aratus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Bucephalus</i>	<i>introversus</i>	Manter, 1940	<i>Citula dorsalis</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Cadenatella</i>	<i>dohenyi</i>	(Winter, 1956) Nahhas y Cable, 1964	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Cadenatella</i>	<i>dohenyi</i>	(Winter, 1956) Nahhas y Cable, 1964	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Cadenatella</i>	<i>dohenyi</i>	(Winter, 1956) Nahhas y Cable, 1964	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla San Marcos	BCS
<i>Dactylostomum</i>	<i>winteri</i>	Caballero y Caballero, 1971	<i>Parcalabrax maculatofasciatus</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Dinurus</i>	<i>longisnus</i>	Loss, 1907	<i>Coryphaena hippurus</i>	PE Guaymas	SON
<i>Diplangus</i>	<i>mexicanus</i>	Bravo y Manter, 1957	<i>Balistes verres</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Doljustrrema</i>	<i>californicae</i>	Montgomery, 1957	<i>Gymnothorax dovi</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Elongoparorchis</i>	<i>moniliovatus</i>	(Texeira de Freitas y Kohn, 1967) Jones y Khalil, 1984	<i>Bagre marinus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Elongoparorchis</i>	<i>moniliovatus</i>	(Texeira de Freitas y Kohn, 1967) Jones y Khalil, 1984	<i>Bagre panamensis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Elongoparorchis</i>	<i>moniliovatus</i>	(Texeira de Freitas y Kohn, 1967) Jones y Khalil, 1984	<i>Cathorops seemani</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Enenterum</i>	<i>aureum</i>	Linton, 1910	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla San Marcos	BCS
<i>Enenterum</i>	<i>aureum</i>	Linton, 1910	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Enenterum</i>	<i>elongatum</i>	Yamaguti, 1970	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Enenterum</i>	<i>elongatum</i>	Yamaguti, 1970	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Monserrat	BCS
<i>Galactosomum</i>	<i>puffini</i>	Yamaguti, 1941	<i>Larus occidentalis</i>	AV Isla Rasa	BCN
<i>Genolinea</i>	<i>laicauda</i>	Manter, 1925	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Bahía Kino	SON

<i>Guggenheimia</i>	<i>pacifica</i>	Bravo y Manter, 1957	<i>Balistes verres</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Hamacreadium</i>	<i>bolivari</i>	Caballero y Caballero, 1961	<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Hamacreadium</i>	<i>mutabile</i>	Linton, 1910 (M.pardalis sin. M.rossacea)	<i>Mycteroperca pardalis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Hamacreadium</i>	<i>mutabile</i>	Linton, 1910	<i>Mycteroperca rosacea</i>	PE El Sargento	BCS
<i>Haplospilanchnus</i>	<i>mugilis</i>	Nahhas y Cable, 1964	<i>Mugil cephalus</i>	PE Topolobampo	SIN
<i>Helicometra</i>	<i>fasciata</i>	(Rudolphi, 1819) Odhner, 1902	<i>Paralabrax auroguttatus</i>	PE Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Homalometron</i>	<i>caballeroi</i>	Lamothé, 1965	<i>Verruculus polyleps</i>	PE Bahía Kino	SON
<i>Hypocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	(Manter, 1949) Yamaguti, 1954	<i>Balistes capistratus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Hypocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	(Manter, 1940) Yamaguti, 1954	<i>Balistes polyleps</i>	PE Isla Salsipuedes	BCN
<i>Hypocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	(Manter, 1940) Yamaguti, 1954	<i>Balistes polyleps</i>	PE Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Hysterolecitha</i>	<i>elongata</i>	Manter, 1931	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Santa María	SIN
<i>Hysterolecitha</i>	<i>elongata</i>	Manter, 1931	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Ohuira	SIN
<i>Jeancademata</i>	<i>cortesi</i>	Cuevas, 1997	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Lasitotocus</i>	<i>longicaecum</i>	(Manter, 1940) Yamaguti, 1954	<i>Balistes polyleps</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Lecithochirium</i>	<i>magnaporum</i>	Manter, 1940	<i>Caulolatilus affinis</i>	PE Canal Cerralvo	BCS
<i>Lecithochirium</i>	<i>magnaporum</i>	Manter, 1940	<i>Euthynnus lineatus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Lecithochirium</i>	<i>magnaporum</i>	Manter, 1940	<i>Gymnothorax dovii</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Lecithochirium</i>	<i>ostichthydis</i>	Yamaguti, 1970	<i>Gymnothorax</i> sp.	PE Isla San Esteban	BCN
<i>Lecithochirium</i>	<i>sinaloense</i>	Bravo, 1956(Nahhas y Cable, 1964) Sm. L.microstom	<i>Muraenesox coniceps</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Lepidapedon</i>	<i>hancocki</i>	Manter, 1940	<i>Epinephelus analogus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Lepidodichmocystis</i>	<i>irwini</i>	Yamaguti y Kamagai, 1969	<i>Menicirrhus nasus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Lepocreadium</i>	<i>bravoae</i>	Lamothé, 1965	<i>Verruculus polyleps</i>	PE Bahía Kino	SON

<i>Lintonium</i>	<i>vibex</i>	(Linton, 1900) Shunkard y Nigrelli, 1930	<i>Spherooides lobatus</i>	PE Bahía de los Muertos	BCS
<i>Manteria</i>	<i>brachydera</i>	(Mantel, 1940) Caballero, 1950	<i>Oligopites altus</i>	PE Topolobampo	SIN
<i>Manteria</i>	<i>brachydera</i>	(Mantel, 1940) Caballero, 1950	<i>Oligopites saurus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Metamicrocophyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Korathá, 1955	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Myodera</i>	<i>magna</i>	Sogaadares, 1959	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla San Marcos	BCS
<i>Opechona</i>	<i>pharyngodactyl</i> <i>a</i>	Mantel, 1940	<i>Balistes polytepis</i>	PE Isla Salispuedes	BCN
<i>Opecoelus</i>	<i>adaphaericus</i>	Mantel y van Cleave, 1951	<i>Scorpaena plumieri</i>	PE Bahía San Franciscoquito	BCN
<i>Opecoelus</i>	<i>mexicanus</i>	Mantel, 1940	<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	PE Isla Ángel de la Guardia	BCN
<i>Opecoelus</i>	<i>mexicanus</i>	Mantel, 1940	<i>Scorpaena mystes</i>	PE Guaymas	SON
<i>Opegaster</i>	<i>lujani</i>	Bravo y Mantel, 1957	<i>Lutjanus aratus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Ophistadena</i>	<i>cortesi</i>	Bravo, 1965	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Rasa	BCN
<i>Opisthadena</i>	<i>dimidia</i>	Linton, 1910	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Opisthadena</i>	<i>dimidia</i>	Linton, 1910	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla Monserrat	BCS
<i>Opisthadena</i>	<i>dimidia</i>	Linton, 1910	<i>Kyphosus elegans</i>	PE Isla San Marcos	BCS
<i>Petalodistomum</i>	<i>pacificum</i>	Caballero, 1945	<i>Galeorhinus zyopterus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Phylodistomum</i>	<i>carangis</i>	Mantel, 1947	<i>Citula dorsalis</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Phylodistomum</i>	<i>marinae</i>	Bravo y Mantel, 1957	<i>Mycteroperca pardalis</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pleorchis</i>	<i>americanus</i>	Luthe, 1906	<i>Cynoscion reticulatus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Podocotyle</i>	<i>boneti</i>	Caballero y Caballero, 1969	<i>Paralabrax maculatofasciatus</i>	PE Isla Cerralvo	BCS
<i>Podocotyle</i>	<i>musculometra</i>	Bravo y Mantel, 1957	<i>Hoplostegus guntheri</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Probolitrema</i>	<i>mexicana</i>	Markell, 1956	<i>Dasyatis brevis</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Probolitrema</i>	<i>mexicana</i>	Markell, 1956	<i>Mustelus lunatus</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS

<i>Probolitrema</i>	<i>mexicana</i>	Markell, 1956	<i>Urobatus maculatus</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Proctotrema</i>	<i>longicaecum</i>	Mantel, 1940 (Lasciotocus)	<i>Balistes verres</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Prosorhynchus</i>	<i>ozakii</i>	Mantel, 1934	<i>Epinephalus acanthistnus</i>	PE El Sargento	BCS
<i>Prosorhynchus</i>	<i>ozakii</i>	Mantel, 1934	<i>Epinephalus labriformis</i>	PE El Sargento	BCS
<i>Prosorhynchus</i>	<i>ozakii</i>	Mantel, 1934	<i>Mycteroperca rosacea</i>	PE El Sargento	BCS
<i>Prosorhynchus</i>	<i>pacificus</i>	Mantel, 1940	<i>Epinephelus analogus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	<i>Balistes polytepis</i>	PE Bahía San Francisco	BCN
<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	<i>Balistes polytepis</i>	PE Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	<i>Balistes polytepis</i>	PE Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	<i>Yerrunculus polytepis</i>	PE Bahía Kino	SON
<i>Pseudohurlytrema</i>	<i>longitestis</i>	(Bravo, 1956) Yamaguti, 1971	<i>Citula dorsalis</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudohurlytrema</i>	<i>longitestis</i>	(Bravo, 1956) Yamaguti, 1971	<i>Argyreosus brevoorti</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudolepidapedon</i>	<i>sindoense</i>	Bravo, 1956	<i>Balistes verres</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudolepidapedon</i>	<i>sindoense</i>	Bravo, 1956	<i>Sufflamen verres</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Pseudolepidapedon</i>	<i>sindoense</i>	Bravo, 1956	<i>Yerrunculus polytepis</i>	PE Bahía Kino	SON
<i>Scaphanocephalus</i>	<i>expansus</i>	(Creplin, 1842) Jägerkiöld, 1903	<i>Pandion haliaetus</i>	AV Puerto Peñasco	SON
<i>Schikobalotrema</i>	<i>robustum</i>	Pritchard y Mantel, 1961	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Ohura	SIN
<i>Stephanostomum</i>	<i>dentatum</i>	(Linton, 1900) Linton, 1940	<i>Balistes polytepis</i>	PE Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Stephanostomum</i>	<i>ditrematis</i>	(Yamaguti, 1939) Mantel, 1947	<i>Seriola dorsalis</i>	PE Isla Partida	BCS
<i>Stephanostomum</i>	<i>provitellusum</i>	Sogandares, 1959	<i>Balistes polytepis</i>	PE Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Syncoelium</i>	<i>regaleci</i>	Villareal y Dailey, 1993	<i>Regalecus glesne</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Synthesium</i>	<i>tursionis</i>	(Marchi, 1873) Stunkard y Alvey, 1930	<i>Phocoena sinus</i>	MA Golfo de Santa Clara	SON

<i>Xystretum</i>	<i>caballeroi</i>	Bravo, 1953	<i>Balistes capistratus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Xystretum</i>	<i>caballeroi</i>	Bravo, 1953	<i>Balistes polytepis</i>	PE Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Xystretum</i>	<i>caballeroi</i>	Bravo, 1953	<i>Balistes verres</i>	PE Mazatlán	SIN

CESTODOS

GENERO	ESPECIE	AUTORES	HOSPEDERO	TH LOCALIDAD	EDO
<i>Anthocephalum</i>	<i>daszynski</i>	Ruhmke, 1994	<i>Urolophus halleri</i>	PE Bahía La Choya	SON
<i>Calliobothrium</i>	<i>evani</i>	Caira, 1985	"Tiburón" no determinado	PE Puertecitos	BCN
<i>Calliobothrium</i>	<i>evani</i>	Caira, 1985	<i>Mustelus lunatus</i>	PE Bahía de los Angeles	BCN
<i>Calliobothrium</i>	<i>riseri</i>	Nasín, Caira y Euzet, 1997	<i>Mustelus henlei</i>	PE Puertecitos	BCN
<i>Calliobothrium</i>	<i>riseri</i>	Nasín, Caira y Euzet, 1997	<i>Mustelus henlei</i>	PE Santa Rosalia	BCS
<i>Calliobothrium</i>	<i>riseri</i>	Nasín, Caira y Euzet, 1997	<i>Mustelus henlei</i>	PE Santa Rosalia	BCS
<i>Floriceps</i>	<i>caballeroi</i>	Cruz, 1977	<i>Megaprion brevirostris</i>	PE Agiabampo	SON
<i>Pterobothrioides</i>	<i>carvajali</i>	Campbell y Beveridge, 1997	<i>Dasyatis longus</i>	PE Puertecitos	BCN
<i>Taenia</i>	<i>serialis</i>	Gervais, 1847	<i>Lepus californicus</i>	MA Puerto Peñasco	SON

ACANTOCÉFALOS

GENERO	ESPECIE	AUTORES	HOSPEDERO	TH LOCALIDAD	EDO
<i>Filisoma</i>	<i>bucarium</i>	van Cleave, 1940	<i>Mugil cephalus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Floridosentis</i>	<i>elongatus</i>	Ward, 1953	<i>Mugil cephalus</i>	PE Mazatlán	SIN
<i>Floridosentis</i>	<i>elongatus</i>	Ward, 1953	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Othura	SIN
<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	<i>Mugil cephalus</i>	PE Topolobampo	SIN
<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	<i>Mugil cephalus</i>	PE Bahía de Santa María	SIN
<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	<i>Mugil curema</i>	PE El Comitán	BCS
<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1. ²	<i>Mugil curema</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Hoplorhynchus</i>	<i>sonorensis</i>	Prado, 1993	<i>Hoplopogrus guntheri</i>	PE Guaymas	SON
<i>Neoechinorhynchus</i>	<i>roseum</i>	Salgado, 1978	<i>Achiurus mazatlanus</i>	PE Laguna de Carmanero	SIN
<i>Oligospitosentis</i>	<i>mexicanus</i>	Prado, 1993	<i>Hoplopogrus guntheri</i>	PE Guaymas	SON
<i>Plegiorhynchus</i>	<i>rectus</i>	(Linton, 1892) van Cleave, 1918	<i>Larus</i> sp.	AV Guaymas	SON
<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	<i>Cynoscion stulticranii</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	<i>Epinephelus analogus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	<i>Fistularia petimba</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	<i>Nematistius pectoralis</i>	PE Topolobampo	SIN
<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	<i>Pomadourys bayanus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS

<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordomier y Ward, 1967	<i>Pomadasys leuciscus</i>	PE Bahía de la Paz	BCS
<i>Pseudoleptorhynchoides</i>	<i>lamothei</i>	Salgado, 1976	<i>Centroponus robalito</i>	PE Laguna de Caimanero	SIN
<i>Pseudoleptorhynchoides</i>	<i>lamothei</i>	Salgado, 1976	<i>Galeichthys seemani</i>	PE Laguna de Caimanero	SIN

NEMATODOS

GENERO	ESPECIE	AUTORES	HOSPEDERO	TH	LOCALIDAD	EDO
<i>Contracecum</i>	<i>sp.</i>	Railliet y Henry, 1912	<i>Mugil cephalus</i>	PE	Bahía de Ohuira	SIN
<i>Contracecum</i>	<i>sp.</i>	Railliet y Henry, 1912	<i>Mugil cephalus</i>	PE	Bahía de Topolobaumpo	SIN
<i>Contracecum</i>	<i>sp.</i>	Railliet y Henry, 1912	<i>Mugil cephalus</i>	PE	Bahía de Santa María	SIN
<i>Cyrtosomum</i>	<i>penneri</i>	Gambino, 1957	<i>Callisaurus draconoides</i>	RE	Bahía San Francisquito	BCN
<i>Cyrtosomum</i>	<i>penneri</i>	Gambino, 1957	<i>Callisaurus draconoides</i>	RE	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Echinoccephalus</i>	<i>pseudouncinatus</i>	Millemann, 1951	<i>Heterodontus francisci</i>	PE	Bahía San Francisquito	BCN
<i>Echinoccephalus</i>	<i>pseudouncinatus</i>	Millemann, 1951	<i>Heterodontus francisci</i>	PE	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Porrocaecum</i>	<i>caballeroi</i>	Caballero, 1973	<i>Makaira mitsukurii</i>	PE	Mazatlán	SIN
<i>Tegorhynchus</i>	<i>pectinarius</i>	Van Cleave, 1940 (=Koronacantha)	<i>Microlepidotus inornatus</i>	PE	Santa Rosalia	BCS
<i>Thelandros</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Sceloporus orcutti</i>	RE	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Thelandros</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Sceloporus orcutti</i>	RE	Isla San Esteban	BCS
<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Cnemidophorus hyperythrus</i>	RE	Isla San Esteban	BCS
<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Coleonyx variegatus</i>	RE	Isla San Esteban	BCS
<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Crotaphytus wislizeni</i>	RE	Isla San Esteban	BCS
<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Sceloporus magister</i>	RE	Isla San Esteban	BCS
<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	<i>Uta stansburiana</i>	RE	Isla San Esteban	BCS

* Información obtenida de la Tabla "México" de la base de datos de la Colección Nacional de Helminfos, Instituto de Biología, U.N.A.M.

Anexo 2.- Vertebrados parasitados por helmintos en el Golfo de California*

PECES	HOSPEDERO	TP	GENERO	ESPECIE	AUTORES	LOCALIDAD	EDO
	Cabrilla	MO	<i>Polymicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Lamothe, 1967	Isla Rasa	BCN
	Manta raya	MO	<i>Dendromonocotyle</i>	<i>cortesi</i>	Bravo, 1969	Bahía de los Angeles	BCN
	Manta raya	MO	<i>Dendromonocotyle</i>	<i>cortesi</i>	Bravo, 1969	Isla Rasa	BCN
	Tiburón no determinado	CES	<i>Calliobothrium</i>	<i>evani</i>	Caira, 1985	Puertecitos	BCN
	<i>Achiurus mazatlanus</i>	AC	<i>Neoechinorhynchus</i>	<i>roseum</i>	Salgado, 1978	Laguna de Caimanero	SIN
	<i>Antimora microlepis</i>	MO	<i>Choricotyle</i>	<i>oregonensis</i>	McCaulley y Smoker, 1969	Cuenca de Guaymas	SON
	<i>Argyreosus brevoorti</i>	TRE	<i>Pseudohurytrema</i>	<i>longitestis</i>	(Bravo, 1956) Yamaguti, 1971	Mazatlán	SIN
	<i>Argyreosus brevoorti</i>	MO	<i>Pseudomatazoarces</i>	<i>monsivatae</i>	Caballero y Bravo, 1955	Mazatlán	SIN
	<i>Bogre marinus</i>	TRE	<i>Elongoparorchis</i>	<i>moniliovatus</i>	(Texeira de Freitas y Kohn, 1967) Jones y Khalil, 1984	Bahía de la Paz	BCS
	<i>Bogre panamensis</i>	TRE	<i>Elongoparorchis</i>	<i>moniliovatus</i>	(Texeira de Freitas y Kohn, 1967) Jones y Khalil, 1984	Bahía de la Paz	BCS
	<i>Beirditella icistia</i>	MO	<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavae</i>	Bravo y Caballero, 1970	Guaymas	SON
	<i>Bedistes capistratus</i>	TRE	<i>Hypocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	(Mantel, 1949) Yamaguti, 1954	Mazatlán	SIN
	<i>Bedistes capistratus</i>	TRE	<i>Xystretum</i>	<i>caballeroi</i>	Bravo, 1953	Mazatlán	SIN
	<i>Bedistes polylepis</i>	TRE	<i>Hypocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	(Mantel, 1940) Yamaguti, 1954	Isla Angel de la Guardia	BCN
	<i>Bedistes polylepis</i>	TRE	<i>Hypocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	(Mantel, 1940) Yamaguti, 1954	Isla Salsipuedes	BCN
	<i>Bedistes polylepis</i>	TRE	<i>Lasiotocus</i>	<i>longicaecum</i>	(Mantel, 1940) Yamaguti, 1954	Bahía de Santa Inés	BCS
	<i>Bedistes polylepis</i>	TRE	<i>Opechona</i>	<i>pharyngodactyl a</i>	Mantel, 1940	Isla Salsipuedes	BCN

<i>Balistes polytepis</i>	TRE	<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	Bahia de Santa Inés	BCS
<i>Balistes polytepis</i>	TRE	<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Balistes polytepis</i>	TRE	<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mantel, 1940	Bahia San Francisquito	BCN
<i>Balistes polytepis</i>	TRE	<i>Stephanostomum</i>	<i>dentatum</i>	(Linton, 1900) Linton, 1940	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Balistes polytepis</i>	TRE	<i>Stephanostomum</i>	<i>provillosum</i>	Sogandares, 1959	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Balistes polytepis</i>	TRE	<i>Xystretum</i>	<i>caballeroi</i>	Bravo, 1953	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Balistes verres</i>	TRE	<i>Diplangus</i>	<i>mexicanus</i>	Bravo y Mantel, 1957	Mazatlán	SIN
<i>Balistes verres</i>	TRE	<i>Guggenheimia</i>	<i>pacifica</i>	Bravo y Mantel, 1957	Mazatlán	SIN
<i>Balistes verres</i>	TRE	<i>Proctotrema</i>	<i>longicaecum</i>	Mantel, 1940 (<i>Lasciococcus</i>)	Mazatlán	SIN
<i>Balistes verres</i>	TRE	<i>Pseudolepidapedon</i>	<i>sinaloense</i>	Bravo, 1956	Mazatlán	SIN
<i>Balistes verres</i>	TRE	<i>Xystretum</i>	<i>caballeroi</i>	Bravo, 1953	Mazatlán	SIN
<i>Calamus brachysomus</i>	MO	<i>Magniexcipula</i>	<i>lamothei</i>	Bravo, 1980	Mazatlán	SIN
<i>Calamus brachysomus</i>	MO	<i>Magniexcipula</i>	<i>lamothei</i>	Bravo, 1980	Guaymas	SON
<i>Calamus brachysomus</i>	MO	<i>Magniexcipula</i>	<i>lamothei</i>	Bravo, 1980	Bahia de la Paz	BCS
<i>Calamus brachysomus</i>	MO	<i>Pseudochauhannea</i>	<i>mexicana</i>	Lamothe, 1966	Bahia de la Paz	BCS
<i>Caranx crysos</i>	MO	<i>Neomicrocotyle</i>	<i>pacifica</i>	(Meserve, 1938) Yamaguti, 1968	Bahia de la Paz	BCS
<i>Caranx crysos</i>	MO	<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	Bahia de la Paz	BCS
<i>Caranx hippos</i>	MO	<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	Bahia de Topolobampo	SIN
<i>Caranx hippos</i>	MO	<i>Protomicrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	Bahia de la Paz	BCS
<i>Caranx hippos</i>	MO	<i>Ptrotomyrocotyle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	Mazatlán	SIN
<i>Cathorops seemani</i>	TRE	<i>Elongoparorchis</i>	<i>moniliovatus</i>	(Teixeira de Freitas yKahn,1967)Jones y Khalil,1984	Bahia de la Paz	BCS
<i>Cantolatilus affinis</i>	MO	<i>Jaliscia</i>	<i>caballeroi</i>	(Bravo, 1960) Mamaev y Egorova, 1977	Mazatlán	SIN
<i>Cantolatilus affinis</i>	TRE	<i>Lecithochirium</i>	<i>magnaporum</i>	Mantel, 1940	Canal Cerralvo	BCS

<i>Caulotatus princeps</i>	MO	<i>Choricotyle</i>	<i>caulotati</i>	(Meserve, 1936) Sproston, 1946	Isla del Carmen	BCS
<i>Caulotatus princeps</i>	MO	<i>Jaliscia</i>	<i>caballeroi</i>	(Bravo, 1960) Mamaev y Egorova, 1977	Guaymas	SON
<i>Centropomus robalito</i>	AC	<i>Pseudoleptorhynchoides</i>	<i>lamothei</i>	Salgado, 1976	Laguna de Caimanero	SIN
<i>Centropomus</i> sp.	MO	<i>Hargicola</i>	<i>oligoplites</i>	(Hargis, 1957) Lebedev, 1970	Laguna de Caimanero	SIN
<i>Centropomus</i> sp.	MO	<i>Probursata</i>	<i>veraerucis</i>	Bravo, 1983	Laguna de Caimanero	SIN
<i>Chanos chanos</i>	MO	<i>Microcotyloides</i>	<i>impudicus</i>	Caballero, Bravo y Grocott, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Charcharias lamiella</i>	MO	<i>Loimos</i>	<i>wintern</i>	Caballero y Bravo, 1961	Guaymas	SON
<i>Chloroscombrus orqueta</i>	MO	<i>Amphipolycoyle</i>	<i>Chloroscombrus</i>	Hargis, 1957	Guaymas	SON
<i>Citula dorsalis</i>	TRE	<i>Bucephalus</i>	<i>introversus</i>	Manter, 1940	Mazatlán	SIN
<i>Citula dorsalis</i>	TRE	<i>Phyllodistomum</i>	<i>carangis</i>	Manter, 1947	Mazatlán	SIN
<i>Citula dorsalis</i>	TRE	<i>Pseudohurleytrema</i>	<i>longitestis</i>	(Bravo, 1956) Yamaguti, 1971	Mazatlán	SIN
<i>Citula dorsalis</i>	MO	<i>Pseudomazocraes</i>	<i>monivaisae</i>	Caballero y Bravo, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Coryphaena hippurus</i>	TRE	<i>Dinurus</i>	<i>longisimus</i>	Loss, 1907	Guaymas	SON
<i>Coryphaena hippurus</i>	MO	<i>Tetrochetus</i>	<i>coryphaenae</i>	Yamaguti, 1934	Guaymas	SON
<i>Coryphaenoides</i> sp.	MO	<i>Cyclocoptiloides</i>	<i>pinguis</i>	(Linton, 1940) Price, 1943	Cuenca de Guaymas	SON
<i>Cynoscion nobilis</i>	MO	<i>Anchoromicrocoyle</i>	<i>guaymensis</i>	Bravo, 1981	Guaymas	SON
<i>Cynoscion reticulatus</i>	TRE	<i>Pleorchis</i>	<i>americanus</i>	Lühe, 1906	Mazatlán	SIN
<i>Cynoscion stulticani</i>	AC	<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cardonnier y Ward, 1967	Bahía de la Paz	BCS
<i>Cynoscion xanthalus</i>	MO	<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1940	Guaymas	SON
<i>Dasyatis brevis</i>	TRE	<i>Probotirema</i>	<i>mexicana</i>	Markell, 1956	Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Dasyatis longus</i>	CES	<i>Pterobotrioides</i>	<i>carvajali</i>	Campbell y Beveridge, 1997	Puertecitos	BCN
<i>Diodon holacanthus</i>	TRE	<i>Bianium</i>	<i>plicatum</i>	(Linton, 1928) Stunkard, 1930(=Diploproctodaem)	Bahía de Santa Inés	BCS

<i>Epinephelus analogus</i>	TRE	<i>Prozorhynchus</i>	<i>pacificus</i>	Manter, 1940	Mazatlán	SIN
<i>Epinephelus acanthistius</i>	TRE	<i>Prozorhynchus</i>	<i>ozaki</i>	Manter, 1934	El Sargento	BCS
<i>Epinephelus acanthistius</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Canal Cerralvo	BCS
<i>Epinephelus acanthistius</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Bahía de la Paz	BCS
<i>Epinephelus analogus</i>	TRE	<i>Lepidapedon</i>	<i>hancocki</i>	Manter, 1940	Mazatlán	SIN
<i>Epinephelus analogus</i>	AC	<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	Bahía de la Paz	BCS
<i>Epinephelus analogus</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Bahía de la Paz	BCS
<i>Epinephelus analogus</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Canal Cerralvo	BCS
<i>Epinephelus analogus</i> (?)	MO	<i>Neobenedenia</i>	<i>longiprostata</i>	Bravo, 1971	Isla Rasa	BCN
<i>Epinephelus labriformis</i>	TRE	<i>Prozorhynchus</i>	<i>ozaki</i>	Manter, 1934	El Sargento	BCS
<i>Epinephelus labriformis</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Canal Cerralvo	BCS
<i>Epinephelus labriformis</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Bahía de la Paz	BCS
<i>Eutymnus lineatus</i>	TRE	<i>Lecithochirium</i>	<i>magnaporum</i>	Manter, 1940	Bahía de la Paz	BCS
<i>Fistularia petemba</i>	AC	<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	Bahía de la Paz	BCS
<i>Galeichthys coerulescens</i>	MO	<i>Pseudoleptorhynchoides</i>	<i>lamothei</i>	Salgado, 1976	Laguna de Caimanero	SIN
<i>Galeichthys seemani</i>	AC	<i>Pseudoleptorhynchoides</i>	<i>lamothei</i>	Salgado, 1976	Laguna de Caimanero	SIN
<i>Galeorhinus zyopterus</i>	TRE	<i>Petalodistomum</i>	<i>pacificum</i>	Caballero, 1945	Mazatlán	SIN
<i>Gymnothorax dovii</i>	TRE	<i>Dollfusurena</i>	<i>californiae</i>	Montgomery, 1957	Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Gymnothorax dovii</i>	TRE	<i>Lecithochirium</i>	<i>magnaporum</i>	Manter, 1940	Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Gymnothorax</i> sp.	TRE	<i>Lecithochirium</i>	<i>ostichthydis</i>	Yamaguti, 1970	Isla San Esteban	BCN
<i>Haemulon sexfasciatum</i>	MO	<i>Mexicana</i>	<i>littoralis</i>	Caballero y Bravo, 1961	Guaymas	SON
<i>Hemicaranx atrina</i>	MO	<i>Salinacotyle</i>	<i>mexicana</i>	(Caballero y Bravo, 1963) Lebedev, 1984	Mazatlán	SIN

<i>Heterodontus francisci</i>	NE	<i>Echinocephalus</i>	<i>pseudouncinatus</i>	Millemann, 1951	Bahia San Francisco	BCN
<i>Heterodontus francisci</i>	NE	<i>Echinocephalus</i>	<i>pseudouncinatus</i>	Millemann, 1951	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Hoplopnogrus guntheri</i>	AC	<i>Hoplorhynchus</i>	<i>sonorensis</i>	Prado, 1993	Guaymas	SON
<i>Hoplopnogrus guntheri</i>	AC	<i>Oligospinosentis</i>	<i>mexicanus</i>	Prado, 1993	Guaymas	SON
<i>Hoplopnogrus guntheri</i>	TRE	<i>Podocotyle</i>	<i>musculometra</i>	Bravo y Mauret, 1957	Bahia de la Paz	BCS
<i>Isopisthus altipinnis</i>	MO	<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1970	Puerto Peñasco	SON
<i>Isopisthus altipinnis</i>	MO	<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1970	Isla de Enfrente	SIN
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Cadenatella</i>	<i>dohenyi</i>	(Winter, 1956) Nahhas y Cable, 1964	Isla Cerralvo	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Cadenatella</i>	<i>dohenyi</i>	(Winter, 1956) Nahhas y Cable, 1964	Isla San Marcos	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Cadenatella</i>	<i>dohenyi</i>	(Winter, 1956) Nahhas y Cable, 1964	Isla Cerralvo	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Enenterum</i>	<i>aureum</i>	Linton, 1910	Isla Cerralvo	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Enenterum</i>	<i>aureum</i>	Linton, 1910	Isla San Marcos	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Enenterum</i>	<i>elongatum</i>	Yamaguti, 1970	Isla Monserrat	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Enenterum</i>	<i>elongatum</i>	Yamaguti, 1970	Isla Cerralvo	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Genotinea</i>	<i>laicauda</i>	Mauret, 1925	Bahia Kino	SON
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Jemcadenata</i>	<i>cortesi</i>	Cuevas, 1977	Isla Cerralvo	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Myodera</i>	<i>magna</i>	Sogandares, 1959	Isla San Marcos	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Ophistadena</i>	<i>cortesi</i>	Bravo, 1965	Isla Rasa	BCN
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Opisthadena</i>	<i>dimidia</i>	Linton, 1910	Isla San Marcos	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Opisthadena</i>	<i>dimidia</i>	Linton, 1910	Isla Monserrat	BCS
<i>Kyphosus elegans</i>	TRE	<i>Opisthadena</i>	<i>dimidia</i>	Linton, 1910	Isla Cerralvo	BCS
<i>Lutjanus arcuatus</i>	TRE	<i>Brachadena</i>	<i>pyriformis</i>	Linton, 1910	Bahia de la Paz	BCS

<i>Lutjanus aratus</i>	TRE	<i>Opegaster</i>	<i>lutjani</i>	Bravo y Maenter, 1957	Bahía de la Paz	BCS
<i>Lutjanus argentiventris</i>	MO	<i>Microcotyloides</i>	<i>incisa</i>	(Linton, 1910) Fujii, 1944	Bahía de la Paz	BCS
<i>Lutjanus argentiventris</i>	MO	<i>Pterinotrematoïdes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Lutjanus guttatus</i>	MO	<i>Siphodera</i>	<i>vincedwardesii</i>	(Linton, 1901) Linton, 1910	Bahía de la Paz	BCS
<i>Makaira mitsukurii</i>	NE	<i>Porrocaecum</i>	<i>caballeroi</i>	Caballero, 1973	Mazatlán	SIN
<i>Makaira mizukurii</i>	MO	<i>Capsala</i>	<i>pricei</i>	Hidalgo, 1958	Mazatlán	SIN
<i>Megaprión brevispinis</i>	CES	<i>Floriceps</i>	<i>caballeroi</i>	Cruz, 1977	Agiabampo	SON
<i>Menticirrhus nasus</i>	TRE	<i>Lepidodichymocystis</i>	<i>irvini</i>	Yamaguti y Kamagai, 1969	Mazatlán	SIN
<i>Microlepidotus inornatus</i>	MO	<i>Choricotyle</i>	<i>sonorensis</i>	Caballero y Bravo, 1962	Guaymas	SON
<i>Microlepidotus inornatus</i>	MO	<i>Gotocotyla</i>	<i>acanthophallus</i>	(MacCallum y MacCallum, 1913) Yamaguti, 1963	Guaymas	SON
<i>Microlepidotus inornatus</i>	MO	<i>Pseudoeuryarthris</i>	<i>travassosi</i>	Caballero y Bravo, 1962	Guaymas	SON
<i>Microlepidotus inornatus</i>	MO	<i>Pseudotetrancistrum</i>	<i>stryabini</i>	Caballero y Bravo, 1961	Bahía de San Carlos	SON
<i>Microlepidotus inornatus</i>	NE	<i>Tegorhynchus</i>	<i>pectinarius</i>	Van Cleave, 1940 (=Koronacantha)	Santa Rosalía	BCS
<i>Micropogon ectenes</i>	MO	<i>Macrovalvitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Micropogon ectenes</i>	MO	<i>Macrovalvitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Micropogon ectenes</i>	MO	<i>Pterinotrematoïdes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Micropogon megalops</i>	MO	<i>Macrovalvitrema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Guaymas	SON
<i>Micropogon megalops</i>	MO	<i>Pseudohargisia</i>	<i>cortesi</i>	Payne, 1987	San Felipe	BCN
<i>Micropogon megalops</i>	MO	<i>Pterinotrematoïdes</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	Guaymas	SON
<i>Mugil cephalus</i>	NE	<i>Contracecum</i>	<i>sp</i>	Railliet y Henry, 1912	Bahía de Ohuira	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	NE	<i>Contracecum</i>	<i>sp.</i>	Railliet y Henry, 1912	Bahía de Topolobampo	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	NE	<i>Contracecum</i>	<i>sp.</i>	Railliet y Henry, 1912	Bahía de Santa María	SIN

<i>Mugil cephalus</i>	AC	<i>Filisoma</i>	<i>bucerti</i> ⁷⁴	van Cleave, 1940	Mazatlán	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>elongatus</i>	Ward, 1953	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mugil cephalus</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>elongatus</i>	Ward, 1953	Mazatlán	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	Topolobampo	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	Bahía de Santa María	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	Bahía de Ohuira	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	TRE	<i>Haplospilancistrus</i>	<i>mugilis</i>	Nahás y Cable, 1964	Topolobampo	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	TRE	<i>Hysteroleucitha</i>	<i>elongata</i>	Manter, 1931	Bahía de Santa María	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	TRE	<i>Hysteroleucitha</i>	<i>elongata</i>	Manter, 1931	Bahía de Ohuira	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	MO	<i>Metamicrocotyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Koratha, 1955	Bahía de Ohuira	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	MO	<i>Metamicrocotyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Koratha, 1955	Bahía de Topolobampo	SIN
<i>Mugil cephalus</i>	MO	<i>Metamicrocotyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Koratha, 1955	Guaymas	SON
<i>Mugil cephalus</i>	TRE	<i>Metamicrocotyla</i>	<i>macracantha</i>	(Alexander, 1954) Koratha, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mugil cephalus</i>	MO	<i>Metamicrocotyla</i>	<i>mugilis</i>	Yamaguti, 1968	Puerto Peñasco	SON
<i>Mugil cephalus</i>	MO	<i>Microcotyle</i>	<i>macracantha</i>	Alexander, 1954	Bahía Concepción	BCS
<i>Mugil cephalus</i>	MO	<i>Neobenedenia</i>	<i>pacifica</i>	Bravo, 1971	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mugil cephalus</i>	TRE	<i>Schithobalotrema</i>	<i>robustum</i>	Pritchard y Manter, 1961	Bahía de Ohuira	SIN
<i>Mugil curema</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	El Comitán	BCS
<i>Mugil curema</i>	AC	<i>Floridosentis</i>	<i>mugilis</i>	(Machado, 1951) Bullock, 1962	Bahía de la Paz	BCS
<i>Muraenesox coniceps</i>	TRE	<i>Lectichirium</i>	<i>sinaloense</i>	Bravo, 1956(Nahás y Cable, 1964) Sin. L. microstom.	Mazatlán	SIN
<i>Mustelus henlei</i>	CES	<i>Calliobothrium</i>	<i>riseri</i>	Nasín, Caña y Buzet, 1997	Puertecitos	BCN
<i>Mustelus henlei</i>	CES	<i>Calliobothrium</i>	<i>riseri</i>	Nasín, Caña y Buzet, 1997	Santa Rosalia	BCS

<i>Mustelus henlei</i>	CES	<i>Calliobothrium</i>	<i>riseri</i>	Nasim, Cairá y Euzat, 1997	Santa Rosalia	BCS
<i>Mustelus lunatus</i>	CES	<i>Calliobothrium</i>	<i>evani</i>	Cairá, 1985	Bahía de los Angeles	BCN
<i>Mustelus lunatus</i>	TRE	<i>Probolitrema</i>	<i>mexicana</i>	Markell, 1956	Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Mycteroperca jordani</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mycteroperca pardalis</i>	MO	<i>Benedenia</i>	<i>adenea</i>	Meserve, 1938	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mycteroperca pardalis</i>	MO	<i>Benedenia</i>	<i>girellae</i>	Hargis, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mycteroperca pardalis</i>	TRE	<i>Hamacreadium</i>	<i>mutabile</i>	Linton, 1910 (M <i>paradis</i> ssn. M <i>rosacea</i>)	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mycteroperca pardalis</i>	TRE	<i>Phyllodistomum</i>	<i>marinae</i>	Bravo y Manter, 1957	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mycteroperca rosacea</i>	TRE	<i>Hamacreadium</i>	<i>mutabile</i>	Linton, 1910	El Sargento	BCS
<i>Mycteroperca rosacea</i>	TRE	<i>Prosorhynchus</i>	<i>ozaki</i>	Manter, 1934	El Sargento	BCS
<i>Mycteroperca rosacea</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Bahía de la Paz	BCS
<i>Mycteroperca rosacea</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	El Sargento	BCS
<i>Mycteroperca senaraha</i>	MO	<i>Pseudorhabdosynochus</i>	<i>amplidiscatum</i>	(Bravo, 1954) Kritsky y Beverly Burton, 1986	Bahía de la Paz	BCS
<i>Nematistius pectoralis</i>	AC	<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	Topolobampo	SIN
<i>Oligoplites altus</i>	MO	<i>Hargicola</i>	<i>oligoplites</i>	(Hargis, 1957) Lebedev, 1970	Topolobampo	SIN
<i>Oligoplites altus</i>	TRE	<i>Manteria</i>	<i>brachydera</i>	(Manter, 1940) Caballero, 1950	Topolobampo	SIN
<i>Oligoplites altus</i>	MO	<i>Probursata</i>	<i>veracruzis</i>	Bravo, 1983	Topolobampo	SIN
<i>Oligoplites saurus</i>	TRE	<i>Manteria</i>	<i>brachydera</i>	(Manter, 1940) Caballero, 1950	Bahía de la Paz	BCS
<i>Ophioxion scierus</i>	MO	<i>Macrovalitrema</i>	<i>sindoense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Ophioxion scierus</i>	MO	<i>Macrovalitrema</i>	<i>sindoense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Ophioxion scierus</i>	MO	<i>Pterinotrematoides</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Pardalibrax auroguttatus</i>	TRE	<i>Helicometra</i>	<i>fasciata</i>	(Rudolphi, 1819) Odhner, 1902	Isla Angel de la Guardia	BCN

<i>Paralabrax maculatofasciatus</i> TRE	<i>Dactylostomum</i>	<i>winterni</i>	Caballero y Caballero, 1971	Isla Cerralvo	BCS
<i>Paralabrax maculatofasciatus</i> TRE	<i>Hamacreadium</i>	<i>bolivari</i>	Caballero y Caballero, 1961	Isla Cerralvo	BCS
<i>Paralabrax maculatofasciatus</i> MO	<i>Mamaevicotylo</i>	<i>villalobosi</i>	Lamothe, 1984	Guaymas	SON
<i>Paralabrax maculatofasciatus</i> TRE	<i>Podocotylo</i>	<i>boneti</i>	Caballero y Caballero, 1969	Isla Cerralvo	BCS
<i>Paralabrax maculatofasciatus</i> TRE	<i>Opescoelus</i>	<i>mexicanus</i>	Manter, 1940	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Peprius similimus</i> MO	<i>Oaxacotylo</i>	<i>oaxavensis</i>	(Caballero y Bravo, 1963) Lebedev, 1984	Bahia de la Paz	BCS
<i>Polydactylus approximans</i> MO	<i>Microcotyloides</i>	<i>impudic</i> ?	Caballero, Bravo y Grocott, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Pomadasys bayanus</i> AC	<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	Bahia de la Paz	BCS
<i>Pomadasys leuciscus</i> AC	<i>Pomphorhynchus</i>	<i>rocci</i>	Cordonnier y Ward, 1967	Bahia de la Paz	BCS
<i>Pomadasys macracanthus</i> MO	<i>Encopylabe</i>	<i>pagrosomi</i>	MacCallum, 1917	Mazatlán	SIN
<i>Prionotus stephanophrys</i> MO	<i>Orbocotylo</i>	<i>elemenoblei</i>	Payne, 1987	Bahia de Santa Inés	BCS
<i>Regalecus glesne</i> TRE	<i>Syncoelium</i>	<i>regaleci</i>	Villareal y Dailey, 1993	Bahia de la Paz	BCS
<i>Rhinobatos glaucostigma</i> MO	<i>Anoplocotyloides</i>	<i>papillatus</i>	(Doran, 1953) Young, 1967	Mazatlán	SIN
<i>Rhinobatos glaucostigma</i> MO	<i>Spinuris</i>	<i>mexicana</i>	Bravo, 1969	Mazatlán	SIN
<i>Scarus ferrico</i> MO	<i>Benedenia</i>	<i>adenea</i>	Meserve, 1938	Bahia de la Paz	BCS
<i>Scomberomorus sierra</i> MO	<i>Mexicotylo</i>	<i>mexicana</i>	(Meserve, 1938) Lebedev, 1984	Guaymas	SON
<i>Scomberomorus sierra</i> MO	<i>Paradawesia</i>	<i>bychowskyi</i>	Bravo y Lamothe, 1976	Guaymas	SON
<i>Scorpaena mystes</i> TRE	<i>Opescoelus</i>	<i>mexicanus</i>	Manter, 1940	Guaymas	SON
<i>Scorpaena plumieri</i> TRE	<i>Opescoelus</i>	<i>adsphaericus</i>	Manter y van Cleave, 1951	Bahia San Francisquito	BCN
<i>Seriola dorsalis</i> TRE	<i>Stephanostomum</i>	<i>ditremitis</i>	(Yamaguti, 1939) Manter, 1947	Isla Partida	BCS
<i>Seriola dorsalis</i> MO	<i>Zeuxapta</i>	<i>seriolae</i>	(Meserve, 1938) Price, 1962	Bahia de la Paz	BCS
<i>Sphoeroides annulatus</i> MO	<i>Tagia</i>	<i>ecuadori</i>	(Meserve, 1938) Sproston, 1946	Bahia de la Paz	BCS

<i>Spherooides annulatus</i>	MO	<i>Tagia</i>	<i>ecuadori</i>	(Meserve, 1938) Sproston, 1946	Mazatlán	SIN
<i>Spherooides lobatus</i>	TRE	<i>Lintonium</i>	<i>vibex</i>	(Linton, 1900) Stunkard y Nigrelli, 1930	Bahía de los muertos	BCS
<i>Sphyma lewini</i>	MO	<i>Loimosina</i>	<i>parawilsoni</i>	Bravo, 1970	Mazatlán	SIN
<i>Sphyraena argentea</i>	MO	<i>Paramonaxine</i>	<i>yamagutti</i>	Bravo, 1978	Guaymas	SON
<i>Sphyraena ensis</i>	MO	<i>Paramonaxine</i>	<i>yamagutti</i>	Bravo, 1978	Isla Rasa	BCN
<i>Stallamen verres</i>	TRE	<i>Pseudolepidapedon</i>	<i>sinaboense</i>	Bravo, 1956	Mazatlán	SIN
<i>Synodus lucioceps</i>	MO	<i>Neoheterobothrium</i>	<i>mcdonaldi</i>	Payne, 1987	Bahía de la Paz	BCS
<i>Synodus lucioceps</i>	MO	<i>Neoheterobothrium</i>	<i>mcdonaldi</i>	Payne, 1987	Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Tetrapturus audax</i>	MO	<i>Capsaloides</i>	<i>hoffmannae</i>	Lamotte, 1996	Mazatlán	SIN
<i>Tetrapturus audax</i>	MO	<i>Capsaloides</i>	<i>sinuata</i>	(Goto, 1894) Price, 1938	Mazatlán	SIN
<i>Tetrapturus audax</i>	MO	<i>Tristomella</i>	<i>laevis</i>	(Verril, 1875) Guinat, 1938	Mazatlán	SIN
<i>Trachinotus paloma</i>	MO	<i>Protomicrocoryle</i>	<i>manteri</i>	Bravo, 1966	Bahía de la Paz	BCS
<i>Trachinotus rhodopus</i>	MO	<i>Bicotylophora</i>	<i>trachinoti</i>	(MacCallum, 1921) Price, 1963	Mazatlán	SIN
<i>Trachurops surametricus</i>	MO	<i>Pseudomacrocraes</i>	<i>monsruvatae</i>	Caballero y Bravo, 1955	Mazatlán	SIN
<i>Umbrina roncadior</i>	MO	<i>Macrovatirema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Guaymas	SON
<i>Umbrina roncadior</i>	MO	<i>Pterinotrematoides</i>	<i>mexicanum</i>	Caballero y Bravo, 1955	Guaymas	SON
<i>Umbrina sinaloae</i>	MO	<i>Choricoryle</i>	<i>pacifica</i>	Bravo, 1966	Bahía de la Paz	BCS
<i>Umbrina sinaloae</i>	MO	<i>Cynoscionicola</i>	<i>srivastavai</i>	Bravo y Caballero, 1970	Bahía de la Paz	BCS
<i>Umbrina xanti</i>	MO	<i>Cynoscionicola</i>	<i>scitanae</i>	Tantalean, 1974	Guaymas	SON
<i>Urobatis halleri</i>	MO	<i>Entobdella</i>	<i>guberletii</i>	Caballero y Bravo, 1962	Guaymas	SON
<i>Urobatis maculatus</i>	TRE	<i>Probolitrema</i>	<i>mexicana</i>	Markell, 1956	Bahía de Santa Inés	BCS
<i>Urolophus halleri</i>	CES	<i>Anthocephalum</i>	<i>duszynski</i>	Rubmke, 1994	Bahía La Choya	SON

<i>Verruculatus polylepis</i>	TRE	<i>Homalometron</i>	<i>caballeroi</i>	Lamothe, 1965	Bahía Kino	SON
<i>Verruculatus polylepis</i>	TRE	<i>Lepocreadium</i>	<i>bravoae</i>	Lamothe, 1965	Bahía Kino	SON
<i>Verruculatus polylepis</i>	MO	<i>Paracalceostoma</i>	<i>calceostomoides</i>	Caballero y Bravo, 1959	Bahía Kino	SON
<i>Verruculatus polylepis</i>	TRE	<i>Pseudocreadium</i>	<i>scaphosomum</i>	Mazter, 1940	Bahía Kino	SON
<i>Verruculatus polylepis</i>	TRE	<i>Pseudolepidapedon</i>	<i>sindoense</i>	Bravo, 1956	Bahía Kino	SON
<i>Vomer declivifrons</i>	MO	<i>Ahpua</i>	<i>piscicola</i>	Caballero y Bravo, 1973	Mazatlán	SIN
<i>Xenistius californiensis</i>	MO	<i>Macrovulvirema</i>	<i>sinaloense</i>	Caballero y Bravo, 1955	Bahía de la Paz	BCS
<i>Xenistius californiensis</i>	MO	<i>Polynemiteola</i>	<i>californica</i>	Bravo, 1985	Bahía de la Paz	BCS

ANFIBIOS

HOSPEDERO	TP	GENERO	ESPECIE	AUTORES	LOCALIDAD	EDO
<i>Scaphiopus couchii</i>	MO	<i>Pseudodiplorhynchus</i>	<i>americanus</i>	(Rodgers y Kuntz, 1940) Yamaguti, 1963	Bahía de la Pez	BCS

REPTILES

HOSPEDERO	TP	GENERO	ESPECIE	AUTORES	LOCALIDAD	EDO
<i>Callisaurus draconoides</i>	NE	<i>Cyrtosomum</i>	<i>penneri</i>	Gambino, 1957	Bahía San Francisco	BCN
<i>Callisaurus draconoides</i>	NE	<i>Cyrtosomum</i>	<i>penneri</i>	Gambino, 1957	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Cnemidophorus hyperythrus</i>	NE	<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla San Esteban	BCS
<i>Coleonyx variegatus</i>	NE	<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla San Esteban	BCS
<i>Crotaphytus wislizeni</i>	NE	<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla San Esteban	BCS
<i>Sceloporus magister</i>	NE	<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla San Esteban	BCS
<i>Sceloporus orcutti</i>	NE	<i>Thelandros</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla San Esteban	BCS
<i>Sceloporus orcutti</i>	NE	<i>Thelandros</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla Angel de la Guardia	BCN
<i>Uta stansburiana</i>	NE	<i>Thubunacea</i>	<i>iguanae</i>	Telford, 1965	Isla San Esteban	BCS

AVES

HOSPEDERO	TP	GENERO	ESPECIE	AUTORES	LOCALIDAD	EDO
<i>Larus occidentalis</i>	TRE	<i>Galactosomum</i>	<i>puffini</i>	Yamaguti, 1941	Isla Rasa	BCN
<i>Larus sp.</i>	AC	<i>Plegiorhynchus</i>	<i>rectus</i>	(Linton, 1892) van Cleave, 1918	Guaymas	SON
<i>Pandion haliaetus</i>	TRE	<i>Scaphanocephalus</i>	<i>expansus</i>	(Crepin, 1842) Jägerskiöld, 1903	Puerto Peñasco	SON

MAMIFEROS

HOSPEDERO	TP	GENERO	ESPECIE	AUTORES	LOCALIDAD	EDO
<i>Lepus californicus</i>	CES	<i>Taenia</i>	<i>serialis</i>	Gervais, 1847	Puerto Peñasco	SON
<i>Phocoena sinus</i>	TRE	<i>Synthesium</i>	<i>tursionis</i>	(Marchi, 1873) Stunkard y Alvey, 1930	Golfo de Santa Clara	SON

Anexo 3.- Islas del Golfo de California.

1. MONTAGUE
2. GORE
3. MIRAMAR
4. LOBOS
5. ENCHANTADA
6. SAN LUIS
7. WILLARD
8. MEJA
9. ANGEL DE LA GUARDA
10. SMITH
11. ESTANQUE
12. CALAVERA
13. MOJO
14. BORREGO
15. VENTANA
16. CABEZA DE CABALLO
17. GEMELO ESTE
18. GEMELO OESTE
19. PARTIDA
20. RAZA
21. SALSIPUEDES
22. LAS ANIMAS
23. SAN LORENZO
24. TORTUGA
25. SAN MARCOS
26. SANTA INES
27. SAN ILDEFONSO
28. CORDONADO
29. CARMEN
30. DANZANTE
31. MONTSERRAT
32. SANTA CATALINA
33. SANTA CRUZ
34. HABANA
35. SAN DIEGO
36. SAN JOSE
37. SAN FRANCISCO
38. PARTIDA
39. LOBOS
40. ESPIRITU SANTO
41. BALLENA
42. CERRALVO
43. PELICANO
44. SAN JORGE
45. PATOS
46. TURNERS
47. SAN ESTEBAN
48. TIBURON
49. PELICANO
50. SAN PEDRO MARTIR
51. SAN PEDRO NOLASCO
52. ALGODONES
- A. VENADO
- B. SAN LUIS
- C. LA DOBLE
53. SANTA CATALINA
54. SAN NICOLAS
55. CHAPETONA
56. DE ENMEDIO
57. CANDELERO
58. BLANCA
59. LOBOS
60. SAN VICENTE
61. PITAHAYA
62. PAJAROS
63. ALMAGRE GRANDE
64. ALMAGRE CHICO
65. LOBOS
66. HUVULAY
67. CIARI
68. ARBOLERA
69. LOBERA
70. DE LAS VIEJAS
71. DE LAS PIEDRAS
72. DE LA LECHUGUILLA
73. SAN IGNACIO
74. SANTA MARIA
75. VERDE
76. TUNOSA
77. MACAPULE
78. VIKORAMA
79. SALIACA
80. GARRAPATA
81. DEL NERO
82. ALTAMURA
83. TLALCHICHILTE
84. BAREITO
85. QUEVEDO
86. PAJAROS
87. VENADOS
88. LOBOS
89. HERMANO DEL NORTE
90. HERMANO DEL SUR
91. CARDONES

FE DE ERRATA

En la página 58 dice :

Punta sureste Isla Cerralvo, Baja California Sur ($24^{\circ} 32' N$, $110^{\circ}, 00' W$)

Debe decir :

Isla San José. B.C.S. ($25^{\circ} 00' N$, $110^{\circ} 30' W$)