



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO**

---

**INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA**

**ÁREA ACADÉMICA DE BIOLOGÍA**

**LICENCIATURA EN BIOLOGÍA**

**Estudio morfológico de una especie de  
*Acanthobothrium* van Beneden, 1849 (Cestoda:  
Tetraphyllidea: Onchobothriidae) de Campeche,  
México**

**TESIS**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE**

**LICENCIADO EN BIOLOGÍA**

**PRESENTA:**

**Amado Erick Rodríguez Ibarra**

**Director de tesis: William Scott Monks Sheets**



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO  
INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA  
ÁREA ACADÉMICA DE BIOLOGÍA  
COORDINACIÓN DE LA LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

M. EN C. JULIO CÉSAR LEINES MEDÉCIGO  
DIRECTOR DE CONTROL ESCOLAR, UAEH

P R E S E N T E

Por este conducto le comunico que el Jurado asignado al pasante de Licenciatura en Biología **Amado Erick Rodríguez Ibarra** quien presenta el trabajo recepcional de tesis titulado “**Estudio morfológico de una especie de *Acanthobothrium van Beneden, 1849* (Cestoda: Tetraphyllidea: Onchobothriidae) de Campeche, México**”, después de revisarlo en reunión de sinodales ha decidido autorizar la impresión del mismo, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación se anotan las firmas de conformidad de los integrantes del Jurado:

PRESIDENTE: **Dra. Katia Adriana González Rodríguez**

PRIMER VOCAL: **Dr. William Scott Monks Sheets**

SEGUNDO VOCAL: **Dra. Griselda Pulido Flores**

TERCER VOCAL: **Dr. Alberto Enrique Rojas Martínez**

SECRETARIO: **Dr. Juan Carlos Gaytán Oyarzún**

PRIMER SUPLENTE: **Biol. Jorge Alberto Valdiviezo Rodríguez**

SEGUNDO SUPLENTE: **Biol. Judith Berenice Alemán García**

Sin otro particular, reitero a usted la seguridad de mi atenta consideración.

**A T E N T A M E N T E**  
“AMOR, ORDEN Y PROGRESO”  
Mineral de la Reforma, Hidalgo a 14 de Mayo de 2008

**Dr. Juan Carlos Gaytán Oyarzún**  
Coordinador de la Licenciatura en Biología



*A mis padres;  
D. Daniel y en especial a mi madre Ma. Natividad,  
A mis hermanos  
Francisco, Luis, Yaneth, Doriscela, David, Daniel,  
A mis amigos.*

## Agradecimientos

Quiero extender mi más sincero agradecimiento:

Al Dr. Scoot Monks por la dirección y disposición en la realización de esta tesis, a la Dra. Griselda Pulido-Flores por brindarme su apoyo. Gracias por la formación académica, consejos y confianza.

A los miembros del jurado; Dra. Katia Adriana González Rodríguez (por su apoyo y confianza), Dr. Juan Carlos Gaytán Oyarzún, Dr. Alberto Enrique Rojas Martínez, Biol. Jorge Alberto Valdiviezo Rodríguez (por su confianza y apoyo incondicional), Biol. Judith Berenice Alemán García.

A UC-MEXUS por el financiamiento del proyecto “Comparison of genetic divergence among amphi-American *Echinocephalus* of Mexico and their stingray hosts: implications for conservation, systematic phylogenetics, and academic collaboration”, ya que los ejemplares estudiados en esta tesis fueron colectados como parte del proyecto.

Al M. en C. Juan Hernández Ávila por la disposición y enseñanzas para el uso del Microscopio Electrónico de Barrido.

A mis padres y hermanos a quienes les dedico éste trabajo.

A mis mejores amigos de la carrera (que de igual manera les dedico éste trabajo), y a todos los compañeros y amigos del laboratorio.

## Índice

Resumen .....	1
1. Introducción.....	2
1.1 Clasificación de la Clase Cestoda.....	4
1.2 Morfología general de los céstodos .....	5
2. Antecedentes.....	10
2.1 Generalidades .....	10
2.2 Historia de la clasificación del Orden Tetraphyllidea .....	10
2.3 Estudio de <i>Acanthobothrium</i> en mares americanos.....	12
2.4 Importancia de los céstodos en México.....	12
2.4.1 Estudios de céstodos de <i>Acanthobothrium</i> en México .....	14
3. Objetivos.....	19
3.1 Objetivo general .....	19
3.2 Objetivos específicos.....	19
4. Material y Método .....	19
4.1 Área de estudio .....	19
4.2 Colecta de ejemplares.....	20
4.3 Técnicas de fijación, tinción y montaje.....	21
4.4 Especies de céstodos revisados para su comparación .....	21
4.5 Técnicas de medición de ejemplares .....	21
4.6 Captura de imágenes.....	23
4.6.1 Técnica de Microscopía óptica.....	23
4.6.2 Técnica de Microscopía electrónica de barrido.....	23
5. Resultados.....	25
5.1 Descripción.....	25
5.2 Comparación, comentarios y discusión.....	33
6. Conclusiones.....	43
7. Glosario .....	44
8. Literatura .....	46
9. Apéndices .....	53
Apéndice 1-Técnicas de tinción de helmintos.....	53
Apéndice 2-Técnicas de preparación de reactivos .....	54
Apéndice 3-Ejemplares de <i>Acanthobothrium</i> sp. revisados para el estudio.....	56
Apéndice 4. Estudios realizados de <i>Acanthobothrium</i> en América.....	57

### Índice de Tablas

Tabla 1. Clasificación del Orden Tetraphyllidea (Carus, 1863).....	16
Tabla 2. Clasificación de la Familia Onchobothriidae (Baer, 1900).....	16
Tabla 3. Estudios realizados de <i>Acanthobothrium</i> como parásitos de elasmobranquios en México. ....	17
Tabla 4. Medidas de estróbilo y pedúnculo de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ...	36
Tabla 5. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de escólex de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ....	38
Tabla 6. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de los ganchos de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ....	38
Tabla 7. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de pads y ventosas de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ...	40
Tabla 8. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de botridios de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ....	40
Tabla 9. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de la bolsa del cirro de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ..	41
Tabla 10. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de los proglótidos de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ..	41
Tabla 11. Número de testículos de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ....	42
Tabla 12. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de ovarios de algunas especies de <i>Acanthobothrium</i> . ....	42

### Índice de figuras

Figura 1. Morfología general de los céstodos .....	9
Figura 2. Localización de la zona de estudio.....	20
Figura 3. Fórmula para las medidas de ganchos de <i>Acanthobothrium</i> sp. ....	22
Figura 4. Microscopio electrónico de barrido Jeol 6300-UAEH .....	24
Figura 5. Proglótidos de <i>Acanthobothrium</i> sp. ....	27
Figura 6. Escólex, botridios y locus de <i>Acanthobothrium</i> sp.....	28
Figura 7. Escólex vista superior y frontal de <i>Acanthobothrium</i> sp.....	28
Figura 8. Locus y microtricos de <i>Acanthobothrium</i> sp. ....	29
Figura 9. Pads, ganchos y ventosas de <i>Acanthobothrium</i> sp. ....	30
Figura 10. Pedúnculo cefálico de <i>Acanthobothrium</i> sp. ....	31
Figura 11. Comparación de proglótidos de <i>Acanthobothrium</i> sp.....	31
Figura 12. Estructuras de proglótidos de <i>Acanthobothrium</i> sp. . ....	32
Figura 13. Escólex de nueve especies de <i>Acanthobothrium</i> . ....	37
Figura 14. Ganchos botridiales de nueve especies del <i>Acanthobothrium</i> . ....	39

## Resumen

Se describe la morfología de un céstodo *Acanthobothrium* sp. colectado de *Aetobatus narinari* (raya pinta) del Sur del Golfo de México, en el Estado de Campeche, México, en los municipios de Ciudad del Carmen (Laguna de Términos) y Champotón. Este es el primer registro de este género en el territorio mexicano para el Golfo de México. La morfología de *Acanthobothrium* sp. fue comparada con 11 especies similares del mismo género.

Se examinaron cuatro rayas y los parásitos fueron extraídos de la válvula espiral, *Acanthobothrium* sp. muestra una longitud total de 7-45 cm, se compone de 731-2420 proglótidos, con ganchos botridiales de 222  $\mu\text{m}$  de largo total, con un mínimo y máximo de 190-247  $\mu\text{m}$ , y de 90-201 testículos por proglótido. *Acanthobothrium* sp. es parecida a *Acanthobothrium americanum*, *A. electricolum*, *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi* y *A. cannoni*. Difiere de las 11 especies por tener un número elevado de proglótidos, por no exhibir atrio genital y presentar botridios con una pared muscular gruesa. Adicionalmente, *Acanthobothrium* sp. posee ganchos más largos que algunas de las otras especies, de igual forma ganchos botridiales aproximadamente con la misma longitud entre ellos; así mismo, la bolsa del cirro es más larga que las once especies, la bolsa del cirro en *Acanthobothrium* sp. es de 426  $\mu\text{m}$  de largo por 112  $\mu\text{m}$  de ancho vs. 225-300 por 100-120 para *A. cannoni*, 213-328 por 136-176 para *A. gasseri*, 300-350 por 140-150 para *A. intermedium*, 338 por 250 para *A. tortum*, respectivamente. Para *Acanthobothrium* sp. lo más similar es *A. americanum* y *A. intermedium*.

Palabras clave: Cestoda, Tetrphyllidea, Onchobothiidae, *Acanthobothrium*, morfología, comparación, Golfo de México, Campeche, México.

## 1. Introducción

El género de *Acanthobothrium* (van Beneden, 1849) es considerado de los más diversos y comunes encontrados en la familia Onchobothriidae que parásita a los elasmobranquios, actualmente los hospederos reconocidos incluyen batoideos y tiburones para 19 familias, con 109 especies en rayas, 13 para tiburones y dos especies cuestionablemente reportadas para los teleósteos (Campbell y Beveridge, 2002). La mayoría de las especies que son actualmente consideradas validas son distribuidas entre latitudes de 40° Norte y Sur, los registros encontrados en la literatura indican más especies por hospederos y múltiples especies de hospederos habitando en aguas subtropicales y tropicales. La revisión de la literatura y la observación de los hospederos para los mares polares y subpolares muestran una marcada disminución o una total ausencia de parásitos del género *Acanthobothrium* (Campbell y Andrade, 1997; Keeney, 1999).

Campbell y Beveridge (2002) recopilaron 151 especies para este género, de igual manera se han estudiado un gran número de estados larvales de céstodos encontrados en numerosas especies de moluscos en el mundo, y descritos bajo la denominación de *Scolex pleuronectis* Mueller, 1788 (ver Euzet, 1959; Goldstein, 1967 y Williams, 1969), en su gran mayoría formas larvales de *Acanthobothrium* (Hamilton y Byram, 1974; Brooks y Brothers, 1974; Cake, 1976). Es por esto que es de vital importancia el estudio de los céstodos adultos y su descripción, con el objeto de proporcionar una base en el estudio de los ciclos evolutivos, especificidad parasitaria y patología que estos céstodos puedan producir en el hospedero, ya sea como adulto o como larva (Carvajal *et al.*, 1980).

Los estudios morfológicos de los céstodos han sido de vital importancia debido a que gracias a esto se puede reconocer especies, separarlas y agruparlas. La medición de estructuras también es indispensable para establecer intervalos de comparación entre especies o dentro de estas, además de que permite discriminar el grado de variación existente en cada una de ellas y así revelar sus relaciones filogenéticas (Crovello, 1970; Wiens, 2000).

Los estudios enfocados a *Aetobatus narinari* (Euphrasen, 1790) son diversos debido a que muestra una distribución cosmopolita, por ello que el género *Acanthobothrium* en *Aetobatus narinari* se ha documentado en varias partes del mundo, se reporta por primera vez en 1916 con el estudio realizado por Linton (1916) describiendo *Acanthobothrium tortum*



(Linton, 1916) Baer y Euzet, 1962. Después del trabajo de Linton (1916), se han descrito *A. aetobatis* (Shiple, 1900) Southwell, 1925; *A. columbianum* Brooks y Mayes 1980; *A. nicoyaense* Brooks y McQuorquodale, 1995; *A. monksi* Marques, Brooks y Barriga, 1997 y *A. arlenae* Campbell y Beveridge, 2002.

Los elasmobranquios ocupan una diversa gama de hábitats que van desde los océanos profundos hasta los ríos y lagos dulceacuícolas, algunos migran grandes distancias, mientras que otros poseen una distribución restringida. Cerca de la mitad de todas las especies descritas, se han encontrado en la plataforma continental por debajo de los 200 m de profundidad, un tercio habita en las aguas profundas, llegando cerca de los 2,000 m, y sólo el 5% de las especies son completamente oceánicas. Numerosas especies emplean las aguas costeras, especialmente bahías y estuarios, como zonas de alumbramiento, crianza y refugio, mientras que otras nacen en mar abierto (Castro, 1996).

Debido a los extensos litorales con que cuenta México, existe en sus aguas patrimoniales una significativa diversidad de elasmobranquios: cerca de 80 especies de tiburones y 87 especies de rayas y especies afines, lo que ubica a nuestro país como una región importante para la conservación y protección de la diversidad de este grupo de vertebrados. Debido a la diversidad en las zonas costeras de México, numerosas comunidades ribereñas se han dedicado a su aprovechamiento comercial; sin embargo, poco se conoce sobre la biodiversidad de helmintos que habitan en los elasmobranquios y los niveles de infección alcanzados por los mismos (Applegate *et al.*, 1979). A pesar de que en México no es la excepción de encontrar a este vertebrado marino, *Aetobatus narinari* no ha sido objeto de estudio referente al género *Acanthobothrium*. Hasta la fecha, en México los estudios realizados con *Acanthobothrium* se limitan solamente hacia la parte del Pacífico, como es la región del Golfo de California y Bahía de Chamela, Jalisco (Caira y Bruge, 2001; Monks *et al.*, 1996).

## 1.1 Clasificación de la Clase Cestoda

Los helmintos se agrupan dentro de varias filas, que no están relacionados filogenéticamente entre sí, son miembros los Platyhelminthes, Acanthocephala, Nematoda, Nematomorpha y Annelida. Todos son metazoarios y algunos son planos y otros tienen aspecto de “gusano” (vermiforme). Sólo el Filo Acanthocephala y el Nematomorpha no contienen miembros que sean de vida libre (Brusca y Brusca, 2003) y, por lo tanto, encontrar grupos taxonómicos que contienen especies con hábitos parásitos indica que esta estrategia de vida es un aspecto ecológico que evolucionó en varias taxas.

Los cestodos se incluyen en la clase Cestoda que a su vez se incluye en el Filo Platyhelminthes que son gusanos con cuerpo aplanado dorsoventralmente, presentan un órgano de fijación en la parte anterior que generalmente está compuesto con ventosas o ganchos. La clase Cestoda está integrada por dos subclases, Cestodaria y Eucestoda. De interés para este estudio es Eucestoda, que son gusanos polizóicos (excepto los órdenes Caryophyllidea y Spathobthridea), con uno o más sistemas reproductivos por proglótido, presentan un escólex, que en estado embrionario exhibe seis ganchos. Estos vermes son parásitos de peces, anfibios, reptiles, aves y mamíferos (Khalil *et al.*, 1994). La subclase Eucestoda comprende varios órdenes, de ellos, el orden Tetracystida contiene miembros que habitan en los intestinos de elasmobranchios (tiburones y rayas) y se caracterizan por presentar cuatro botridios (en dos pares) sobre el escólex, que pueden ser relativamente sencillos o complejos.

El ovario es bilobular, y cada lóbulo está constreñido horizontalmente, la vagina es dorsal a la bolsa uterina, y las glándulas vitelinas se presentan como dos cintas marginales laterales. El orden Tetracystida está compuesto por las Familias Phyllobothriidae (con botridios en forma de hojas) y Onchobothriidae (botridios con ventosas simples o compuestas, montados con ganchos).

La especie de *Acanthobothrium* van Beneden, 1849 sujeta a estudio, es miembro de la familia Onchobothriidae. Cabe mencionar que las especies de *Acanthobothrium* son fáciles de identificar por la forma del escólex, compuesto por cuatro botridios divididos en tres partes y cada botridio montado por un par de ganchos en forma de “Y” invertida.

## 1.2 Morfología general de los céstodos

Los céstodos constituyen una clase del Filo Platyhelminthes, o gusanos planos. El cuerpo del céstodo está formado básicamente por un escólex (Fig. 1), un pedúnculo y el estróbilo. Éste último es una estructura única entre los metazoarios y consiste en una serie de segmentos idénticos como una línea de “cajas”, con órganos reproductores de ambos sexos en cada uno. Cada “caja” es conocida como proglótido (Fig. 1). Los céstodos con múltiples proglótidos son descritos como polizóicos, y la mayoría de las especies son así, pero un miembro del orden Caryophyllidea, Subclase Cestodaria, tiene sólo un proglótido con órganos reproductivos y a estos les llaman monoizóicos.

En las especies polizóicas ocurre un proceso llamado estrobilización, que es el origen y la continua diferenciación de nuevos proglótidos cerca del fin del pedúnculo. Cada proglótido será desplazado hacia la parte posterior del gusano por la formación de proglótidos más jóvenes que se forman por división celular en el margen posterior del pedúnculo, entre más esté alejado de la parte anterior es más maduro. Durante el proceso se convierten en; sexualmente inmaduros (no tienen desarrollada ninguna estructura), sexualmente maduros (presentan estructuras reproductoras y pueden aparearse, produciendo huevos) y finalmente, en proglótidos grávidos (sólo contienen huevos en proceso de maduración). Durante el proceso de maduración, los inmaduros crecen sólo en longitud, después, el proglótido continúa completando el desarrollo de huevos, o recubriendo los embriones; estos proglótidos grávidos consecutivamente llegan a la parte posterior del gusano con huevos ya formados completamente, a estos proglótidos se les conoce como terminales y normalmente suelen ser mucho más largos que anchos. En un tiempo determinado éstos se desprenden y dependiendo de la especie, pueden ser por anapólisis (los huevos son liberados sin separarse el proglótido) o por hiperapólisis (el proglótido es separado junto con sus huevos) (Schmidt, 2000).

En la parte anterior del cuerpo de los céstodos se sitúa una estructura nombrada “cabeza”, denominada correctamente como escólex (Fig. 1). El escólex puede estar equipado con una variedad de órganos para sujetarse y mantenerse en el hospedero y puede proveer de ventosas, surcos, ganchos, espinas, glándulas o combinaciones de ellas (Linton, 1938). En los organismos del orden Tetracystida las ventosas del escólex son órganos que incluyen botrios y botridios. Los botridios usualmente se encuentran en grupos de cuatro masas totalmente musculares, muy marcadas, que sobresalen del escólex, gracias a su forma y estructura que les

confiere un excelente movimiento para ajustarse a la pared del hospedero. Cada bothridio se divide en tres regiones, un loculi (celdilla) anterior, uno medio y otro posterior, la superficie del tegumento de esta zona presenta una cubierta de diminutas estructuras proyectadas llamadas microtricos que sirven para incrementar la absorción del área del tegumento y que también, ayudan a que el gusano mantenga una posición firme en el intestino del hospedero (Schmidt, 2000).

El escólex contiene el principal ganglio neural, que corresponde al ganglio cerebral, éste mantiene numerosas terminales sensoriales sobre la superficie, probablemente detectando estímulos físico-químicos (Rees y Williams, 1965; Rees, 1966). Entre el escólex y el estróbilo existe una zona indiferenciada llamada pedúnculo el cual puede ser corto o muy largo. Esta región contiene células, aparentemente las responsables de dar origen a nuevos proglótidos. El pedúnculo puede contener ornamentaciones en forma de espinas de distintos tamaños con una función no conocida, pero la hipótesis más lógica es que le proporciona una mejor estabilidad en el hospedero (Schmidt, 2000).

Todos los céstodos carecen de tracto digestivo, por lo tanto, deben absorber todos los nutrientes y sustancias requeridas a través de su cubierta externa (tegumento). La cual es suave y flexible, el mecanismo de absorción incluye el transporte activo mediante difusión y es posible que en la superficie de los céstodos ocurra la pinocitosis, debido a la dificultad de la investigación con rayas y sus parásitos en su hábitat natural, no existe información sobre este proceso en miembros de este grupo; sin embargo, los procesos de absorción y nutrición probablemente son similares a los céstodos de los vertebrados (Eira *et al.*, 2005; Mead y Roberts, 1972; Podesta y Mettrick, 1974; Reid, 1942).

Los miembros de muchas familias de céstodos presentan canales osmoreguladores que corren a lo largo del estróbilo desde el escólex hasta el fin de la parte posterior, los canales están usualmente en dos pares, un ventrolateral y otro dorsoventral, pueden tener divisiones y juntarse en todo el estróbilo o ser independientes. Comúnmente el canal transversal se junta al canal ventral y al margen posterior de cada proglótido, los canales ventral y dorsal están unidos al escólex, frecuentemente con ramificaciones, los canales se unen dentro de un vaso excretor con un solo poro de salida. Cuando el proglótido terminal de una especie polizóica se desprende, los canales se vacían independientemente al final del estróbilo (Schmidt, 2000).

El parénquima está incrustado con células de flama, pequeños protonefrídios, quienes alimentan a los canales principales. Los cilios de las células proveen fuerza de movimiento a los fluidos en el sistema osmoregulatorio. En algunos casos los conductos excretores son líneas con micro vellosidades. La osmoregulación puede ser una función del tegumento y puede regular el volumen de su cuerpo diferenciando las concentraciones osmóticas, de igual forma pueden osmoregular el intervalo de salinidad que se encuentra en el intestino del hospedero (Schmidt, 2000).

El sistema muscular de los céstodos consiste en porciones de miofibrillas contráctiles y miocitinas no contráctiles; las porciones contráctiles contienen fibrillas de actina y miosina no estriadas y los tubos sarconeurales son transversales. Las miocitinas comprenden las células del parénquima y las porciones de las células musculares están arregladas en tramos muy discretos en regiones específicas de los gusanos, justamente en el interior del citoplasma distal forman cordones longitudinales y fibras circulares, que es el sistema muscular más activo, que se extiende por debajo de los músculos superficiales (Roberts y Janovy, 2005). Como se mencionó en relación a la nutrición, existe una gran dificultad para estudiar procesos metabólicos en parásitos de vertebrados marinos, pero se puede considerar que la acción de los músculos es semejante a la de los céstodos de vertebrados terrestres (Webb, 1987).

El sistema nervioso de los céstodos es relativamente complejo. Consiste básicamente en un ganglio cerebral situado en el escólex, de forma más o menos rectangular, del que parten cuatro nervios longitudinales, dos ventrolaterales y dos dorsolaterales, los cuales son más delgados que el otro par y los nervios longitudinales están unidos entre sí en cada proglótido.

En general, los céstodos son monoicóicos, con la excepción de algunos miembros del grupo que son dioicos. Usualmente, cada proglótido tiene un aparato reproductivo masculino y femenino. El sistema reproductivo masculino (Fig. 1) consiste en uno o más testículos, quienes tienen un fino vaso eferente, el cual está unido a un vaso deferente común que lleva el esperma al poro genital. Los vasos deferentes pueden ser simples conductos y tener la capacidad de almacenaje en un enrollamiento simple del canal o presentar una vesícula seminal esférica. El vaso deferente se localiza dentro de la bolsa del cirro, que es una vaina muscular, resguardando los órganos reproductivos masculinos. La bolsa del cirro contiene el conducto eyaculador enrollado o dilatado dentro de una vesícula seminal interna, cabe mencionar que el

órgano copulador masculino es un cirro muscular que puede o no llevar pequeñas espinas. Normalmente, el cirro está invaginado dentro de la bolsa del cirro, pero puede evaginarse hacia el poro del cirro durante la copulación para entrar a la vagina de otro proglótido. Comúnmente los poros reproductivos de ambos sexos se abren cercanos, a veces dentro de una cámara no profunda llamada atrio genital; en especies que presentan más separación entre los poros no es común encontrar esta cámara. El atrio genital puede ser simple o equipado con espinas, estiletes o glándulas. El poro del cirro puede abrir sobre el margen o sobre la superficie del proglótido. Tanto el cirro como la vagina presentan terminaciones nerviosas alrededor del poro genital y en esta parte las terminaciones son más abundantes que en otras zonas del tegumento y estróbilo (Schmidt, 2000).

El sistema reproductivo femenino (Fig. 1) consiste de un ovario y estructuras asociadas, las cuales varían en tamaño, forma y localización dependiendo del grupo taxonómico al igual que las estructuras masculinas, son importantes para la sistemática de los céstodos. Las células vitelinas contribuyen a la formación de la yema y la materia del cascarón del huevo; puede estar localizada en un sólo sitio lateral, o bien, como folículos en varias partes del proglótido. La fertilización ocurre en el oviducto proximal, una o más células pasan desde las glándulas vitelógenas a través de los conductos vitelinos que se unen con el cigoto, ambos pasan juntos sobre el área del oviducto conocido como ootipo. Esta zona está rodeada por glándulas unicelulares que forman la glándula de Mehlis que, asociadas con las glándulas vitelógenas, producen secreciones alrededor de la membrana del cigoto y, de igual manera, junto con las células embrionarias forman la cáscara del embrión (Roberts y Janovy, 2005).

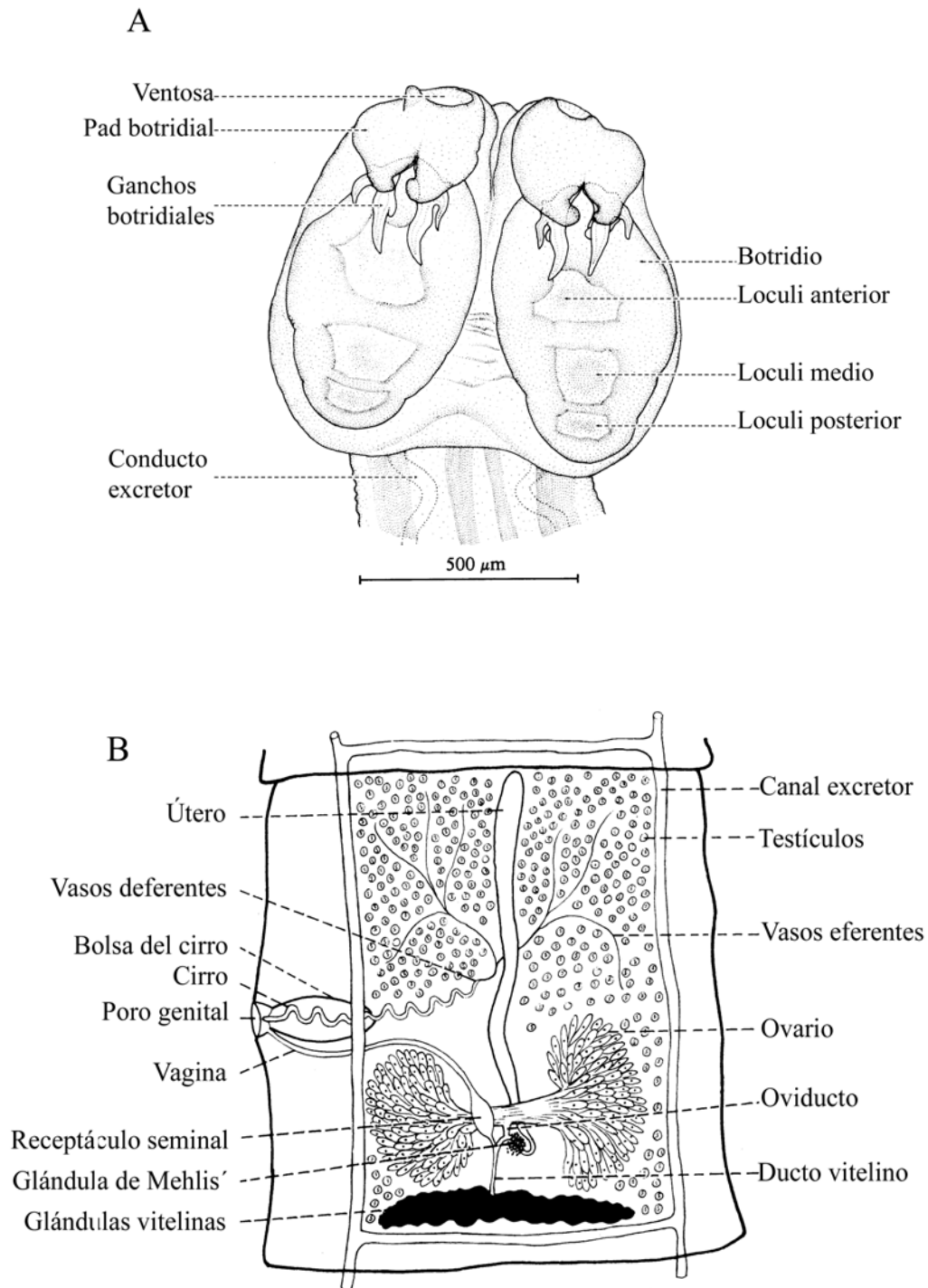


Figura 1. Morfología general de los céstodos; A, escólex, *Acanthobothrium cleofanus* Monks, Brooks y Pérez Ponce de León, 1996.; B, proglótido maduro.

## 2. Antecedentes

### 2.1 Generalidades

En la vida antigua del hombre, el conocimiento de los céstodos nunca ha sido un misterio. Se tiene reportado que Hipócrates, Aristóteles y Galeno tenían conocimiento de ellos y apreciaban su naturaleza. Arbs (tomado de Schmidt y Roberts, 2000) sugirió que los segmentos pasaban con la materia fecal; gracias a su trabajo, estos animales fueron separados del grupo del resto de los parásitos, agrupándolos con los gusanos planos y Andry (1718), fue el primero en ilustrar el escólex de un céstodo, parásito del hombre (Schmidt y Roberts, 2000). Por otra parte, Kuchenmeister, Leuckart, Mehlis, Siebold y otros científicos del siglo XIX determinaron la anatomía externa e interna de tres especies parásitas del hombre: *Taeniarhynchus saginatus* (Goeze, 1782) Weinland, 1858, *Taenia solium* y *Diphyllobothrium latum* (Linnaeus, 1758) Lühe, 1910 y otras especies comunes (Roberts y Janovy, 2005; Schmidt y Roberts, 2000).

### 2.2 Historia de la clasificación del orden Tetrphyllidea

En cuanto a la historia de la sistemática del orden Tetrphyllidea, se encuentran los trabajos de Southwell y MacFie (1925) y los textos de Wardle y McLeod (1952), en los cuales hacen un historial de este orden. Estos parásitos fueron reconocidos en 1849 por van Beneden (1849) quien los agrupó, con el nombre de Tetrphyllidea a las familias Phyllobothriidae y la “Trypanorhynchiidae”; éste último fue separado por Diesing (1863) en un orden distinto. La subdivisión de van Beneden ha sido encontrada en casi todos los trabajos subsecuentes de la sistemática de los tetrafilidos.

Euzet (1959) propuso una clasificación de los Tetrphyllidea como un bosquejo en 1953 (Schmidt y Roberts, 2000). Subsecuentemente, los estudios demostraron que los criterios utilizados no tenían significado, esta clasificación fue abandonada. En particular, lo relacionado en la superfamilia Prosobothrioidea y las familias: Prosobothriidae, Platybothriinae, Phoreiubothriidae, Reeslinae y Gastrolecithidae esta última era artificial. Después de 1960, algunos géneros nuevos han sido propuestos en varias familias del orden Tetrphyllidea, pero frecuentemente, algunos taxa han sido ubicados en otros órdenes o familias distintas, mientras tanto el orden Tetrphyllidea está integrado por nueve familias



(Tabla 1). Actualmente, lo más reciente es considerar dentro de la familia Onchobothriidae Braun, 1900, al género *Acanthobothrium*, la familia está compuesta por 19 géneros (Khalil *et al.*, 1994) (Tabla 2).

Como para muchos grupos de invertebrados, la taxonomía de los miembros de la familia Onchobothriidae todavía no está resuelta y *Acanthobothrium* no es una excepción. Baer (1948) propuso *Acrobothrium* Baer, 1948 (*nec* Olsson, 1872), pero subsecuentemente este género fue sinonimizado con *Acanthobothrium* por Yamaguti (1959) y Euzet (1959). Los dos géneros están separados sólo por caracteres como la morfología de los ganchos, que ahora están considerados como insuficientes a este nivel, porque son variables en *Acanthobothrium* (Euzet, 1959; Yamaguti, 1959). Más tarde, Williams (1969) determinó que el nombre *Acrobothrium* no podría ser usado porque Olsson (1972) lo utilizó para otro céstodo *Acrobothrium tipicum*, un parásito de vertebrados marinos, los teleósteos.

Diferentes científicos han realizado importantes aportaciones al conocimiento de este género y de su diversidad. Entre otros, Baer (1948) revisó y validó las especies del género hasta esa fecha y construyó una clave que fueron tomadas y reproducidas por Wardle y McLeod (1952), quienes reconocieron 15 especies y montaron una clave taxonómica para 12 de ellas. Yamaguti (1959) redefinió el género y agregó 35 especies. Schmidt (1986) realizó un listado, reportando 71 especies del género, pero más recientemente, Ghoshroy y Caira (2001) consideraron que para esta fecha, existe aproximadamente 34 especies válidas (especies únicas y bien descritas) para el Este del océano Pacífico, 22 especies válidas para el Oeste del océano Atlántico y más de 100 especies válidas a nivel global. Los actuales hospederos reconocidos incluyen batoideos y tiburones para 19 familias.

Con base en un estudio de especies de las rayas del Golfo de México, Goldstein (1964) y Goldstein (1967) redefinió el género, realizando un análisis de las especies descritas hasta esa fecha, validando 44 de ellas y presentando una clave taxonómica. A partir de esta fecha, el estudio de estos organismos ha tomado un interés muy particular. Hasta el momento el género de *Acanthobothrium* es considerado de los más diversos y comunes de los que parasita a los elasmobranquios (Campbell y Beveridge, 2002). Caira *et al.* (1999a) y Caira *et al.*, (1999b) presentaron una hipótesis sobre las relaciones filogenéticas entre los órdenes Tetracyllidea (que incluye a *Acanthobothrium*), Lecanicephalidea y Diphyllidea. Campbell y Beveridge (2002) estudiaron miembros del género *Acanthobothrium* en elasmobranquios

australianos y propusieron una hipótesis filogenética. Para ellos, ésta hipótesis es la única para miembros del género; sin embargo, sólo incluye 33 especies para los mares australianos, de las cuales 27 especies se registraron como parásitos nuevos, para 28 especies de elasmobranquios de 20 géneros y 13 familias (Campbell y Beveridge, 2002).

### **2.3 Estudios de *Acanthobothrium* en mares americanos**

A partir del estudio realizado por Yamaguti (1959), se han venido reportando descripciones o estudios para este género en todo el mundo, como son; Australia, África, China, Egipto, India, Inglaterra, Italia, Japón, Nueva Zelanda, sólo por mencionar algunos.

Campbell y Beveridge en 2002 realizaron un estudio denominado “El género *Acanthobothrium*, parásitos de elasmobranchios en Australia” presentaron una actualización de los miembros de este género en el mundo, recopilando 151 especies, reajustando la nomenclatura de los hospederos y las localidades geográficas, asumiendo que en: E. U. A. se registró con 23 especies descritas; en México 10 (sin considerar la posibilidad de 12 especies descritas en E. U. A., cerca de la frontera con México, que posiblemente se encuentren en la parte norte de nuestro país); Costa Rica 8; Ecuador 6; Colombia 5; Chile y Perú 4; Argentina, Venezuela y Brasil 2 (Apéndice 4).

### **2.4 Importancia de los céstodos en México**

Algunas especies de céstodos, como *Taenia solium* Linnaeus, 1758 sigue siendo una zoonosis frecuente en diversas regiones de México y en otros países en desarrollo. Estas zoonosis generan problemas económicos, sanitarios y de salud tales como: la ausencia de higiene en muchas comunidades, pérdidas considerables en la porcicultura rústica y sobre todo ha costos elevados implicados en el diagnóstico y tratamiento de pacientes humanos (Herrera-García *et al.*, 2007).

La importancia de los céstodos en México radica principalmente en los problemas de salud del hombre, ya que la salud depende directamente de los alimentos y de la higiene más que de ningunos otros factores. A diario necesitamos consumir alimentos para nuestro desarrollo; la calidad y cantidad de los alimentos que ingerimos influyen decisiva y permanentemente sobre nuestro estado orgánico. La salud humana está muy relacionada con la salud de los animales debido a que el hombre vive rodeado de animales que ha ido

domesticando, con los cuales, a veces tiene un estrecho contacto. Muchas enfermedades de los animales constituyen un peligro real o potencial para el hombre (San Martín, 1992) quien puede ser infectado por cerca de 40 especies de céstodos en su forma adulta y alrededor de 15 en su forma larvaria, principalmente como hospedero accidental. De ellos, existen dos grupos de especies más importantes para la salud del hombre, Taenidae y Diphylobothriidae (Cox, 2002).

La cisticercosis y la teniasis son ocasionadas por *Taenia solium*, que causan problemas de salud pública que prevalecen tanto en áreas urbanas como rurales. Básicamente, la cisticercosis se adquiere como consecuencia del consumo de huevos de *T. solium* y la teniasis es el resultado de la ingesta de la larvas (el cisticerco) de la especie. Se ha señalado que las condiciones en las que se realiza la ingesta de huevos se favorecen por la exposición a ciertos factores de riesgo como, la convivencia con un portador de un adulto de *T. solium*, el bajo nivel económico de los individuos o comunidades, la inadecuada higiene personal, la falta de letrina, la carencia de drenaje, la ausencia de agua potable, de pavimento, y la presencia de los cisticercos en la carne del cerdo (como resultado de la coprofagia de los cerdos).

La cisticercosis se distribuye en África, Asia y Latinoamérica; en particular, México y Brasil, que son los países que reportan las frecuencias más altas (Sarti, 1997). México es el país que registra el nivel más alto de cisticercosis en el mundo. Existen dos especies de *Taenia* que afectan a los humanos, *T. solium* y *T. saginata* Goeze, 1782, mismas que requieren dos hospederos intermediarios (cerdo y res, respectivamente) para completar su ciclo de vida (Cox, 2002). La contribución que tiene la cisticercosis humana en las tasas de morbilidad y mortalidad es resultado del desarrollo del cisticerco en el sistema nervioso central, lo que frecuentemente causa discapacidad física y en ocasiones la muerte (Sarti, 1997).

El estudio científico de los céstodos en humanos puede ser ubicado a finales del siglo XVII en las investigaciones de Edward Tyson sobre las observaciones de gusanos en humanos, perros y otros animales (Cox, 2002). En México, el estudio de los céstodos está principalmente enfocado a la medicina, debido a que son causantes de enfermedades que repercuten en el ámbito socio-económico de nuestro país, además según datos de nosocomios en México, la cisticercosis es una de las principales causas de afecciones neurológicas (Martínez-Maya *et al.*, 2003).

Otro aspecto importante de los céstodos en México, es la infestación de peces (en la práctica piscícola), ya que la explotación intensiva permite el manejo de altas densidades de organismos por unidad de superficie. Sin embargo, el manejo intensivo favorece que se rompa el equilibrio establecido entre patógenos y hospederos, trayendo como consecuencia la aparición de enfermedades infecciosas y parasitarias que ocasiona diversos problemas, que van desde un lento crecimiento del hospedero, a la reducción de la tasa de fertilidad sin presentar manifestaciones patológicas, hasta la aparición de severas epizootias, caracterizadas por mortalidades elevadas, un ejemplo de lo anterior son las helmintiasis, que provocan mermas de gran consideración y que son causas de abatimiento en la producción acuícola nacional y mundial (Flores-Crespo y Flores-Crespo, 2003).

Existen publicaciones recientes que reportan estudios de céstodos de peces de agua dulce y de ambientes marinos, de aves, anfibios, mamíferos y reptiles, entre otros, a lo largo y ancho de la República Mexicana, que contribuyen al conocimiento de la biodiversidad faunística, y permiten establecer patrones de distribución de helmintos y hospederos. Dicha información es necesaria para desarrollar métodos de manejo, explotación, y conservación de los recursos naturales y otro tipos de estudios sobre ecología histórica y biogeografía (Gutiérrez-Cabrera *et al.*, 2005).

#### **2.4.1 Estudios de céstodos de *Acanthobothrium* en México**

Los registros que existen en la literatura, particularmente sobre el género *Acanthobothrium*, señalan la presencia de 10 especies descritas para la República Mexicana (Tabla 3), todas del Océano Pacífico. Considerando especies de América del Norte, que posiblemente se encuentren en aguas nacionales, podrían ser 16 especies, 12 para la zona del Océano Pacífico (10 de ellos pertenecen a la zona del Golfo de California, una a la Bahía de Jalisco y otra a la Bahía de Newport, California, EUA) mientras que el resto (4) son del Océano Atlántico (Golfo de México EUA y Bahía de Chesapeake, EUA).

En México, los primeros estudios de *Acanthobothrium* los realizó Goldstein (1964) sobre los parásitos de rayas del Golfo de México, sin que actualmente se hayan colectado dentro de los límites del territorio mexicano. Sin embargo, considerando que las rayas son organismos de vida libre, y que podrían desplazarse libremente dentro de las aguas marinas del Golfo, se consideraron algunas especies del género *Acanthobothrium* que posiblemente también se encuentren en nuestro país por la cercanía de los puntos de muestreo.

Goldstein (1964) reportó a *Acanthobothrium fogeli* y *A. floridensis* como nuevas especies, reconoce a *A. paulum* Linton, 1890 y *A. woodsholei* Baer, 1948 que se consideraban dudosos para este género y *A. brevissime* Linton, 1908 que redescubrió cada una de las especies. De igual manera, Goldstein *et al.* (1969) reportaron *A. lintoni* para la raya *Narcine brasiliensis* (Olfers, 1831) en el Golfo de México. Appy y Dailey (1973) describieron dos nuevas especies del Este del Pacífico: *A. bajaensis* y *A. goldsteini*. Campbell (1969) reportó *A. americanum* y *A. paulum* de la Bahía de Chesapeake, Virginia. Los estudios que se han documentado literalmente para México son pocos. Monks *et al.* (1996) describieron *A. cleofanus* en *Dasyatis longus* (Garman, 1880) de Bahía de Chamela, Jalisco, México. Ghoshroy y Caira (2001) describieron *A. bullardi*, *A. dasi*, *A. rajivi* y *A. soberoni* de *Dasyatis brevis* (Garman, 1880) del Golfo de California; Caira y Zahner (2001) describieron *A. puertecitense* de *Heterodontus francisci* (Girard, 1855) y *A. santarosaliense* de *H. mexicanus* Taylor y Castro-Aguirre, 1972. Finalmente, Caira y Bruge (2001) describieron *A. maryanskii*, *A. royi* y *A. dollyae* en *Diplobatis ommata* (Jordan y Gilbert, 1890), también del Golfo de California (Tabla 3).

Tabla 1. Clasificación del Orden Tetrphyllidea (Carus, 1863) (tomado de Khalil *et al.*, 1994).

<b>Orden</b> Tetrphyllidea Carus, 1863	
<b>Familia</b> Cathetocephalidae	Dailey y Overstreet, 1973
Chimaerocestidae	Williams y Bray, 1984
Dioecotaeniidae	Schmidt, 1969
Discuticipitidae	Joyeux y Baer, 1936
Litobothriidae	Dailey, 1969
Onchobothriidae	Baer, 1900
Phyllobothriidae	Baer, 1900
Prosobothriidae	Baer y Euzet, 1955
Triloculariidae	Yamaguti, 1959

Tabla 2. Clasificación de la Familia Onchobothriidae (Baer, 1900) (tomado de Khalil *et al.*, 1994).

<b>Familia</b> Onchobothriidae, Baer 1900	
<b>Géneros</b> <i>Acanthobothrioides</i>	Brooks, 1977
<i>Acanthobothrium</i>	van Beneden, 1849
<i>Balanobothrium</i>	Hornell, 1911
<i>Calliobothrium</i>	van Beneden, 1850
<i>Circulobothrium</i>	Shinde y Chincholikav, 1975
<i>Cylindrophorus</i>	Diesing, 1863
<i>Dicranobothrium</i>	Euzet, 1953
<i>Megalonchos</i>	Baer y Euzet, 1962
<i>Onchobothrium</i>	De Blainville, 1828
<i>Pachybothrium</i>	Baer y Euzet, 1962
<i>Pedibothrium</i>	Linton, 1909
<i>Phoreiobothrium</i>	Linton, 1889
<i>Phyllobothroidos</i>	Southwell, 1911
<i>Pinguicollum</i>	Riser, 1955
<i>Platybothrium</i>	Linton, 1890
<i>Potamotrygonocestus</i>	Brooks y Thorson, 1976
<i>Spiniloculus</i>	Southwell, 1925
<i>Uncibilocularis</i>	Southwell, 1925
<i>Yorkeria</i>	Southwell, 1927

Tabla 3. Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásito de elasmobranquios en México.

Especie	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>Acanthobothrium bajaensis</i> Appy y Dailoy, 1973	<i>Heterodontus francisci</i> (Girard, 1855)	Bahía de San Quintín, Golfo de California, Baja California, México, Océano Pacífico.	Appy y Dailoy (1973)
<i>Acanthobothrium brevissime</i> Linton 1908	<i>Dasyatis say</i> (Lesueur, 1817), <i>D. sabina</i> (Lesueur, 1824), <i>D. amaricana</i> (Hildebrand y Schroeder, 1928), <i>Raja eglanteria</i> (Bosc, 1800), <i>Psammobatis caudispina</i> (Hildebrand, 1946).	Golfo de México, Tortugas Florida; Bahía Chesapeake, E.U.A.; Perú, Océano Atlántico.	Linton (1908), Goldstein (1964), Campbell (1969), Tantalean (1991)
<i>Acanthobothrium bullardi</i> Ghoshruy y Caira, 2001	<i>Dasyatis brevis</i> (Garman, 1880)	Golfo de California, Bahía de Los Ángeles, Puertecitos, Santa Rosalia, México, Océano Pacífico	Ghoshruy y Caira (2001)
<i>Acanthobothrium cleofamus</i> Monks, Brooks y Pérez Ponce de León, 1996	<i>Dasyatis lungus</i> (Garman, 1880)	Bahía de Chamela, Jalisco, Océano Pacífico	Monks, Brooks y Pérez Ponce de León (1996)
<i>Acanthobothrium dasi</i> Ghoshruy y Caira, 2001	<i>Dasyatis lungus</i> (Garman, 1880)	Golfo de California, Puertecitos, México, Océano Pacífico.	Ghoshruy y Caira (2002)
<i>Acanthobothrium dollyae</i> Caira y Burge, 2001	<i>Diplobatis ommata</i> (Jordan y Gilbert, 1890)	Golfo de California, Bahía de Los Ángeles, Isla San Esteban, Punta Arena, México, Océano Pacífico	Caira y Burge (2001)
* <i>Acanthobothrium floridensis</i> Goldstein, 1964	<i>Raja eglanteria</i> (Bosc, 1800)	Golfo de México, Bahía de Chesapeake, E.U.A, Océano Atlántico	Goldstein (1964), Campbell (1969)

Tabla 3. (Continuación) Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásito de elasmobranquios en México.

Especie	Hospedero	Localidad	Referencia
* <i>Acanthobothrium fogeli</i> Goldstein, 1964	<i>Gymnura micrura</i> (Bloch y Schneider, 1801)	Golfo de México, E.U.A., Océano Atlántico.	Goldstein, (1964)
* <i>Acanthobothrium goldsteini</i> Appy y Dailoy, 1973	<i>Platyrrhinoidis triseriata</i> (Eschmeyer y Herald, 1983)	Bahía Newport, California, E.U.A., Océano Pacífico.	Appy y Dailoy (1973)
* <i>Acanthobothrium lintoni</i> Goldstein, Henson, y Schlicht, 1968	<i>Narcine brasiliensis</i> (Olfers, 1831)	Golfo de México, E.U.A., Océano Atlántico.	Goldstein, Henson y Schlicht, (1968)
<i>Acanthobothrium maryanskii</i> Caira y Burge, 2001	<i>Diplobatis ommata</i> (Jordan y Burge, 1890)	Golfo de California, Loreto, Punta Arena, México, Océano Pacífico.	Caira y Burge (2001)
<i>Acanthobothrium puertecitense</i> Caira y Zahner, 2001	<i>Heterodontus francisci</i> (Girard, 1855)	Golfo de California, México, Océano Pacífico.	Caira y Zahner (2001)
<i>Acanthobothrium rajivi</i> Ghoshruy y Caira, 2001	<i>Dasyatis lungus</i> (Garman, 1880)	Golfo de California, Puertecitos, México, Océano Pacífico.	Ghoshruy y Caira (2001)
<i>Acanthobothrium royi</i> Caira y Burge, 2001	<i>Diplobatis ommata</i> (Jordan y Gilbert, 1890)	Golfo de California, Punta Arena, Loreto, México, Océano Pacífico.	Caira y Burge (2001)
<i>Acanthobothrium santarosaliense</i> Caira y Zahner, 2001	<i>Heterodontus mexicanus</i> (Taylor y Castro, 1972)	Golfo de California, México, Océano Pacífico.	Caira y Zahner, (2001)
<i>Acanthobothrium soberoni</i> Ghoshruy y Caira, 2001	<i>Dasyatis lungus</i> (Garman, 1880)	Golfo de California, Puertecitos, Bahía de Los Ángeles, México, Océano Pacífico.	Ghoshruy y Caira (2001)

\*Ejemplares que probablemente se encuentren en territorio nacional debido al desplazamiento del hospedero y la cercanía de las regiones muestreadas.



### 3. Objetivos

#### 3.1 Objetivo general

1. Relacionar la morfología de *Acanthobothrium* sp., parásito de *Aetobatus narinari* (Euphrasen, 1790) de Campeche, México, con algunas de las especies conocidas del género *Acanthobothrium*.

#### 3.2 Objetivos específicos

1. Describir la morfología de *Acanthobothrium* sp.
2. Comparar la morfología de *Acanthobothrium* sp. con 11 especies conocidas del género que son lo más similares.

### 4. Material y método

#### 4.1 Área de estudio

Los ejemplares examinados como parte de este estudio provienen de algunas rayas del sur del Golfo de México, en el Estado de Campeche, México. Éstos ejemplares de *Acanthobothrium* sp., fueron colectados de los hospederos de *Aetobatus narinari* en el año 1999 en la Laguna de Términos, municipio Ciudad del Carmen Campeche, México (91°33' de longitud Oeste y 18°58' de latitud Norte, Pulido-Flores, 2001; Pulido-Flores y Monks, 2005). La Laguna de Términos tiene una superficie aproximada de 705,016 hectáreas distribuidas en los municipios de Palizada, Ciudad del Carmen y Champotón, Campeche, y forma parte de la desembocadura fluvial Grijalva-Usumacinta, la más importante del país por ser la de mayor volumen de descarga de aguas dulces y terrígenos hacia el mar (Yañez *et al.*, 1977). El resto de los ejemplares provienen del municipio de Champotón, Campeche, de *Aetobatus narinari*, colectados en el año 2005 (20°22' Latitud Norte y 89°24' Longitud Oeste), un área subtropical con uno de los ríos más importantes de la Cuenca Hidrográfica del Sur del Golfo de México (Fig. 2).

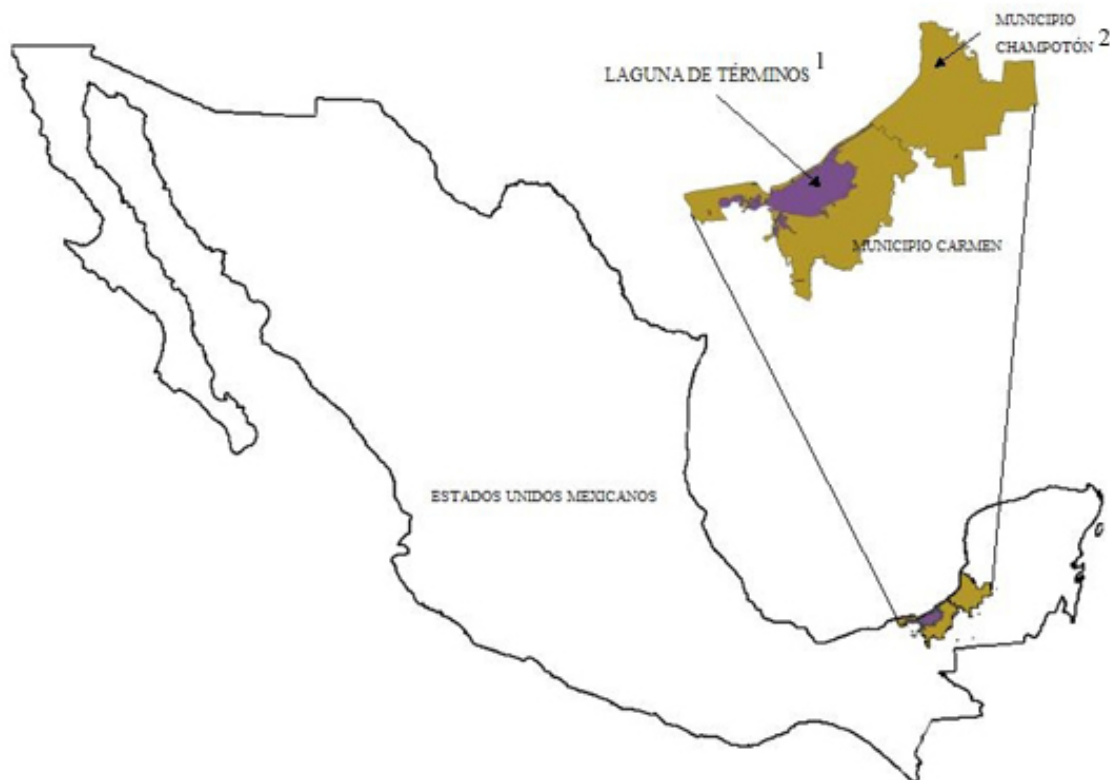


Figura 2. Localización de la zona de estudio, indicando la zona de Campeche y los municipios muestreados; 1) 91°33' de longitud Oeste y 18°58' de latitud Norte; 2) 89°24' Longitud Oeste y 20°22' Latitud Norte.

#### 4.2 Colecta de ejemplares

La colecta de los hospederos se realizó a través de la captura comercial de la región. El arte de pesca más común es por palangre. Dos rayas se colectaron en el municipio de Champotón, mientras que el resto se colectaron en la Laguna de Términos (Pulido-Flores y Monks, 2005). La revisión de hospederos se llevó a cabo durante la estancia en el campo; se realizó una incisión en la línea media extrayendo las vísceras, separando la válvula espiral para su disección, esto se realizó con la ayuda de un microscopio estereoscópico. Tanto la válvula espiral como las vísceras se colocaron en solución salina (6 gr. NaCl: 1 L. H<sub>2</sub>O) con la finalidad de conservar los tejidos y mantener con vida a los parásitos. La válvula espiral, el intestino grueso y estómago se cortaron longitudinalmente para revisar el hábitat de los parásitos. El resto de las vísceras fueron desgarradas cuidadosamente con agujas de disección finas para la búsqueda de ejemplares. De tal manera que los ejemplares examinados provienen de la válvula espiral.

### **4.3 Técnicas de fijación, tinción y montaje**

Después de la extracción de los parásitos de su hábitat, fueron colocados en solución salina, en ese mismo instante se sacrificaron con agua, aproximadamente a una temperatura de 80° Celsius, se prosiguió a fijarlos en una solución a base de alcohol, formol y ácido acético (AFA) por un lapso de 24 a 48 horas y se almacenaron en alcohol al 70% (Apéndice 2). Los ejemplares colectados fueron teñidos y montados en el laboratorio, siguiendo los métodos de Pritchard y Kruse (1982) con los colorantes de Mayer`s camalum y Hematoxilina de Delafield, consecutivamente fueron aclarados y montados en bálsamo de Canadá para hacer visibles las estructuras y medirlas posteriormente utilizando microscopio óptico (Apéndice 1).

### **4.4 Especies de céstodos revisados para su comparación**

Se revisó la literatura de algunos céstodos con características (tamaño, forma del escólex, ganchos, etc.) similares a *Acanthobothrium* sp. y la información de ellos fue obtenida de diferentes publicaciones. Las especies revisadas son: *A. americanum* Campbell, 1969; *A. electricolum* Brooks y Mayes, 1978; *A. indicum* Subhpradha, 1955; *A. intermedium* Perrenoud, 1931; *A. microcephalum* Alexander, 1953; *A. tortum* (Linton, 1916), *sensu* Baer y Euzet 1962; *A. wedli* Robinson, 1959; *A. cribbi* Campbell, 2002; *A. gasseri* Campbell, 2002; *A. blairi* Campbell, 2002 y *A. cannoni* Campbell, 2002; en algunos de las descripciones no se encontraron las medidas de ciertas estructuras que se utilizaron para la comparación, lo cual fue necesario obtenerlas de acuerdo al esquema y la barra de escala incluida en las descripciones, esta información se encuentran en las tablas incluidas en el escrito.

La muestra de los ejemplares procedentes de rayas de la Bahía de Campeche consistió en 25 ejemplares que se encuentran depositados en la Colección de Helminthos (CIB-UAEH), Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Centro de Investigaciones Biológicas (Apéndice 3).

### **4.5 Técnicas de medición de ejemplares**

Las medidas morfométricas de los ejemplares se realizaron con un ocular micrométrico montado en un microscopio óptico, utilizando diferentes aumentos (4X, 10X y 40X) con base en el detalle y tamaño de cada estructura. Se consideraron las medidas de distintos caracteres

de los ejemplares tomando en cuenta el escólex, pedúnculo y estróbilo, contemplando de ellos, los proglótidos inmaduros, maduros, grávidos y terminales.

Los proglótidos inmaduros se distinguen por ser rectangulares, más anchos que largos, sin estructuras definidas a excepción de la bolsa del cirro y vagina, que son ligeramente evidentes. Los proglótidos maduros son un poco más largos en relación al ancho, las estructuras ya se presentan totalmente desarrolladas y diferenciadas. Los proglótidos grávidos son más largos que anchos, ya existe la presencia de huevos en el útero, mientras que los proglótidos terminales son más largos que anchos y el útero se encuentra repleto de huevos.

Para cada individuo se realizaron 69 medidas de 30 estructuras, incluyendo sus variantes; en cuanto a las medidas de las estructuras de los proglótidos se midieron tres veces en proglótidos diferentes por cada estadio de madurez de ellos. Los valores mínimos y máximos de las medidas se muestran dentro de los resultados en milímetros y se incluye a su lado, dentro de un paréntesis, el promedio  $\pm 1$  desviación estándar y el tamaño de muestra (n).

La toma de medidas de los ganchos se basó en la fórmula descrita por Dollfus (1926) y Euzet (1956), realizándose la medida en cada uno de los ocho pares de ganchos (Fig. 3). Posteriormente se realizaron dos cuadros comparativos para evaluar de manera cualitativa las diferencias ente los ejemplares de cada especie.

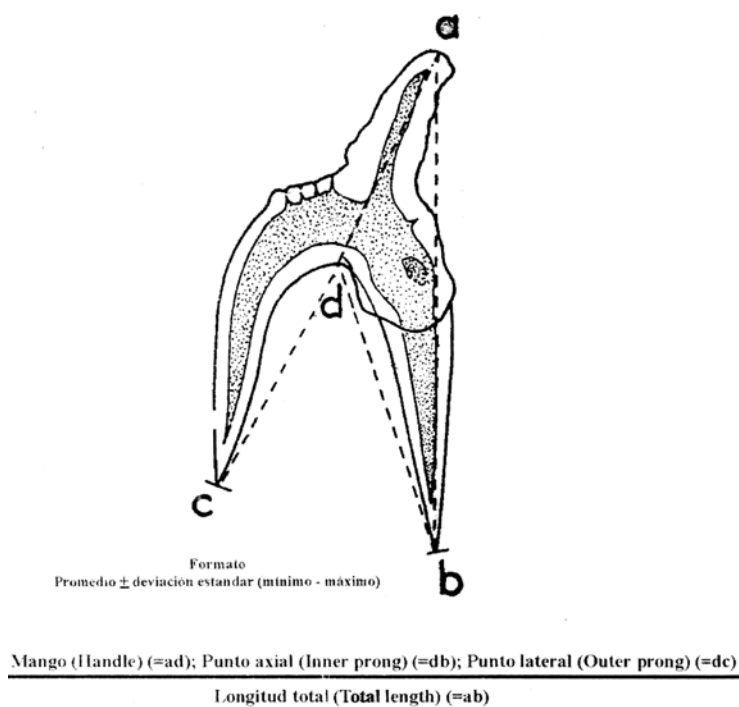


Figura 3. Fórmula para las medidas de ganchos de *Acanthobothrium* sp. (Tomado de Dollfus, 1926 y Euzet, 1956).

## **4.6 Captura de imágenes**

### **4.6.1 Técnica de microscopía óptica**

Para el análisis de la morfología fue necesaria la captura de imágenes y la elaboración de esquemas de las estructuras. Los esquemas fueron realizados con la ayuda de un tubo de dibujo integrado a un microscopio óptico con diferentes magnificaciones. Las fotografías se tomaron con la ayuda de una cámara digital integrada al microscopio óptico con iluminación Nomarski o iluminación diferencial.

### **4.6.2 Técnica de microscopía electrónica de barrido**

El microscopio electrónico de barrido (SEM) es un instrumento que permite la observación y caracterización superficial de materiales inorgánicos y orgánicos, entregando información morfológica del material analizado. A partir de él se producen distintos tipos de señales que se generan desde la muestra y se utilizan para examinar muchas de sus características. Con él se pueden realizar estudios de los aspectos morfológicos de zonas microscópicas de los distintos materiales con los que trabajan los investigadores de la comunidad científica y empresas privadas, además del procesamiento y análisis de las imágenes obtenidas.

Las principales utilidades del SEM son la alta resolución ( $\sim 100 \text{ \AA}$ ), la gran profundidad de campo que le da apariencia tridimensional a las imágenes y la sencilla preparación de las muestras.

El microscopio electrónico de barrido puede estar equipado con diversos detectores, entre los que se pueden mencionar: un detector de electrones secundarios para obtener imágenes de alta resolución SEI (Secondary Electron Image), un detector de electrones retrodispersados que permite la obtención de imágenes de composición y topografía de la superficie BEI (Backscattered Electron Image), y un detector de energía dispersiva EDS (Energy Dispersive Spectrometer) que permite coleccionar los Rayos X generados por la muestra y realizar diversos análisis e imágenes de distribución de elementos en superficies pulidas.

Las aplicaciones del microscopio electrónico de barrido son muy variadas, y van desde la industria petroquímica o la metalurgia hasta la medicina forense. Sus análisis proporcionan datos como textura, tamaño y forma de la muestra, en biología, medicina y áreas

de biomedicina son utilizadas con frecuencia par realizar análisis morfológicos (Lazo *et al.*, 2004).

Para esta se realizaron observaciones en el SEM a cuatro ejemplares que corresponden a *Acanthobothrium* sp. colectados en el Estado de Campeche, México, para obtener estas imágenes los especímenes fueron depositados sobre una cinta adhesiva de grafito, que posteriormente fueron recubiertos con una capa delgada de oro para mejorar la conductividad y tener mejores imágenes. Se utilizó un microscopio electrónico de barrido marca JEOL modelo 6300 con un alcance de 300,000 magnificaciones, tamaño del área de incidencia del haz de electrones (spot size) de  $10^{-2}$  a  $10^{-5}$  amp., resolución de 25 Kv (Fig. 4).



Figura 4. Microscopio electrónico de barrido; Marca Jeol, Modelo 6300; (UAEH)

## 5. Resultados

### 5.1 Descripción

#### *Acanthobothrium* sp.

Descripción (basada en 25 especímenes): estróbilo craspedota, anapolítico (Fig. 5), 7-45 (21±15; n = 15) cm. de largo; compuesto de 731-2420 (1339±528 n = 15) proglótidos. Escólex 0.649-1.051 mm (893±123 n = 17) de ancho, compuesto de cuatro bothridios triloculados sesiles, cada botridio con una ventosa apical compuesto por un pad (cojinete), y con un par de ganchos bifurcados (Fig. 6 y 7).

Bothridios con una pared muscular gruesa: 515-783 µm (639±87 n = 34) de largo por 206-330 µm (274±31 n = 34) de ancho. La pared locular se encuentra dividida por tres loculus, el anterior es relativamente más ancho y largo que el medio y posterior; loculi medio y posterior no muy largos. El loculi anterior 231-371 (301±41 n = 34) de largo, el loculi medio 72-165 (116±23 n = 33) de largo y el loculi posterior 59-124 (96±15 n = 34) de largo. En los tres loculus existe microtricos muy pequeños y cortos (Fig. 8). Ventosa apical 67-144 (118±16 n = 34) en diámetro; pads muscular, 258-361 (301±30, n = 33) de ancho. Los pads apicales musculosos, extendidos sobre los mangos de los ganchos, con un margen bifurcado no muy profundo sobre el par de ganchos de cada botridio (Fig. 9). En el extremo anterior de donde emergen los ganchos, el mango es recto, no muy pronunciado, e inmediatamente se bifurca en dos ramas casi perfectas, paralelas y arqueadas en forma de dos “garras”. Los ganchos internos y externos presentan relativamente la misma longitud entre ellos, se llegan a encontrar casi en el mismo punto refiriéndose a su longitud, considerando una distancia entre las dos “garras” (Fig. 9).

La fórmula para los ganchos externos es (n =25):

$$\frac{141\pm 16 (77-167) \quad 92\pm 11 (77-116) \quad 97\pm 20 (77-185)}{222\pm 13 (190-247)}$$

La fórmula para los ganchos internos es (n = 26):

$$\frac{141\pm 16 (82-167) \quad 91\pm 13 (72-134) \quad 91\pm 9 (80-113)}{220\pm 12 (200-247)}$$

Pedúnculo cefálico (Fig. 10) sin presencia de espinas 5.341-13.674 mm ( $10053 \pm 2241$ ,  $n = 17$ ) de largo. Proglótidos inmaduros mucho más anchos que largos; proglótidos terminales 361-1935  $\mu\text{m}$  ( $1010 \pm 483$ ,  $n = 42$ ) de largo por 402-1729 ( $895 \pm 406$ ,  $n = 423$ ) de ancho (Fig. 11). Testículos esféricos y algunos ligeramente ovoides, 90-201 ( $132 \pm 27$ ,  $n = 57$ ) en número; 20-68 ( $36 \pm 10$ ,  $n = 57$ ) testículos preporal (anterior al poro genital), 17-46 ( $27 \pm 7$ ,  $n = 57$ ) postporal (posterior del poro genital) y 40-99 ( $68 \pm 14$ ,  $n = 57$ ) aporal (el lado opuesto del poro genital). El tamaño que presentan los testículos y el número de ellos son muy reducidos o deficientes en proglótidos terminales.

La bolsa del cirro ligeramente posterior a la mitad del proglótido, el cirro presenta espinas reversibles localizadas en la parte posterior y anterior del cirro, más gruesas y pronunciadas en la parte posterior y más delgadas y finas en la parte anterior, las cuales se extienden cuando el cirro se expande fuera de la bolsa del cirro (Fig. 12). En los proglótidos inmaduros, maduros y grávidos la bolsa del cirro se encuentra justo a la mitad del proglótido, muy alineado, y curvado posteriormente en las proglótidos terminales. La bolsa del cirro es 299-536  $\mu\text{m}$  ( $406 \pm 67$ ,  $n = 60$ ) de largo y 62-381 ( $182 \pm 71$ ,  $n = 60$ ) de ancho. El cirro, cuando está extendido, es de 556  $\mu\text{m}$  de largo y se hincha un poco en la base. Vasos deferentes enrollados, extendidos anteriormente a partir de la bolsa del cirro cerca de la parte anterior al extremo del proglótido, los proglótidos terminales aparecen llenos de esperma; no presenta atrio genital. Poro genital localizado 40%-59% ( $49 \pm 0.04$ ,  $n = 66$ ) del total del largo del proglótido para el extremo anterior, es irregularmente alternado, vagina anterior a la bolsa del cirro. Vagina con pared glandular, presenta esfínter con espesor muscular en una posición distal de la vagina (Fig. 12). En los proglótidos terminales la vagina está un poco plegada. Ovario cerca de la parte posterior del fin del proglótido en forma de "X" en un corte histológico, con lóbulos foliculares, cambiando en forma en vista frontal con proglótidos maduros, casi en forma de "I" en proglótidos inmaduros, en forma de "H" en proglótidos maduros y en forma de A invertida o "V" en proglótidos terminales. Ovarios 422-1987 ( $1253 \pm 452$ ,  $n = 60$ ) de ancho, con un largo desigual, lado aporal 103-1058 ( $353 \pm 210$ ,  $n = 60$ ) de largo, extendido del margen anterior de la bolsa del cirro; lado poral 124-1032 ( $350 \pm 214$ ,  $n = 60$ ) de largo extendido de la altura del margen posterior de la bolsa del cirro. Glándula de Mehlis inmediatamente posterior al ovario, receptáculo seminal a la altura de la parte delgada anterior al istmo (Fig. 12). Folículos vitelinos elongados en forma oval, 52-671



( $223 \pm 156$ ,  $n = 60$ ) ancho,  $165\ 1522$  ( $556 \pm 350$ ,  $n = 60$ ) de largo, que se extiende a todo lo largo de cada banda del proglótido, el saco del útero prolongado, angosto y adherido en proglótidos terminales, expandido lateralmente y distinguiblemente lleno sobre el espacio preovárico separado del proglótido, huevos ligeramente observables (Fig. 12).

Localidad: Laguna de Términos, Ciudad del Carmen y Champotón, Campeche, México.

Hospedero: *Aetobatus narinari* Euphasen, 1790.

Hábitat: Válvula espiral.

Material depositado en la Colección de Helmintos de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo (Centro de Investigaciones Biológicas), Hidalgo, México (Apéndice 4).

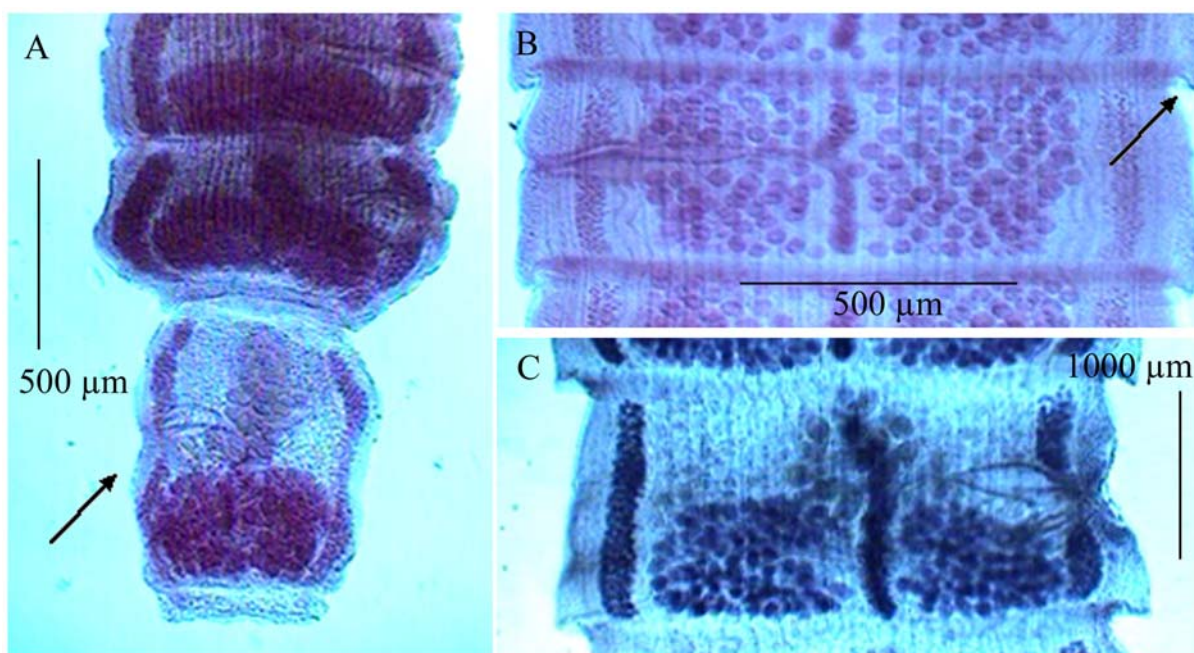


Figura 5. Proglótidos de *Acanthobothrium* sp. A, Proglótido terminal, próximo a desprenderse (tipo anapólisis). B, Proglótido maduro, se observa claramente el tipo de estróbilo craspedota. C, Proglótido grávido. A y B- CAM-05-042-04-03-B, CHE-P-00058. C- CAM-05-063-01-09-E, CHE-P-00058.

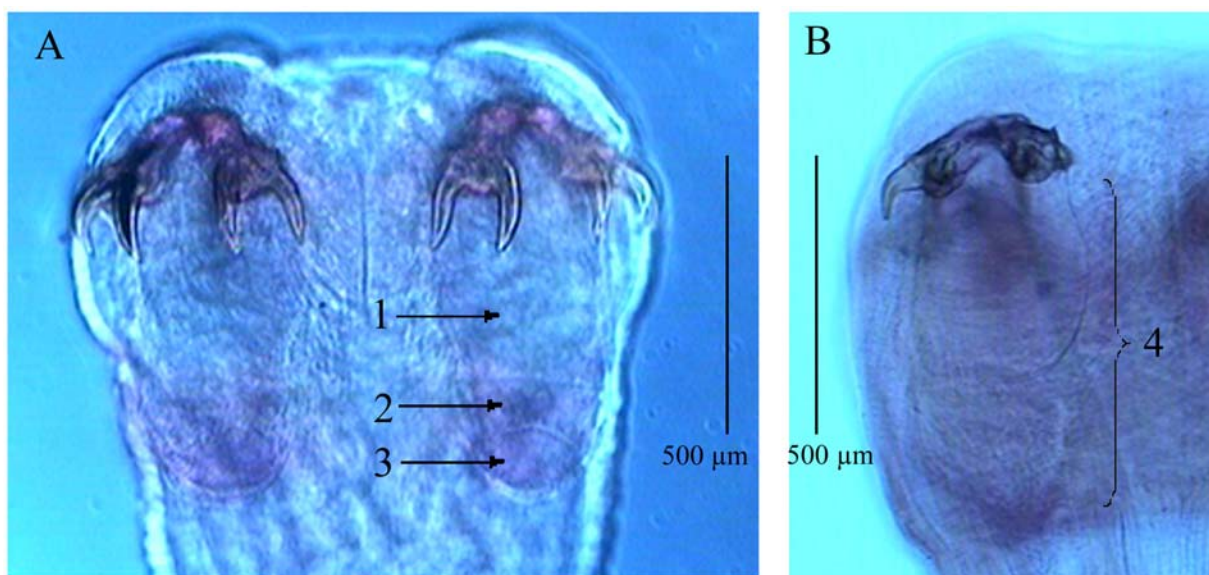


Figura 6. Escólex, botridios y locus de *Acanthobothrium* sp. A, Escólex: 1) Loculi (celdilla) anterior, 2) Loculi medio, 3) Loculi posterior. B, Escólex, 4) botridios y locus. A- CAM-05-042-04-11-A, CHE-P-00058 y B- CAM-05-042-04-06-A, CHE-P-00058.

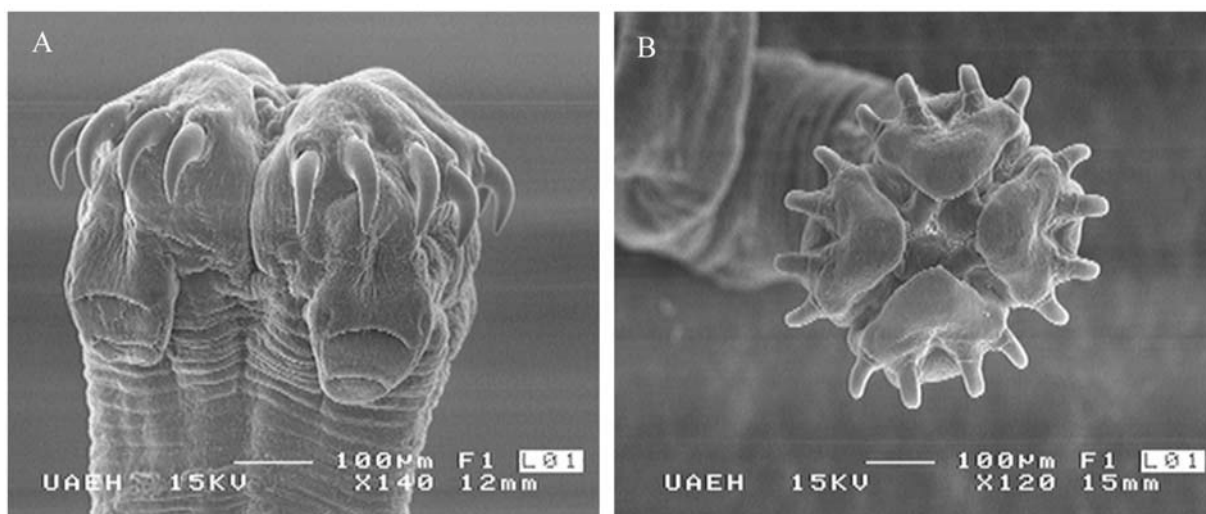


Figura 7. Escólex vista superior y frontal de *Acanthobothrium* sp. A, Escólex (vista frontal) en la cual se observa: loculi anterior, loculi medio y loculi posterior. B, Escólex en vista superior.

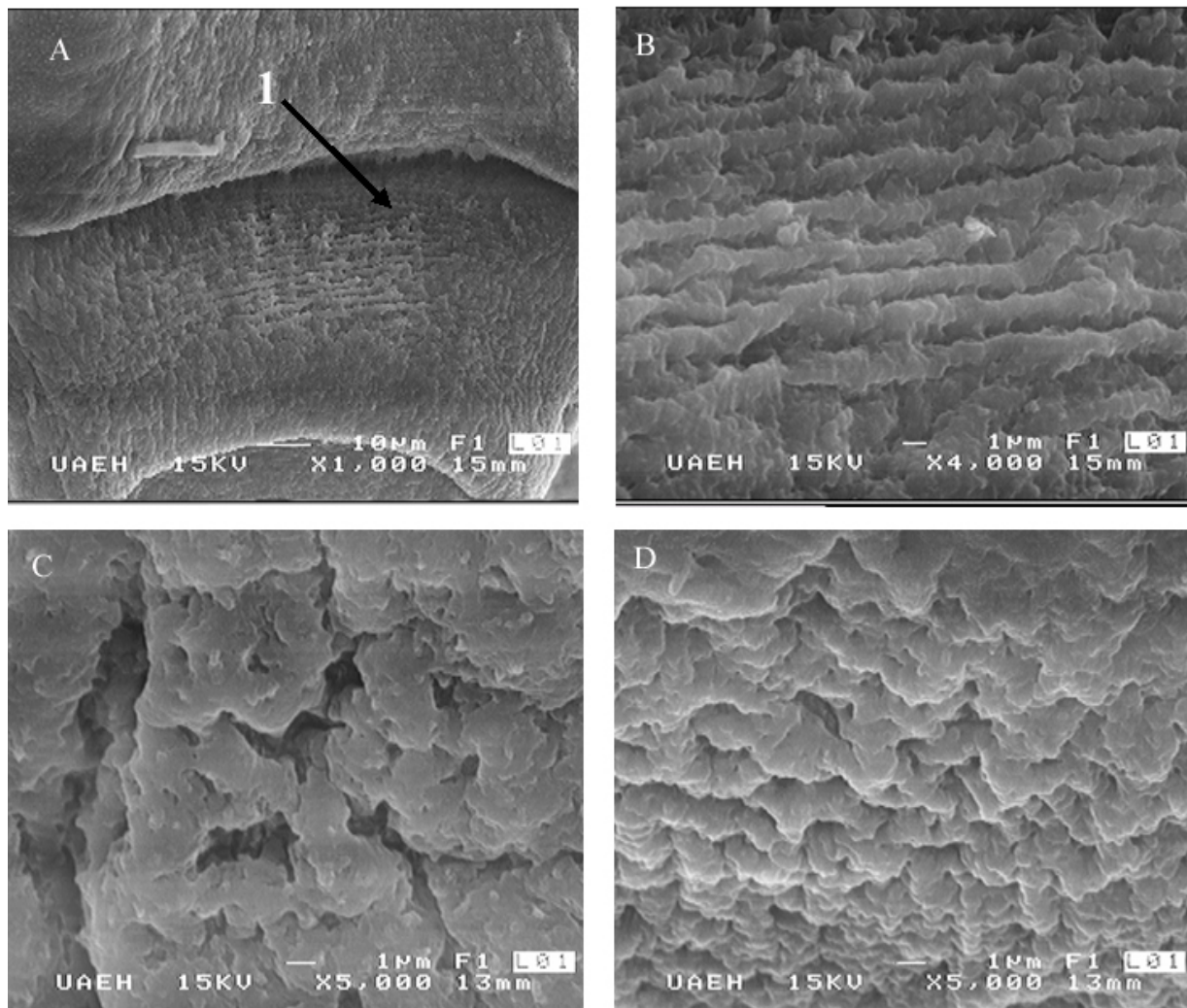


Figura 8. Loculus y microtricos de *Acanthobothrium* sp. A, 1) se observa loculi medio. B, C, y D, microtricos vistos en diferentes magnificaciones.



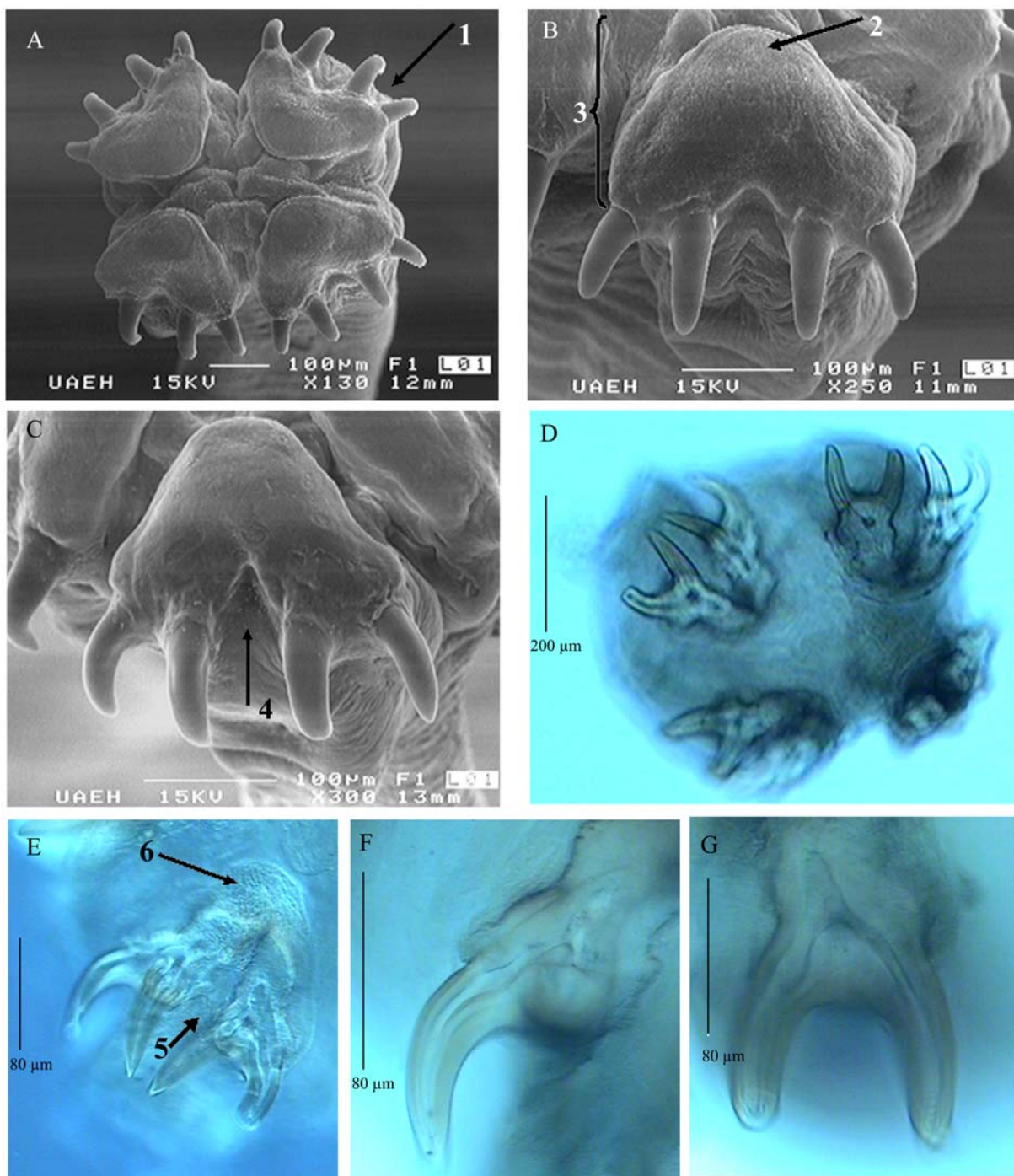


Figura 9. Pads (cojinetes), ganchos y ventosas de *Acanthobothrium* sp. A, (vista superior), 1) par de ganchos botridiales. B, 2) ventosa y 3) pad. C, 4) surco. D, vista superior de ganchos botridiales. E, par de ganchos botridiales: 5) surco y 6) pad. F, gancho vista lateral. G, gancho botridial. D-G CAM-05-063-01-07, CHE-P-00058.

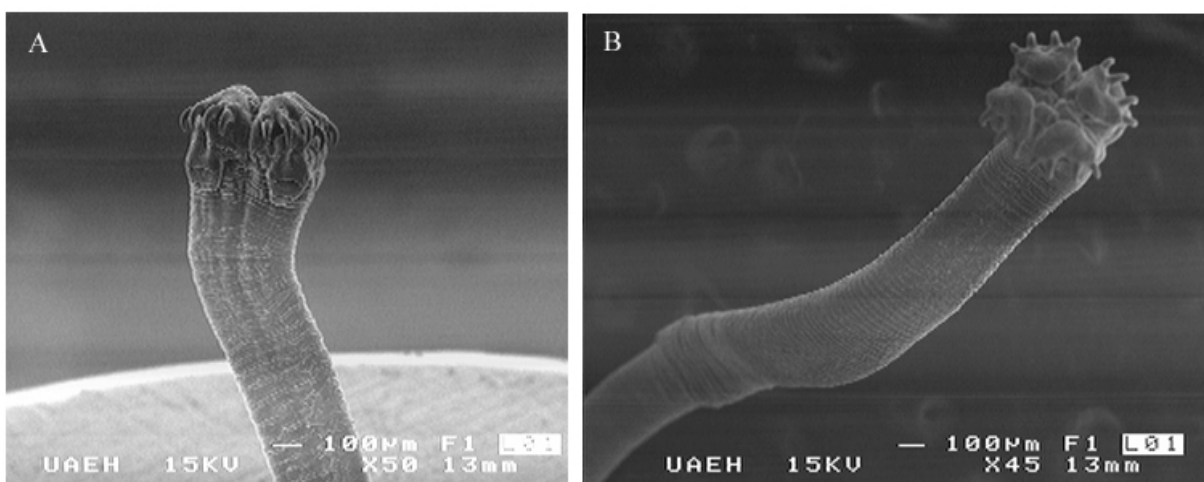


Figura 10. Pedúnculo cefálico de *Acanthobothrium* sp.. A, escolex y parte del pedúnculo. B, se observa el pedúnculo total y la zona de estrobilización, que se localiza al final del pedúnculo.

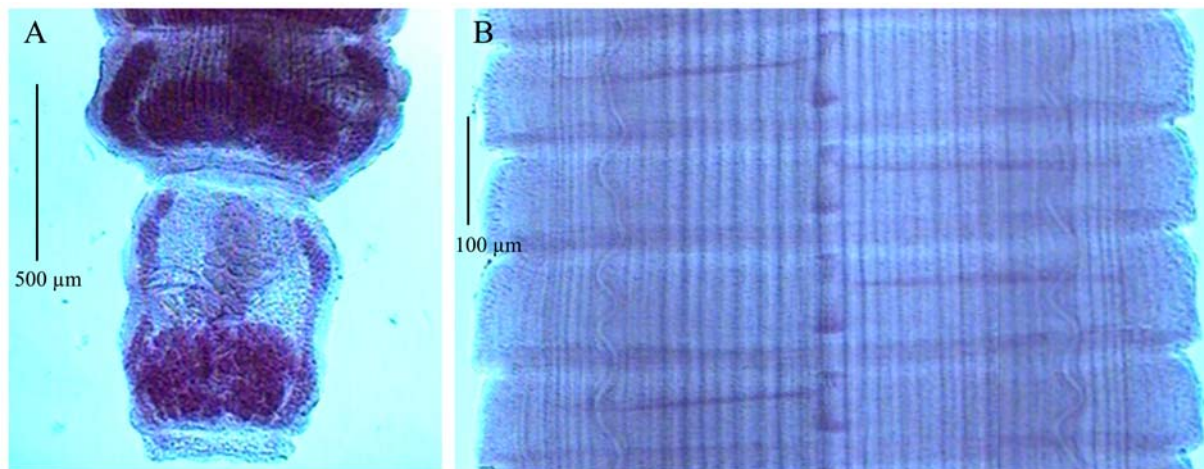


Figura 11. Comparación de proglótidos de *Acanthobothrium* sp.. A, Proglótido terminal en la cual se observa que es más largo. B, Proglótidos inmaduros más ancho que largo. A y B-CAM-05-042-04-03-B, CHE-P-00058.



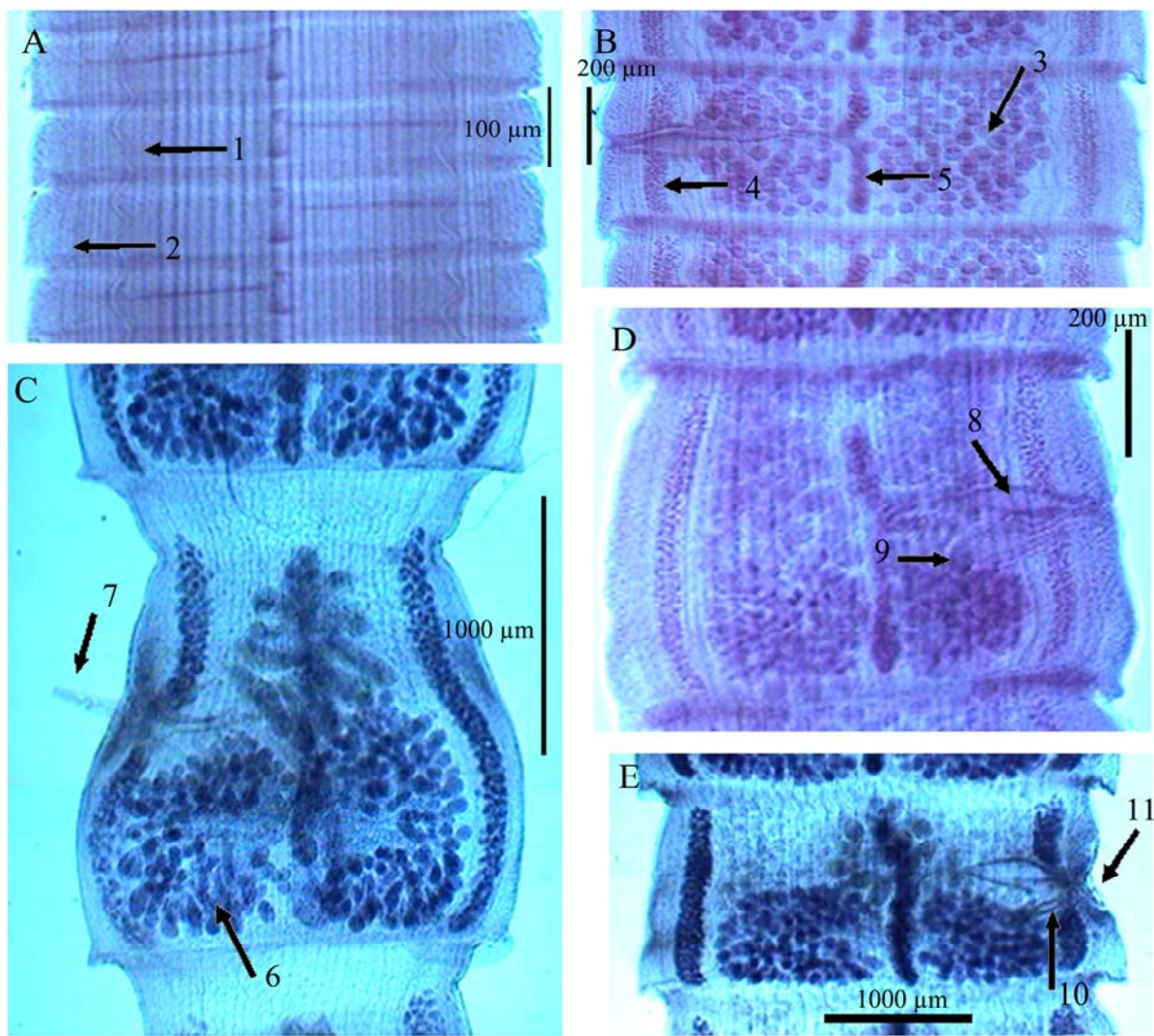


Figura 12. Proglótidos de *Acanthobothrium* sp.. A, Proglótido inmaduro; 1) Canal excretor; 2) Cordón nervioso. B, Proglótido maduro; 3) Testículos; 4) Glándulas vitelógenas; 5) Útero. C, Proglótido terminal; 6) Folículos vitelógenos; 7) Cirro. D, Proglótido maduro; 8) Vagina; 9), Bolsa del cirro. E, Proglótido grávido; 10) Cirro; 11) Poros reproductivos. A, B y D- CAM-05-042-04-03-B, CHE-P-00058. C y E- CAM-05-063-01-09-E, CHE-P-00058.

## 5.2 Comparación, comentarios y discusión

El género *Acanthobothrium* tiene once especies que exhiben ganchos botridiales con simetría en forma de “garras” o “Y” invertida. Este rasgo distintivo es extremadamente inusual entre los miembros de *Acanthobothrium* y por lo tanto, se considera este rasgo, como una posible sinapomorfía para un grupo de especies que incluye a: *Acanthobothrium americanum* Campbell, 1969 (habitando en *Dasyatis americana* Hildebrand y Schroeder, 1928 para la Bahía de Chesapeake, Virginia, E.U.A.), *A. electricolum* Brooks y Mayes, 1978 (en *Narcine brasiliensis* para el Mar Caribe, Cartagena, Colombia), *A. indicum* Subhadrappa, 1955 (en ‘*N. braunii*’; = *N. bruneae* Annandale, 1909) para el Océano Índico, Madras, India), *A. intermedium* Perrenoud, 1931 (en *Dasyatis* (= *Trygon*) *pastinaca* (Linneaus, 1758) para el Sur-Oeste del Océano Pacífico, Islandia Norte, Tauranga, NZ), *A. microcephalum* Alexander, 1953 (en *Myliobatis* (= *Holorhinus*) *californicus* Gill, 1865 para el Este del Océano Pacífico, Long Beach Harbor, California, E.U.A.), *A. tortum* (Linton, 1916) (en *Aetobatus narinari* para el Oeste del Océano Atlántico, Tortugas, Florida, E.U.A.), *A. wedli* Robinson, 1959 (en *Raja nasuta* Mueller y Henle, 1841 para el Sur-Oeste del Océano Pacífico, Sur de la Isla de Lyttelton, Nueva Zelanda), *A. cribbi* Campbell, 2002 (en *Gymnura australis* (Ramsay y Ogilby, 1886), para el Mar de Arafura, Golfo de Carpentaria, Australia), *A. gasseri* Campbell, 2002 (en *Pastinachus saphen* (Forsskål, 1775) en Océano Índico, Bahía de Nickol, Australia), *A. blairi* Campbell, 2002 (en *Raja whitleyi* Iredale, 1938, Mar de Tasmania, Bass Strait, Australia), *A. cannoni* Campbell, 2002 (en *Himantura uarnak* (Forsskål, 1775), Mar Timor, Bahía Fog, Australia) y *Acanthobothrium* sp.

*Acanthobothrium* sp. se distingue de las otras once especies por presentar diferentes características: su longitud total es de 7 a 45 cm, considerablemente más largo que *A. americanum* (9.4 cm), *A. cannoni* (10.2 cm), *A. tortum* (10.6 cm), *A. gasseri* (12.2 cm) y *A. blairi* (16.8 cm), como también es más ancho el estróbilo con 0.649-1.051 mm, esta es una característica muy específica para esta especie, pues se manifiesta desde la parte posterior del escólex, sólo dos especies más presentan esta cualidad *A. microcephalum* pero ésta manifiesta el escólex pequeño y *A. blairi*, pero presenta una diferencia muy marcada entre el escólex y estróbilo, mientras que *Acanthobothrium* sp. no exactamente. En cuanto al número de proglótidos, *Acanthobothrium* sp. presenta de 731 a 2420, sólo *A. cannoni* (900 a 1100

proglótidos) cuenta con un número de proglótidos en este intervalo. *Acanthobothrium* sp. posee un pedúnculo de 0.53 a 1.36 cm de largo y sólo es similar a *A. americanum* (1.2 cm, con presencia de espinas), *A. cannoni* (0.73 a 1.25 cm); *A. blairi* posee un pedúnculo extremadamente largo de 2 a 5 cm. *Acanthobothrium* sp., *A. cannoni* y *A. blairi* no presentan espinas en el pedúnculo (Tabla 4).

*Acanthobothrium* sp. es similar a *A. intermedium* sólo en el largo del escólex, con un intervalo de 700-800  $\mu\text{m}$  mientras que *Acanthobothrium* sp. de 536-1020  $\mu\text{m}$ . El escólex de *A. wedli* es de 507 de largo y 617 de ancho, *A. cannoni* tiene un intervalo de 887 de largo y 1030 de ancho, *A. tortum* con un intervalo de 699 de largo y de 666 de ancho y *A. blairi* con 732 de largo y 812 de ancho, éstas medidas entran en el intervalo de *Acanthobothrium* sp. que presenta 536-1020 de largo y ancho 649-1051 (Fig. 13 y Tabla 5).

Los ganchos botridiales que presenta *Acanthobothrium* sp. difieren de las 11 especies por presentar un intervalo de 190-247  $\mu\text{m}$ , que aproximadamente en promedio dan un largo total de 222  $\mu\text{m}$ , punto axial y punto lateral aproximadamente la misma longitud de 92 y 97  $\mu\text{m}$  respectivamente y un mango de 141  $\mu\text{m}$ . Sólo *A. cribbi* tiene alguna similitud en su longitud; su largo total es de 273  $\mu\text{m}$  y un mango de 153  $\mu\text{m}$  y con estas medidas, los ganchos son parecidos a los de *Acanthobothrium* sp. (Fig. 14). Para *A. cribbi* el punto axial es de 99  $\mu\text{m}$  y el punto lateral es de 79  $\mu\text{m}$ , sólo difiere *A. cribbi* y *Acanthobothrium* sp. en el punto lateral que es más pequeño en *A. cribbi* en comparación con la longitud del punto. Los ganchos de *Acanthobothrium* sp. son mucho más grandes que de los de *A. americanum*, *A. electricolum*, *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. blairi*, *A. wedli* y *A. cannoni*, pero no más grandes que los de *A. cribbi*, *A. tortum* y *A. gasseri*, presentan una longitud total de 249  $\mu\text{m}$  y 216  $\mu\text{m}$  respectivamente y en estas dos especies el punto axial es más grande de longitud que el punto lateral, al contrario de *Acanthobothrium* sp. pero similar a *A. cribbi*. *Acanthobothrium intermedium* y *A. electricolum* son similares a *Acanthobothrium* sp. sólo que el punto lateral es más grande en longitud que el punto axial, *A. electricolum* punto axial 25  $\mu\text{m}$  y punto lateral 32  $\mu\text{m}$ , *A. intermedium* tiene ganchos con el punto axial 76  $\mu\text{m}$  y el punto lateral 85  $\mu\text{m}$  y para *Acanthobothrium* sp. el punto axial es 92  $\mu\text{m}$  y el punto lateral 97  $\mu\text{m}$  (Fig. 14 y Tabla 6).

De las once especies parecidas a *Acanthobothrium* sp., sólo 10 presentan ventosas y un pad muscular en cada uno de los bothridios, en *A. tortum* están ausentes dichas estructuras.



*A. americanum* y *A. cribbi* presentan pads de un ancho de 424  $\mu\text{m}$  y 405  $\mu\text{m}$  respectivamente, mientras que sólo los de *A. intermedium* son similares a *Acanthobothrium* sp. por presentar pads musculares de 650  $\mu\text{m}$  y ventosas con un diámetro de 75-90  $\mu\text{m}$ ; para *Acanthobothrium* sp. los pads son de 641  $\mu\text{m}$  y las ventosas con diámetro de 120  $\mu\text{m}$  (Tabla 7).

Los botridios que presenta *Acanthobothrium* sp. son intermedios en comparación con las once especies ya que los de *A. electricolum*, *A. indicum*, *A. americanum* y *A. microcephalum* miden de 222  $\mu\text{m}$ , 375  $\mu\text{m}$ , 424  $\mu\text{m}$  y 360-410  $\mu\text{m}$  respectivamente; considerablemente son botridios muy pequeños. Los botridios de *A. wedli*, *A. tortum*, y *A. blairi* miden (531, 563 y 582  $\mu\text{m}$ , respectivamente), mientras que *A. gasseri* y *A. cannoni* tienen botridios muy grandes con medidas de 905  $\mu\text{m}$  y 872  $\mu\text{m}$  para los tres loculus. Sólo *A. intermedium* (650  $\mu\text{m}$ ) y *Acanthobothrium* sp. (641  $\mu\text{m}$ ) tienen medidas similares (Tabla 8).

*Acanthobothrium* sp. presenta una bolsa del cirro muy grande, de 556-216  $\mu\text{m}$  de largo y 237  $\mu\text{m}$  de ancho, es elongado, no presenta forma periforme, es de forma de tubo y delgado, un poco más ancho en la parte posterior en referencia al poro genital. Las bolsas del cirro del resto de las especies son periformes y abultados, sólo la de *A. blairi*, *A. wedli*, y *A. intermedium* son similares en tamaño. La posición del poro genital de *Acanthobothrium* sp. se localiza en 59-40% en referencia a lo largo del proglótido maduro; en proglótidos grávidos 58-40% y en proglótidos terminales 56-36%, y sólo *A. cannoni* y *A. electricolum* se encuentra en la misma posición que *Acanthobothrium* sp. con el poro en la posición 38-56% y 39-51% del proglótido, respectivamente (Tabla 9 y 10).

En relación a la distribución y número de testículos por proglótidos, *Acanthobothrium* sp. posee un total de 92-201 testículos, mientras que el número más alto de testículos de las 11 especies los tienen *A. gasseri* (165-198 testículos) y *A. blairi* (136-172 testículos). En cuanto a la distribución de estos, comparten en proporción la misma repartición por zona o localización en referencia a la vagina. Cabe mencionar que *A. intermedium* posee un número de testículos relativamente similar a las tres especies anteriores (Tabla 11).

En cuanto al tamaño de los ovarios, el de *Acanthobothrium* sp. tiene dimensiones de 422-1987  $\mu\text{m}$  de ancho por 124-1032  $\mu\text{m}$  de largo en el lado poral y 103-1058  $\mu\text{m}$  de largo en el lado aporal (Tabla 12).

Tabla 4. Medidas de estróbilo y pedúnculo de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Especie	Estróbilo				Pedúnculo	
	Largo cm	Ancho $\mu\text{m}$	T/S	No. / S	Largo cm	Ancho $\mu\text{m}$
<i>A. americanum</i>	0.94	140	C-Ap	507	1.2	476
<i>A. electricolum</i>	2		C-An	29-39	0.04	100*
<i>A. indicum</i>	2.5	800	C-Ap	145	0.1425	250
<i>A. intermedium</i>	6 a 8	4300	A-An	400-450	2	
<i>A. microcephalum</i>	6 a 1	470	C-Ap	240	0.22	810
<i>A. tortum</i>	10.6	1100	C-Ap	656		122*
<i>A. wedli</i>	9.5 a 13.5	3000	C-Ap	350-500	0.35-0.4	420-620
<i>A. cribbi</i>	5		C	200-300	0.34-0.45	256-640
<i>A. gasseri</i>	6.5-12.2		C	380	0.25-0.91	630-800
<i>A. blairi</i>	10.5-16.8	1850-2650	C-An	600-700	2 a 5	500-650
<i>A. cannoni</i>	8.30-10.2	940-1525	C-An	900-1100	0.725-1.25	500-1150
<i>Acanthobothrium</i> sp.	7 a 45	542-1316	C-An	731-2420	0.534-1.367	542-1316

\* calculado con base en la escala incluida en la descripción (*A. electricolum*, tomado de Campbell, 1970 y *A. tortum*, tomado de Campbell, 2002), T/S= tipo de segmentos, No./S= número de segmentos; C= Craspedota; A= Acraspedota; Ap= Apolitico; An= Anapolitico; *A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, (tomado de Campbell, 2002).

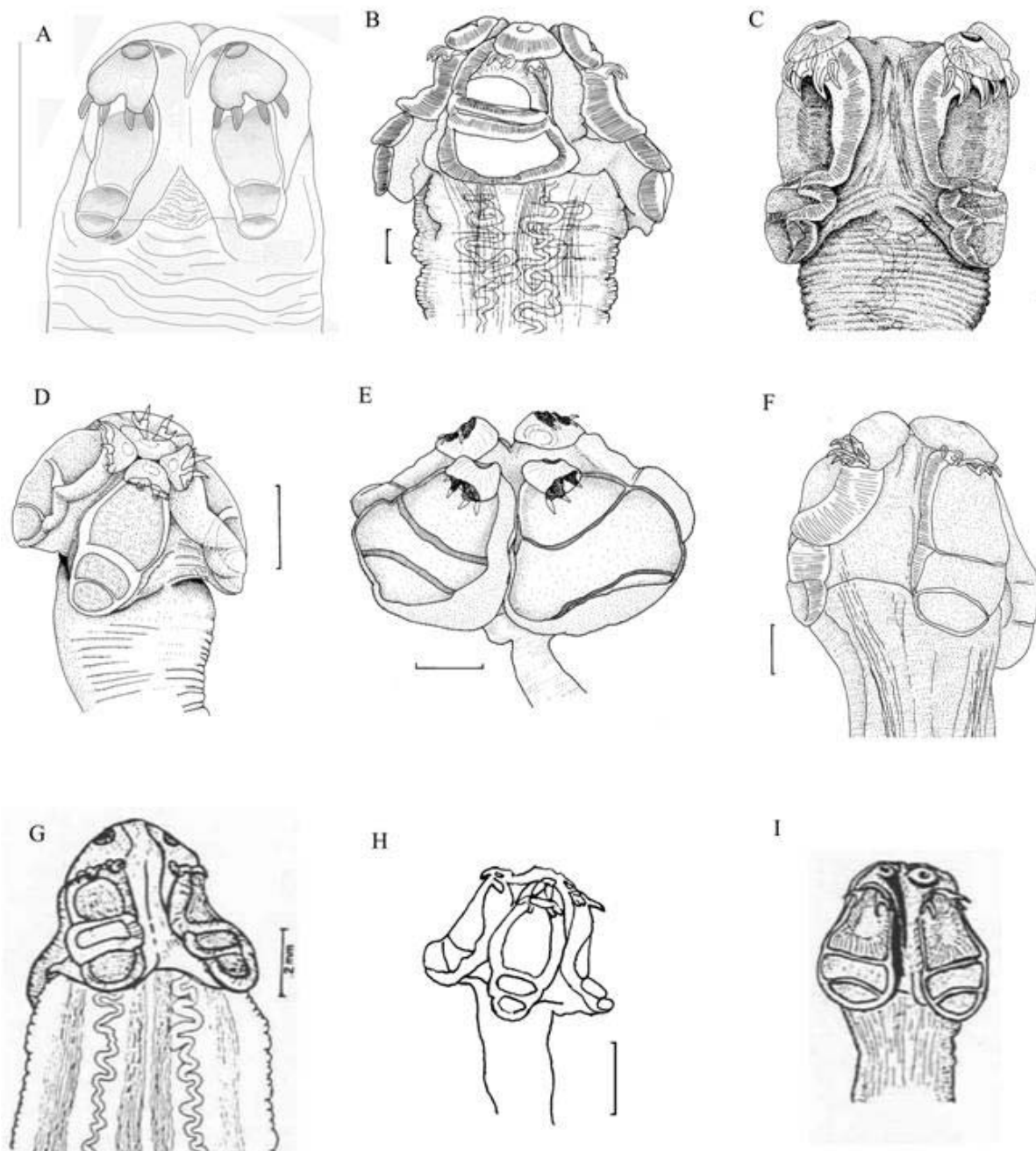


Figura 13. Escólex de nueve especies de *Acanthobothrium*; A, *Acanthobothrium* sp. CAM-05-063-01-09, CHE-P-00058. B, *A. blairi* Campbell, 2002. C, *A. gasseri* Campbell, 2002. D, *A. cannoni* Campbell, 2002. E, *A. cribbi* Campbell, 2002. F, *A. wedli* Robinson, (tomados de Campbell, 2002). G, *A. microcephalum* Alexander, 1953, (tomado de Goldstein, 1967). H, *A. electricolum* Brooks y Mayes, 1978, tomado de Brooks y Mayes, 1978. I, *A. intermedium* Perrenoud, 1931 (tomados de Goldstein, 1967). Escala: A-900 µm; B-0.1 mm; C-0.5 mm; D-0.2 mm; E-0.5 mm; F-0.1 mm; G-2 µm; H,-100 µm; I-no reportada.

Tabla 5. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de escólex de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Escólex		
Especie	Largo	Ancho
<i>A. americanum</i>	554	486
<i>A. electricolum</i>	189-195	189-252
<i>A. indicum</i>	675	475
<i>A. intermedium</i>	700-800	350
<i>A. microcephalum</i>		440
<i>A. tortum</i>	699	666
<i>A. wedli</i>	507	617
<i>A. cribbi</i>	1730	2050
<i>A. gasseri</i>	940	940
<i>A. blairi</i>	732	812
<i>A. cannoni</i>	887	1030
<i>Acanthobothrium</i> sp.	649-1051	539-1020

*A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. electricolum* (tomado de Campbell, 1970); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).

Tabla 6. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de los ganchos de algunas especies de *Acanthobothrium* (ver Fig. 3 para abreviaturas: ad, db, ac y ab).

Ganchos								
Especie	ad	Intervalo	db	Intervalo	ac	Intervalo	ab	Intervalo
<i>A. americanum</i>	70	41-80	81	43-100	75	41-90	151	120-180
<i>A. electricolum</i>	23	17-29	25	20-29	32	29-35	55	46-64
<i>A. indicum</i>	40		50		40		85	
<i>A. intermedium</i>	90		76		85		170	
<i>A. microcephalum</i>	36		64		64		100	
<i>A. tortum</i>	116	90-140	141	100-160	126	100-150	249	200-270
<i>A. wedli</i>	72	45-72	35	34-45	35	39-46	101	95-108
<i>A. cribbi</i>	153	144-160	99	88-112	79	56-96	273	260-296
<i>A. gasseri</i>	115	107-130	110	90-125	105	80-115	216	200-230
<i>A. blairi</i>	74	65-87	68	65-72	65	62-72	145	127-157
<i>A. cannoni</i>	67	50-87	90	70-100	48	35-62	114	105-130
<i>Acanthobothrium</i> sp.	141	77-167	92	77-116	97	77-185	222	190-247

*A. americanum*, Campbell, 1969; *A. electricolum*, Campbell, 1970; *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, Goldstein, 1967; *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni* y *A. tortum*, Campbell, 2002.

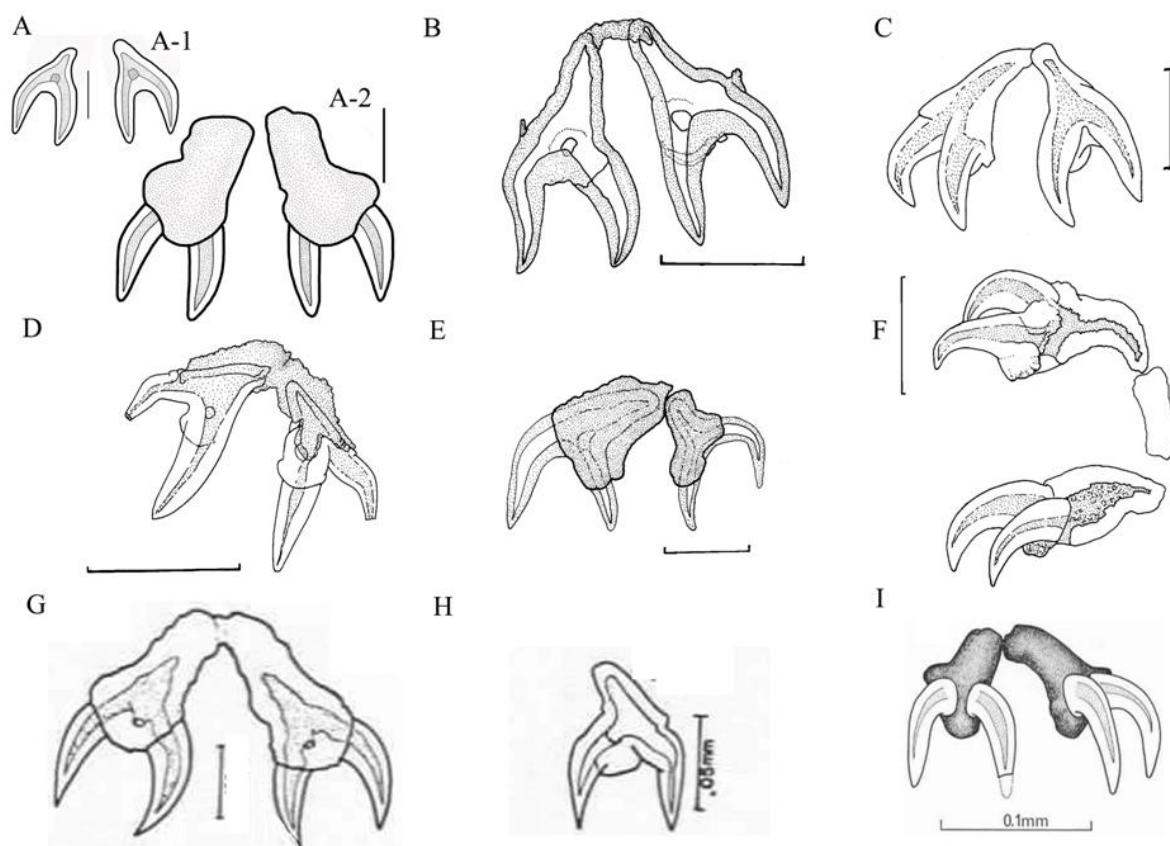


Figura 14. Ganchos botridiales de nueve especies de *Acanthobothrium*. A, *Acanthobothrium* sp. CAM-05-063-01-01-A, CHE-P-00058. B, *A. blairi* Campbell, 2002. C, *A. gasseri* Campbell, 2002. D, *A. cannoni* Campbell, 2002. E, *A. cribbi* Campbell, 2002. F, *A. wedli* Robinson, 1959, (tomados de Campbell, 2002). G, *A. tortum* (Linton, 1916) Baer y Euzet, 1962. H, *A. microcephalum* Alexander, 1953, (tomados de Goldstein, 1967). I, *A. americanum*, tomado de Campbell, 1969. Escala; A-1 90  $\mu$ m, A-2 100  $\mu$ m; B-0.1 mm; C-0.5 mm; D-0.1 mm; E-0.1 mm; F-0.05 mm; G-100  $\mu$ m; H-0.05  $\mu$ m; I-0.1 mm.

Tabla 7. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de pads y ventosas de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Pad (cojinetes) y Ventosas		
Especie	Pads-Ancho	Ventosa-Diametro
<i>A. americanum</i>	424	47
<i>A. electricolum</i>		27
<i>A. indicum</i>	375	<50
<i>A. intermedium</i>	650	75-90
<i>A. microcephalum</i>	385	Presentes
<i>A. tortum</i>	Ausentes	Ausentes
<i>A. wedli</i>	99	186
<i>A. cribbi</i>	405	124
<i>A. gasseri</i>	322	100
<i>A. blairi</i>	219	94
<i>A. cannoni</i>	269	69
<i>Acanthobothrium</i> sp.	302	120

*A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. electricolum*, (tomado de Campbell, 1970); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).

Tabla 8. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de botridios de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Botridios					
Especie	Botridios		Loculus (celdillas)		
	Largo	Ancho	Anterior	Medio	Posterior
<i>A. americanum</i>	424	142	241	82	56
<i>A. electricolum</i>	222	102	112	36	32
<i>A. indicum</i>	375	200	120	75	60
<i>A. intermedium</i>	650	350	390	130	130
<i>A. microcephalum</i>	360-410	220-230			
<i>A. tortum</i>	563	238	259	87	117
<i>A. wedli</i>	531	224	212	88	92
<i>A. cribbi</i>	1490	1350	580	400	479
<i>A. gasseri</i>	905		465	171	187
<i>A. blairi</i>	582	356	288	168	170
<i>A. cannoni</i>	872	370	381	165	165
<i>Acanthobothrium</i> sp.	641	279	304	116	96

*A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. electricolum*, (tomado de Campbell, 1970); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).



Tabla 9. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de la bolsa del cirro de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Bolsa del cirro		
Especie	Largo	Ancho
<i>A. americanum</i>	208	151
<i>A. electricolum</i>	147.8*	62*
<i>A. indicum</i>	250	<100
<i>A. intermedium</i>	300-350	140-150
<i>A. microcephalum</i>	130-170	80-100
<i>A. tortum</i>	338	250
<i>A. wedli</i>	328-392	184-208
<i>A. cribbi</i>	213-328	136-176
<i>A. gasseri</i>	330-390	130-180
<i>A. blairi</i>	250-360	70-150
<i>A. cannoni</i>	225-300	100-120
<i>Acanthobothrium</i> sp.	426	112

\*Calculado con base en la escala incluida en la descripción (*A. electricolum*, tomado de Campbell, 1970); *A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).

Tabla 10. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de los proglótidos de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Proglótidos	Maduros		Grávidos		Terminales	
	Largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo	Ancho
<i>A. americanum</i>	520	736	1900	808		
<i>A. electricolum</i>	540-1260	124-296				
<i>A. indicum</i> *						
<i>A. intermedium</i> *						
<i>A. microcephalum</i>	5000†	3785.71†				
<i>A. tortum</i>	170-400	1200	2000	170-850		
<i>A. wedli</i>	420-600	1600-2100	580-1500	1540-2780	760-1500	1920-2440
<i>A. cribbi</i>	520-660	920-1120	984	784		
<i>A. gasseri</i>	430-500	960	780	1560		
<i>A. blairi</i>	230-550				1000-2350	1400-2125
<i>A. cannoni</i>	100	460	1070	940	1270	840
<i>Acanthobothrium</i> sp.	206-1187	350-2761	258-1703	310-2296	361-1935	402-1729

\* Medidas no incluidas en la descripción. † Calculado con base a la escala incluida en la descripción (*A. microcephalum* tomado de Goldstein, 1967); *A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. electricolum*, (tomado de Campbell, 1970); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).

Tabla 11. Número de testículos de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Especie	Número de testículos			
	Preporal	Postporal	Antiporal	Total
<i>A. americanum</i>	9 a 14	18-25	36-44	63-83
<i>A. electricolum</i>	16	10	11	25-46
<i>A. indicum</i>	16	10	37	70
<i>A. intermedium</i>				150
<i>A. microcephalum</i>	52	4	47	90-103
<i>A. tortum</i>	21		33	90
<i>A. wedli</i>	45	25	70	80-100
<i>A. cribbi</i>	30-41	0-7	39-50	72-96
<i>A. gasseri</i>	32-48	37-44	88-113	165-198
<i>A. blairi</i>	38-47	28-41	72-99	70-110
<i>A. cannoni</i>	23-34	24-35	46-71	96-128
<i>Acanthobothrium</i> sp.	20-68	17-46	40-99	90-201

*A. americanum*, (tomado de Cambell, 1969); *A. electricolum*, (tomado de Campbell, 1970); *A. indicum*, *A. intermedium*, *A. microcephalum*, *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. cribbi*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).

Tabla 12. Medidas ( $\mu\text{m}$ ) de ovarios de algunas especies de *Acanthobothrium*.

Especie	Ovarios		
	ancho	largo poral	largo aporal
<i>A. americanum</i>	41-108	88-286	109-338
<i>A. electricolum</i>	87-145	232-163 ^	
<i>A. indicum</i>	200	150 ^	
<i>A. intermedium</i> *			
<i>A. microcephalum</i> §			
<i>A. tortum</i>	250-500	330-450	380-500
<i>A. wedli</i>	1040-1600	160-256	192-288
<i>A. cribbi</i>	480	72 ^	
<i>A. gasseri</i>	525-650	125-200	125-175
<i>A. blairi</i>	1625-1900	175-200	230-280
<i>A. cannoni</i>	270-350	600-770	650-770
<i>Acanthobothrium</i> sp.	422-1987	124-1032	103-1058

\*Medidas no incluidas en la descripción de *A. intermedium* tomado de Campbell, 1970; § se contempla largo poral y aporal como una sola medida en *A. microcephalum* tomado de Goldstein, 1967; ^ calculado con base en la descripción de *A. cribbi* tomado de Campbell, 2002; *A. indicum* tomado de Goldstein, 1967; *A. electricolum*, tomado de Campbell, 1970. *A. americanum*, (tomado de Campbell, 1969); *A. tortum*, (tomado de Goldstein, 1967); *A. wedli*, *A. gasseri*, *A. blairi*, *A. cannoni*, *A. tortum*, (tomado de Campbell, 2002).



## 6. Conclusiones

A pesar de la importancia de los parásitos como componentes de los ecosistemas tanto terrestres como acuáticos, las aportaciones encaminadas al conocimiento de la helmintofauna de los hábitats acuáticos son relativamente escasos en nuestro país y la mayoría de ellas se refieren sólo a especies con importancia piscícola.

De acuerdo al estudio morfológico realizado en *Acanthobothrium* sp. recolectado en el Estado de Campeche, México, no fue posible asignarla a una de las especies previamente descritas del género, usando los caracteres morfológicos válidos para diferenciar o reconocer a las especies del género *Acanthobothrium* (ganchos, escólex, estróbilo, número de testículos, proglótidos, cirro, ovarios, etc.) debido a que presenta diferencias de las especies conocidas. Por lo tanto, se realizó la descripción morfológica de *Acanthobothrium* sp. para tener un estudio completo y así comparar su morfología con 11 especies del género que presentaron características similares a la especie de estudio.

El estudio de esta especie sugiere, que *A. americanum* y *A. intermedium* son las especies que podrían compartir un parentesco filogenético lo más cercano de *Acanthobothrium* sp. además de que éstas dos especies son similares a *Acanthobothrium* sp., también se encuentran aproximadamente en la misma zona de distribución. Sin embargo, para evaluar esta hipótesis es necesario realizar un estudio filogenético de los miembros del género.

A partir de estudiar la morfología, realizar la descripción y la comparación de *Acanthobothrium* sp., se concluye que no pertenece a ninguna de las especies descritas para el género. Por lo tanto, se considera que estos ejemplares pertenecen a una nueva especie para la ciencia, en el Sur del Golfo de México. Con esto, se incrementa y se profundiza el conocimiento de la distribución del género *Acanthobothrium* y de su hospedero *Aetobatus narinari*.

## 7. Glosario

**Anapólis:** proceso mediante el cual, los huevos son liberados después de la maduración sin que se desprenda el proglótido (Schmidt, 1948).

**Craspedote:** presencia de un velo en distintos organismos; céstodos, tipos de segmentos o proglótidos que presentan un velo situado en la parte posterior de cada uno de ellos, que cubre una pequeña porción de la parte anterior del proglótido siguiente (Brusca y Brusca, 2003).

**Cisticercosis:** enfermedad transmitida por la ingesta de huevos de *Taenia solium* enquistado en la carne mal cocida (Brusca y Brusca, 2003).

**Cisticerco:** etapa de desarrollo de algunos céstodos, característicos del orden Cyclophyllidea, que consiste en enquistarse en tejido conectivo dentro del hospedero intermediario (Brusca y Brusca, 2003).

**Diocicos:** aquellos organismos en que los gametos masculinos y femeninos están separados, y son portados por individuos distintos de la misma especie (Brusca y Brusca, 2003).

**Elasmobranquios:** vertebrados marinos cartilaginosos, de la clase Chondrichthes, que incluye a los tiburones, rayas, quimeras, torpedos, etc. Son un grupo grande y variado de vertebrados marinos mandibulados; incluye dos subclases: *Holocephali* y *Elasmobranchii* (Lagler *et al.*, 1984).

**Escólex:** nombre que recibe la parte anterior de los céstodos que contiene el principal ganglio neural de los céstodos, éste sostiene numerosas terminales sensoriales sobre la superficie, probablemente detectando estímulos físico-químicos (Schmidt, 1984).

**Estróbilo:** nombre que recibe el cuerpo de los céstodos que abarca: cuello, proglótidos inmaduros, maduros, grávidos y terminales (Schmidt, 1984).

**Estrobilización:** zona que se encuentra al final del cuello o pedúnculo, formado por células que son responsables de la formación de nuevos proglótidos (Schmidt, 1948).

**Helmintiasis:** son enfermedades ocasionadas por algún parásito del grupo artificial de los helmintos (Anélidos, Nematodos, Platelminetos o Acantocéfalos), (Brusca y Brusca, 2003).

**Hiperapólis:** proceso de liberación de huevos de los céstodos, consiste en que al estar totalmente maduros, los huevos se desprenden junto con el proglótido (Schmidt, 1948).

- Monozóico:** céstodos que sólo presentan un segmento o proglótido (Schmidt, 1948).
- Pedúnculo:** también llamado cuello, forma parte del estróbilo y se localiza exactamente seguido del escólex, este puede ser de longitud corta o muy desarrollada, es un tronco que posee células que aparentemente son responsables de dar origen a nuevos proglótidos, conocida como zona de estrobilización (Schmidt, 1948).
- Polizóicos:** se le denomina así los céstodos que dan origen y continua diferenciación de nuevas proglótidos cerca del fin del pedúnculo o cuello (Schmidt, 1948).
- Proglótidos:** segmentos que se forman en la zona germinal situada en el cuello, cada nuevo segmento posee la información necesaria para dar origen a los órganos reproductores (Brusca y Brusca, 2003).
- Proglótidos inmaduros;** son los segmentos que se encuentran más cercanos a la parte anterior del céstodo (después de la zona de estrobilización), que no están diferenciados y desarrollados los órganos reproductores (Brusca y Brusca, 2003).
- Proglótidos maduros:** segmentos con sistemas reproductivos bien desarrollados, con capacidad de reproducirse (Brusca y Brusca, 2003).
- Proglótidos grávidos,** segmentos con huevos embrionados, en estos segmentos se da la madurez del embrión como recubrimiento del cigoto y una cápsula que los protegerá de las condiciones adversas del medio externo, entre otros (Schmidt, 1948).
- Proglótidos terminales:** segmentos próximos a desprenderse según la especie, con huevos totalmente maduros, viables, con potencial de desarrollo para llegar a adulto (Schmidt, 1948).
- Taenia:** es el género de parásitos platelmintos de la clase Cestoda que causan dos tipos de enfermedades parasitarias, según sean producidas por su fase adulta o por su fase larvaria (Schmidt, 1948).
- Válvula espiral:** parte del intestino de los Chondrichthyes y de algunos otros vertebrados marinos que han adquirido un doblez o pliegues del recubrimiento intestinal largo formado por tejido absorbente y enrollado con cierta soltura, en lugar de los dobleces ordinarios del intestino (Lagler *et al*, 1984).
- Zoonosis:** enfermedad o infección que se da en animales. En medicina, son enfermedades que existen normalmente en otros animales pero que también se pueden transmitir a los seres humanos (San Martín, 1992).

## 8. Literatura

- Alexander, C. G. 1953. Five new species of *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetrphyllidea) from southern California rays. *Journal of Parasitology* 39:481-486.
- Applegate, S.P., L. Espinosa, L. Menchaca, y F. Sotelo. 1979. Tiburones Mexicanos. Subsecretaría de Educación Tecnológica. Dir. Gral. de Ciencias y Tecnología del Mar. México, 146 p.
- Appy, R. G. y M. D. Dailey. 1973. Two new species of *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetrphyllidea) from elasmobranchs of the eastern Pacific. *Journal of Parasitology* 59:817-820.
- Aragort-Fernández, W., A. Aguilar-P., M. Silva y M. L. San Martín-D. 2001. Primera reseña de *Echninbothrium brachysoma* Pintner, 1889 (Diphyllidea: Echinobothriidae) en rayas (Chondrichthyes: Rajidae) de la plataforma continental gallega. *Veterinaria Tropical* 26:117-131.
- Baer, J. G. 1948. Contributions a l'étude des Cestodes de Sélaciens. Extrait du Bulletin de la Société neuchâteloise des Sciences naturelles 71:63-122.
- Brooks, D. R. 1977. Six new species of tetrphyllidean cestodes, including a new genus, from a marine stingray *Himantura schmardae* (Werner, 1904) from Colombia. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 44:51-59.
- Brooks, D. R. y M. A. Mayes. 1978. *Acanthobothrium electricolum* sp. n. and *A. lintoni* Goldstein, Henson, and Schlicht, 1969 (Cestoda: Tetrphyllidea) from *Narcine brasiliensis* (Olfers) (Chondrichthyes: Torpedinidae) in Colombia. *Journal of Parasitology* 64:617-619.
- Brooks, D. R. y M. A. Mayes. 1980. Cestodes in four species of euryhaline stingrays from Colombia. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 47:22-29.
- Brooks, D. R., M. A. Mayes y T. B. Thorson. 1981. Cestode parasites in *Myliobatis goodei* Garman (Myliobatiformes: Myliobatidae) from the Río de la Plata, Uruguay, with a summary of cestodes collected from South American elasmobranchs during 1975-1979. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 93(4):1239-1252.
- Brusca, R. C. y G. J. Brusca. 2003. Invertebrates. Sinauer Associates Inc. U. S. A. 936 p.

- Caira, J. N., K. Jensen y C. J. Healy. 1999a. Corrigendum: on the phylogenetic relationships among tetraphyllidean, lecanicephalidean and diphyllidean tapeworm genera. *Systematic Parasitology* 44:238-242.
- Caira, J. N., K. Jensen y C. J. Healy. 1999b. On the phylogenetic relationships among tetraphyllidean, lecanicephalidean and diphyllidean tapeworm genera. *Systematic Parasitology* 42:77-151.
- Caira, J. N. y A. N. Bruge. 2001. Three New Species of *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetraphyllidea) from the Ocellated Electric Ray, *Diplobatis ommata*, in the Gulf of California, Mexico. *Comparative Parasitology* 68:52-65.
- Caira, J. N. y S. D. Zahner. 2001. Two new species of *Acanthobothrium* Beneden, 1849 (Tetraphyllidea: Onchobothriidae) from horn sharks in the Gulf of California, Mexico. *Systematic Parasitology* 50:219-229.
- Campbell, R. A. 1969. New species of *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetraphyllidea) from Chesapeake Bay, Virginia. *Journal of Parasitology* 55:559-570.
- Campbell, R. A. y I. Beveridge. 2002. The genus *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetraphyllidea: Onchobothriidae) parasitic in Australian elasmobranch fishes. *Invertebrate Systematics* 16:273-344.
- Campbell, R. A., y Andrade, M. 1997. *Echinobothrium raschii* n. sp. (Cestodea: Diphyllidea) from *Rhinoraja longi* (Chondrichthyes, Rajoidei) in the Bering Sea. *Journal of Parasitology* 83:115-120.
- Cornford, E. M. 1974. Two tetraphyllidean cestodes from Hawaiian stingrays. *Journal of Parasitology* 60:942-948.
- Carvajal, G. J. y R. J. Goldstein. 1969. *Acanthobothrium psammobati* n. sp. (Cestoda: Tetraphyllidea: Onchobothriidae) from the skate, *Psammobatis scobina* (Chondrichthyes: Rajiidae) from Chile. *Zoologischer Anzeiger* 182:432-435.
- Carvajal, G. J. y R. J. Goldstein. 1971. *Acanthobothrium annapinkiensis* n. sp. (Cestoda: Tetraphyllidea: Onchobothriidae) from the skate, *Raja chilensis* (Chondrichthyes: Rajiidae) from Chile. *Zoologischer Anzeiger* 186:158-162.
- Carvajal, G. J. y G. J. Jeges. 1980. Cestodos Parásitos de *Myliobatis Chilensis* Philippi (Pisces: Myliobatidae), con la descripción de una nueva especie de *Acanthobothrium*.

- Anales del Centro de Ciencias del Mar y Limnología Universidad Autónoma de México 7:51-56.
- Castro-Aguirre, J. L. y H. Espinosa-Pérez. 1996. Listados Faunísticos de México, VII Catálogo sistemático de las rayas y especies afines de México (Chondrichthyes: Elasmobranchii: Rajiformes: Batoideomorpha). Instituto de Biología, UNAM, México, 75 p.
- Cox, F. E. G. 2002. History of Human Parasitology. *Clinical Microbiology Reviews* 15:595-612.
- Crovello, T. J. 1970. Analysis of character variation in ecology and systematics. *Annual Review of Ecology and Systematics* 1:55-98.
- Diesing, K. M. 1863. Revision der Cephalocotylen. Abteilung 1. Paramecocotylen. *Sitzungsberichte de Kaiserlichen Adakemie der Wissenschaften, Wien*. 13:556-616.
- Eira, C., J. Torres, J. Vingada y J. Miquel. 2005. Concentration of some toxic elements in *Oryctolagus cuniculus* and in its intestinal cestode *Mosgovoyia ctenoides*, in Dunas de Mira (Portugal). *Science of the Total Environment* 346:81-86.
- Euzet, L. 1959. Recherches sur les cestodes tetraphyllides des selaciens des cotes de France. Tesis Doctora, Faculte des Sciences de Montpellier, Francia. 263 p.
- Flores-Crespo, J. y R. Flores-Crespo. 2003. Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Técnica Pecuaria en México* 41:175-192.
- Ghoshroy, S. y J. N. Caira. 2001. Four new species of *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetraphyllidea) from the whiptail stingray *Dasyatis brevis* in the Gulf of California, Mexico. *Journal of Parasitology* 87:354-72.
- Goldstein, R. J. 1964. Species of *Acanthobothrium* (Cestoda: Tetraphyllidea) from the Gulf of México. *Journal of Parasitology* 50:656-661.
- Goldstein, R. J. 1967. The genus *Acanthobothrium* van Benden, 1849 (Cestoda: Tetraphyllidea). *Journal of Parasitology* 53:455-483.
- Goldstein, R. J., R. N. Henson y F. G. Schlicht. 1969. *Acanthobothrium lintoni* (Cestoda: Tetraphyllidea) from the electric ray, *Narcine brasiliensis* (Olfers) in the Gulf of México. *Zoologischer Anzeiger* 181:435-438.

- Gutiérrez-Cabrera, A. E., G. Pulido-Flores, S. Monks y J. C. Gaytán-Oyazún. 2005. Presencia de *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 (Cestoidea: Bothriocephalidae) en peces de Metztitlán, Hidalgo, México. *Hidrobiológica* 15:283-288.
- Herrera-García, S. C., A. S. de Aluja y R. E. Méndez-Aguilar. 2007. El uso de la ultrasonografía para el diagnóstico de la cisticercosis porcina. *Veterinaria México* 38:125-133.
- Keeney, D. B. 1999. A study of the cestode faunas of skates from the North Pacific Ocean: systematics, ecology and biogeography. (Thesis, University of Massachusetts-Dartmouth.).
- Khalil, L. F. 1994. Order Diphyllidea van Beneden in Carus, 1863. Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates. L. F. Khalil, A. Jones and R. A. Bray. Wallingford, U. K., CAB International, pp. 45-49.
- Lazo G., Abal A., Lazo S., Durso G., Belloni F., Ivanov M., Tanevich A., Pazos F., Perez, Cagliada N. 2004. "Alteraciones de las varillas del esmalte ante la aplicación de ácidos fosfórico, axalico y maleico al SEM", Facultad de Odontología - UNLP – Argentina.
- Linton, E. 1890. Notes on Entozoa of marine fishes of New England, with descriptions of several new species. Part II. Annual Report of the Commissioner of Fish and Fisheries for 1887. Washington, D.C. , pp. 719-899.
- Linton, E. 1908. IX. Helminth fauna of the Dry Tortugas. I. Cestodes. Washington, D.C., Carnegie Institution of Washington 102: 157-190.
- Linton, E. 1938. Cestode hold-fasts. *Livro Jubilar Prfo. Travassos* 3:275-278.
- MacCallum, G. A. 1921. Studies in helminthology. *Zoopathologica*: New York. Zoological Society 1:140-284.
- Mayes, M. A., D. R. Brooks y T. B. Thorson. 1978. Two new species of *Acanthobothrium* Van Beneden 1849 (Cestoda: Tetraphyllidea) from freshwater stingrays in South Americana. *Journal of Parasitology* 64(5):838-841.
- Marques, F., D. R. Brooks y S. Monks. 1995. Five new species of *Acanthobothrium* van Beneden, 1849 (Eucestoda: Tetraphyllidea: Onchobothriidae) in stingrays from the Gulf of Nicoya, Costa Rica. *Journal of Parasitology* 81(6):942-951.

- Marques, F., D. R. Brooks y R. Barriga. 1997. Six species of *Acanthobothrium* (Eucestoda: Tetrphyllidea) in stingrays (Chondrichthyes: Rajiformes: Myliobatoidei) from Ecuador. *Journal of Parasitology* 83:475-484.
- Martínez-Maya, J. J., A. S. de Aluja, G. Ávila-Ramírez, L. Aguilar-Vega, A. Plancarte-Crespo y C. J. Jaramillo-Arango. 2003. Teniosis y detección de anticuerpos anticisticerco en personas de una comunidad rural del Estado de Guerrero. *Salud pública de México* 45:84-89.
- Mead, R. W. y L. S. Roberts. 1972. Intestinal Digestion and Absorption of Starch in the intact rat: Effects of Cestode (*Hymenolepis diminuta*) infection. *Comparative Biochemistry and Physiology* 41A:749-760.
- Monks, S., D. R. Brooks y G. Pérez-Ponce de León. 1996. A new species of *Acanthobothrium* Van Beneden, 1849 (Eucestoda: Tetrphyllidea: Onchobothriidae) in *Dasyatis longus* Garman (Chondrichthyes: Myliobatiformes: Dasyatidae) from Chamela Bay, Jalisco, México. *Journal of Parasitology* 82:484-488.
- Olsson, P. 1972. Om Sarcotaces och *Acrobothrium*, tva nya parasitslagten fran fiskar. Ofversigt af Kongl. Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar 29:37-44.
- Ostrowski, M. 1971. Estudios preliminares sobre la fauna parasitaria de algunos elasmobranquios del litoral bonaerense, mar del plata, Argentina I. Cestodes y trematodes de *Psammobatis microps* (Gunther) y *Zapteryx brevirostris* (Muller y Henle). *Physis* 30:425-446.
- Podesta, R. B. y D. F. Mettrick. 1974. The effect of bicarbonate and acidification on water and electrolyte absorption by the intestine of normal and infected (*Hymenolepis diminuta*: Cestoda) rats. *American Journal of Digestive Diseases* 19:725-735.
- Pritchard, M. H. y G. O. W. Kruse. 1982. The collection and preservation of animal parasites. University of Nebraska Press. Lincoln, Nebraska. 141 p.
- Pulido-Flores, G. 2001. Monogéneos de algunos batoideos (Chondrichthyes: Elasmobranchii) de la península de Yucatán, México con una reevaluación de la filogénia de Monocotylidae Taschenberg, 1879. Tesis Doctoral, El Colegio de la Frontera Sur, Chetumal, Quintana Roo. 186 p.



- Pulido-Flores, G. y S. Monks. 2005. Monogenean parasites of some elasmobranchs (Chondrichthyes) from the Yucatán Peninsula, México. *Comparative Parasitology* 72:69-74.
- Rêgo, A. A. J. J. y Vicente, Iváñez H. N. 1968. Sobre dois novos parasitos de peixe da costa do Perú (Cestoda, Tetracanthocephala). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 66:145-149.
- Rees, G. y H. H. Williams. 1965. The functional morphology of the scolex and the genitalia of *Acanthobothrium coronotum* (Rud.) (Cestoda: Tetracanthocephala). *Parasitology* 55:617-651.
- Rees, G. 1966. Nerve cells in *Acanthobothrium coronatum* (Rud.) (Cestoda: Tetracanthocephala). *Parasitology* 56:45-54.
- Reid, W. M. 1942. Certain nutritional requirements of the fowl cestode *Raillietina cesticillus* (Molin) as demonstrated by short periods of starvation of the host. *Journal of Parasitology* 28:319-340.
- Roberts, L. S. y J. J. Janovy, Jr. 2005. *Foundations of Parasitology*. McGraw-Hill Education. 702 pp.
- San Martín, H. 1992. *Tratado general de la salud en las sociedades humanas*. Ediciones Científicas La Prensa Médica Mexicana. 232 p.
- Sarti, E. 1997. La teniosis y cisticercosis por *Taenia solium*. *Salud pública de México* 39:225-231.
- Severino, L. R. y B. I. Sarmiento. 1979. Nueva especie del genero *Acanthobothrium* Van Benedem [sic] 1849; Cestode: Tetracanthocephala de *Myliobatis peruvianus* Garman 1913. *Revista de Ciencias Universidad Nacional Mayor de San Marcos* 71:38-43.
- Severino, L. R. y M. R. Verano. 1980. *Acanthobothrium lusarmiento* n. sp. (Cestoda: Tetracanthocephala: Onchobothriidae) de *Psammobatis caudispina* Hildebrand, 1941 (Chondrichthyes: Rajiidae) de Perú. *Revista de Ciencias Universidad Nacional Mayor de San Marcos* 72:21-27.
- Schmidt, G. D. 1986. *CRC handbook of tapeworm identification*. CRC Press, Inc. Boca Raton, Florida. 675 p.
- Schmidt, G. D. y L. S. Roberts. 2000. *Foundations of Parasitology*. Ed Cab International. p 751

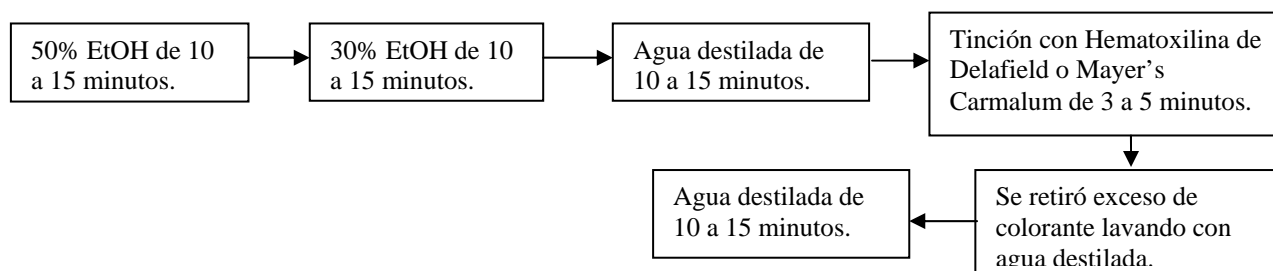
- Southwell, T. y J. W. S. MacFie. 1925. On a collection of Acanthocephala in the Liverpool School of Tropical Medicine. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 19:141-184.
- Tantalean, V. M. 1991. Nuevos helmintos parásitos en peces elasmobranquios de la costa peruana. *Boletín de Lima* 13:25-28.
- van Beneden, M. P. J. 1849. Notice sur un nouveau genre d'helminthe cestode. *Bulletin de L'Académie Royale des Sciences, des Lettres et des Beaux-Arts de Belgique* 16:182-193.
- Wardle, R. A. y J. A. McLeod. 1952. *The zoology of tapeworms*. Mineapolis, The University of Minnesota Press 780.
- Webb, R. A. 1987. Innervation of muscle in the cestode *Hymenolepis microstoma*. *Canadian Journal of Zoology* 65:928-935.
- Wiens, J. J. 2000. Phylogenetic analysis of morphological data. *Smithsonian Series in comparative Evolutionary Biology*. Washington, D. C., Smithsonian Institution Press.
- Williams, H. H. 1960. The intestine in members of the genus *Raja* and host-specificity in the Tetracyllidea. *Nature* 188(4749): 514-516.
- Williams, H. H. 1969. The genus *Acanthobothrium* van Beneden 1849 (Cestoda: Tetracyllidea). *Nytt Magasin for Zoologi* 17:1-56.
- Yamaguti, S. 1959. *Systema Helminthum: Cestoda*. Wiley Interscience Publications. New York. 860 p.
- Yañez-Arancibia, A. y R. S. Nugent. 1977. El papel ecológico de los peces en estuarios y lagunas costeras. *Anales del Centro Ciencias del Mar y Limnología*. Universidad Nacional Autónoma México. 4 (1): 107-114.
- Young, R. T. 1954. Cestodes of sharks and rays in Southern California. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 21(2):106-112.

## 9. Apéndices

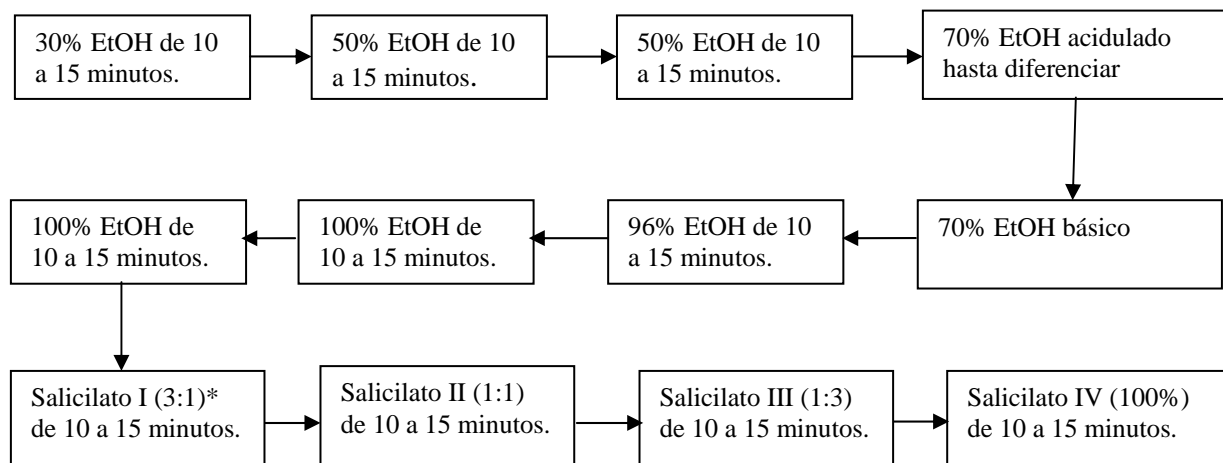
### Apéndice 1. Técnicas de tinción de helmintos.

Los ejemplares céstodos que fueron guardados y conservados en frascos homeopáticos en alcohol 70%, fueron sometidos al proceso de tinción recomendado por Pritchard y Kruse (1982), de la siguiente manera:

#### 1. Hidratación en alcoholes graduales.



#### 2. Deshidratación en alcoholes graduales.



\*Unidades de Alcohol por una unidad de Salicilato de Metilo.

## Apéndice 2. Técnicas de preparación de los reactivos.

### Fijación.

#### Solución AFA.

	100 ml	500 ml	1 l.
<b>Ácido acético glacial</b>	10 ml	50 ml	100 ml
<b>Formaldehído</b>	10 ml	50 ml	100 ml
<b>Alcohol</b>	80 ml	400 ml	800 ml

### Colorantes.

#### Mayer Carmalum.

	~ 100 ml	~ 250 ml	~ 500 ml
<b>Sulfato de aluminio y potasio</b>	6 gr	15 gr	30 gr
<b>Carmín</b>	5 gr	12.5 gr	25 gr
<b>Ácido acético glacial</b>	25 ml	62.5 ml	125 ml
<b>Agua destilada</b>	100 ml	250 ml	500 ml

1. Disolver el Carmín, el Sulfato de aluminio y potasio en un vaso de precipitado con agua destilada. Para mezclar, se hierve a fuego lento por un espacio de 60 min., se debe evitar la evaporación.
2. Retirar la solución del calor y dejar enfriar
3. Es necesario curar la solución, para esto se agrega ácido acético glacial al colorante y un reposo de aproximadamente de 10 días, debidamente sellado el recipiente.
4. Finalmente se filtra el colorante en una botella limpia con tapón. Agregar algunos cristales de "thymol" para prevenir el crecimiento de hongos y bacterias.

**Hematoxilina de Delafield.****Solución de aluminio.**

Al NH<sub>4</sub> (SO<sub>4</sub>)<sub>2</sub> - aproximadamente 10 gr.

Agua destilada – 100 ml

1. Agregar el aluminio en el agua destilada caliente, continuamente hasta que los cristales se disuelvan.
2. Dejar enfriar la solución.
3. Poner la solución en un frasco limpio y etiquetado

	~ 100 ml	~ 250 ml	~ 500 ml
<b>Cristales de Hematoxilina</b>	1 gr	2.5 gr	5 gr
<b>EtOH 95%</b>	6 ml	15 ml	30 ml
<b>Solución de aluminio</b>	100 ml	250 ml	500 ml
<b>Metil-alcohol (Acetona)</b>	25 ml	62.5 ml	125 ml
<b>Glicerol</b>	25 ml	62.5 ml	125 ml

1. Disolver la Hematoxilina en el alcohol 95% y lentamente agregar a la solución de aluminio.
2. Cubrir el recipiente con una gasa o tela de algodón, dejarlo en un lugar donde quede expuesto a la luz del sol por dos semanas hasta que el colorante se torne de color oscuro.
3. Mezclar la solución con el glicerol y el metil-alcohol.
4. Filtrar la solución antes de usar.

**Apéndice 3. Ejemplares de *Acanthobothrium* van Beneden, 1849, revisados para el estudio, colectados en el Estado de Campeche del hospedero *Aetobatus narinari* Euphasen, 1790.**

<b>Fecha de Colecta</b>	<b>Número del ejemplar</b>	<b>Localidad</b>	<b>colección</b>
15 de febrero de 1999		Campotón	
	CAM-99-034-03-01 (A-B)		CHE-P-00057
	CAM-99-034-03-02-02		CHE-P-00057
	CAM-99-035-01-01 (A-B)		CHE-P-00057
	CAM-99-035-01-02		CHE-P-00057
	CAM-99-035-01-03		CHE-P-00057
	CAM-99-035-01-04		CHE-P-00057
	CAM-99-035-01-05		CHE-P-00057
	CAM-99-035-01-06		CHE-P-00057
27 de abril de 2005		Laguna Términos	
	CAM-05-042-04-01 (A-C)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-02 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-03 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-04		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-05 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-06 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-07 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-08 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-09 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-010 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-011 (A-B)		CHE-P-00058
	CAM-05-042-04-012 (A-B)		CHE-P-00058
29 de abril de 2005		Laguna Términos	
	CAM-05-063-01-01 (A-E)		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-02 (A-E)		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-03		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-04 (A-E)		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-05 (A-D)		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-06		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-07		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-08		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-09 (A-E)		CHE-P-00058
	CAM-05-063-01-10 (A-E)		CHE-P-00058

**Apéndice 4. Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásitos de elasmobranquios en América.**

Helminto	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>Acanthobothrium holorhini</i> Alexander, 1953	<i>Myliobatis</i> (= <i>Holorhinus</i> ) <i>californicus</i> Gill, 1865, <i>Myliobatis chilensis</i> Philippi, 1893	Este medio del Pacífico, Long Beach Harbor, California, E.U.A.; Perú	Alexander (1953), Tantalean <i>et al.</i> , (1982)
<i>A. microcephalum</i> Alexander, 1953	<i>Myliobatis</i> (= <i>Holorhinus</i> ) <i>californicus</i> Gill, 1865	Este medio del Pacífico, Long Beach Harbor, California, E.U.A.	Alexander (1953)
<i>A. rhinobati</i> Alexander, 1953	<i>Rhinobatos productus</i> (Müller y Henle, 1841)	Este medio del Pacífico, Santa Monica Harbor, California, E.U.A.	Alexander (1953)
<i>A. robustum</i> Alexander, 1953	<i>Rhinobatos productus</i> Ayres, 1854	Este medio del Pacífico, Long Beach Harbor, California, E.U.A.	Alexander (1953)
<i>A. unilaterale</i> Alexander, 1953	<i>Myliobatis</i> (= <i>Holorhinus</i> ) <i>californicus</i> Gill, 1865	Este medio del Pacífico, Long Beach Harbor, California, E.U.A.	Alexander (1953)
<i>A. parviuncinatum</i> Young, 1954	<i>Urobatis halleri</i> (Cooper, 1863); <i>Gymnura marmorata</i> Cooper, 1864	Este medio del Pacífico, California E.U.A.	Young (1954)
<i>A. brachyacanthum</i> Riser, 1955	<i>Raja montereyensis</i> Gilbert, 1915, <i>R. binoculata</i> Girard, 1855	Este medio del Pacífico, California, E.U.A.	Riser (1955)
<i>A. hispidum</i> Riser, 1955	<i>Tetronarce californica</i> (Ayres, 1855)	Este medio de Pacífico, Bahía de Monterey, California, E.U.A.	Riser (1955)
<i>A. maculatum</i> Riser, 1955	<i>Myliobatis</i> (= <i>Aetobatus</i> ) <i>californicus</i> Gill, 1865	Este medio del Pacífico, Bahía de Monterey, California, E.U.A.	Riser (1955)

**Apéndice 4.** (Continuación) Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásitos de elasmobranquios en América.

Helminto	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>A. chilense</i> Rego, Vincente y Herrera, 1968	<i>Sarda chilensis</i> (Cuvier) (Pacific bonito)	Pacífico ecuatorial, Paita, Perú	Rego <i>et al.</i> , (1968)
<i>A. terezae</i> Rego y Dias, 1976	<i>Paratrygon motoro</i> (Müller y Henle, 1841), <i>Elipesurus</i> sp.	Atlántico Ecuatorial, Salobra, Mato Grosso, Brazil	Rego y Díaz (1976) (tomado de Campbell <i>et al</i> (2002)
<i>A. dujardini</i> van Beneden, 1849	<i>Raja clavata</i> Linnaeus, 1758; <i>R. brachyura</i> Lafont, 1873; <i>R. montagui</i> Fowler, 1910,	Noreste del Atlántico Wales, Belgium, Francia; Black Sea, California, E.U.A	Euzet (1959), Williams (1960), Williams (1969)
<i>A. incognitum</i> (MacCallum, 1921)	<i>Dasyatis</i> (=Dasybatus) <i>pastinaca</i> (Linnaeus, 1758)	New York Acuario	MacCallum (1921), Williams(1969)
<i>A. americanum</i> Campbell, 1969	<i>Dasyatis americana</i> Hildebrand y Schroeder, 1928	Atlántico Oeste, Bahía de Chesapeake, Virginia, E.U.A	Campbell (1969)
<i>A. lineatum</i> Campbell, 1969	<i>Dasyatis americana</i> Hildebrand y Schroeder, 1928	Atlántico Oeste, Bahía de Chesapeake, Virginia, E.U.A	Campbell (1969)
<i>A. brevissime</i> Linton, 1908	<i>Dasyatis say</i> (Lesueur, 1817), <i>D. sabina</i> (Lesueur, 1824), <i>D. americana</i> Hildebrand y Schroeder, 1928, <i>Raja eglantheria</i> Bosc, 1800, <i>Psammobatis caudispina</i> Hildebrand, 1946	Atlántico Oeste, Golfo de México, Tortugas, Florida; Bahía de Chesapeake , E.U.A; Perú	Linton (1908), Goldstein (1964), Campbell (1969), Tantalean (1991)
<i>A. floridense</i> Goldstein, 1964	<i>Raja eglantheria</i> Bosc, 1800	Atlántico Oeste, Golfo de México, Bahía de Chesapeake , E.U.A	Goldstein (1964), Campbell (1969)



**Apéndice 4.** (Continuación) Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásitos de elasmobranquios en América.

Helminto	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>A. lineatum</i> Campbell, 1969	<i>Dasyatis americana</i> Hildebrand y Schroeder, 1928	Atlántico Oeste, Bahía de Chesapeake, Virginia, E.U.A	Campbell (1969)
<i>A. paulum</i> Linton, 1890	<i>Dasyatis centroura</i> (Mitchill, 1815), <i>D.</i> <i>americana</i> Hildebrand y Schroeder, 1928; <i>Raja</i> <i>eglanteria</i> Bosc, 1800	Atlántico Oeste, Wood's Hole, Massachusetts; Bahía de Chesapeake, Virginia, E.U.A.	Linton (1890), Campbell (1969)
<i>A. tortum</i> (Linton, 1916)	<i>Aetobatus narinari</i> (Euphrasen, 1790)	Atlántico, Oeste Tortugas, Florida, E.U.A.	Linton (1916), Campbell (1970)
<i>A. woodsholei</i> Baer, 1948	<i>Dasyatis centroura</i> (Mitchill, 1815)	Atlántico Oeste, Woods Hole, Massachusetts, E.U.A.	Baer (1948), Campbell (1970)
<i>A. psammobati</i> Carvajal y Goldstein, 1969	<i>Psammobatis scobina</i> (Philippi, 1857)	Pacífico Sureste, Papudo, Talcahuano, Chile	Carvajal y Goldstein (1969)
<i>A. annapinkiense</i> Carvajal y Goldstein, 1971	<i>Raja chilensis</i> Guichenot, 1848	Sureste del Pacífico, Bahía Anna Pink, Chile	Carvajal y Goldstein (1971)
<i>A. batailloni</i> Euzet, 1955	<i>Myliobatis aquila</i> (Linnaeus, 1758), <i>M.</i> <i>chilensis</i> Philippi, 1893	Mar Mediterraneo, Golfo du Lion; Sureste Pacífico, Antofagasta y Coquimbo, Chile	Euzet (1955), Carvajal y Jeges (1980)
<i>A. coquimbense</i> Carvajal y Jeges, 1980	<i>Myliobatis chilensis</i> Philippi, 1893	Sureste Pacífico, Coquimbo, Chile	Carvajal y Jeges (1980)

**Apéndice 4.** (Continuación) Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásitos de elasmobranquios en América.

Helminto	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>A. zapteryx</i> Ostrowski de Núñez, 1971	<i>Zapteryx brevirostris</i> (Müller y Henle, 1841)	Suroeste del Atlántico, Mar del Plata, Argentina	Ostrowski de Núñez (1971)
<i>A. bajaense</i> Appy y Dailey, 1973	<i>Heterodontus francisci</i> (Girard, 1855)	Este medio de Pacífico, California, Baja, E.U.A.	Appy y Dailey (1973)
<i>A. goldsteini</i> Appy y Dailey, 1973	<i>Platyrrhinoidis triseriata</i> Eschmeyer y Herald, 1983	Este medio de Pacífico, Seal Beach, California	Appy y Dailey (1973)
<i>A. chengi</i> Cornford, 1974	<i>Dasyatis lata</i> (Garman, 1880)	Norte Central del Pacífico, Hawaii	Cornford (1974)
<i>A. himanturi</i> Brooks, 1977	<i>Himantura schmardae</i> (Werner, 1904)	Mar Caribeano, La Ciénaga, Magdalena, Colombia	Brooks (1977)
<i>A. tasajerasi</i> Brooks, 1977	<i>Himantura schmardae</i> (Werner, 1904)	Mar Caribeano, La Ciénaga, Magdalena, Colombia	Brooks (1977)
<i>A. electricolum</i> Brooks y Mayes, 1978	<i>Narcine brasiliensis</i> (Olfers, 1831)	Mar Caribeano, Cartagena, Colombia	Brooks y Mayes (1978)
<i>A. cartagenese</i> Brooks y Mayes, 1980	<i>Urolophus jamaicensis</i> (Cuvier, 1816)	Mar Caribeano, Cartagena, Colombia	Brooks y Mayes (1980)
<i>A. columbianum</i> Brooks y Mayes (1980)	<i>Aetobatus narinari</i> (Euphrasen, 1790)	Mar Caribeano, Cartagena, Colombia	Brooks y Mayes (1980)
<i>A. urotrygoni</i> Brooks y Mayes, 1980	<i>Urotrygon venezuelae</i> Schultz, 1949	Mar Caribeano, Cartagena, Colombia	Brooks y Mayes (1980)
<i>A. amazonense</i> Mayes, Brooks y Thorson, 1978	<i>Potamotrygon circularis</i> Garman, 1913	Brazil, río Itacuai	Mayes <i>et al.</i> , (1978)

**Apéndice 4.** (Continuación) Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásitos de elasmobranquios en América.

Helminto	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>A. quinonense</i> Mayes, Brooks y Thorson, 1978	<i>Potamotrygon magdalense</i> (Duméril, 1865)	Río Magdalena, Cienga Jobo, Bolivar, Colombia; Zulia, Venezuela	Mayes <i>et al.</i> , (1978), Brooks <i>et al.</i> , (1981)
<i>A. regoi</i> Brooks, Mayes y Thorson, 1981	<i>Potamotrygon hystrix</i> (Müller y Henle, 1841)	Río Orinco Delta, Venezuela	Brooks <i>et al.</i> , (1981)
<i>A. gonzalesmugaburoi</i> Severino y Sarmiento, 1979	<i>Myliobatis peruvianus</i> (Garman, 1913)	Pacífico ecuatorial, Callao, Lima, Perú	Severino y Sarmiento (1979), Tantalean <i>et al.</i> , (1982)
<i>A. lusarmientoi</i> Severino y Verano, 1980	<i>Psammobatis caudispina</i> Hildebrand, 1946	Pacífico ecuatorial, Callao, Lima, Perú	Severino y Verano (1980), Tantalean <i>et al.</i> , (1982)
<i>A. minusculum</i> Márques, Brooks y Barriga, 1997	<i>Urolophus tumbesensis</i> (Chirichigno y McEachran, 1979)	Pacífico ecuatorial, Puerto Hualtaco, Provincia de El Oro, Ecuador	Márques <i>et al.</i> (1997a)
<i>A. monksi</i> Márques, Brooks y Barriga, 1997	<i>Aetobatus narinari</i> (Euphrasen, 1790)	Pacífico ecuatorial, Puerto Teli, Provincia de El Oro, Ecuador	Márques <i>et al.</i> (1997a)
<i>A. obuncum</i> Márques, Brooks y Barriga, 1997	<i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Puerto Hualtaco, Provincia de El Oro, Ecuador	Márques <i>et al.</i> (1997a)
<i>A. puntarenasense</i> Márques, Brooks y Monks, 1995	<i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Punta Morales, Punta Arenas Provincia, Costa Rica	Márques <i>et al.</i> , (1995)
<i>A. vargasi</i> Márques, Brooks y Monks, 1995	<i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Punta Morales, Punta Arenas Provincia, Costa Rica	Márques <i>et al.</i> (1995)

**Apéndice 4.** (Continuación) Estudios realizados de *Acanthobothrium* como parásitos de elasmobranquios en América.

Helminto	Hospedero	Localidad	Referencia
<i>A. atahualpai</i> Márques, Brooks y Barriga, 1997	<i>Gymnura afuerae</i> (Hildebrand, 1946)	Pacífico ecuatorial, Puerto Bolivar, Ecuador	Márques <i>et al.</i> , (1997a)
<i>A. campbelli</i> Márques, Brooks y Monks, 1997	<i>Urotrygon chilensis</i> (Guenther, 1872), <i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Costa Rica; Ecuador	Márques <i>et al.</i> , (1995), Márques <i>et al.</i> , (1997a)
<i>A. cimari</i> Márques, Brooks y Monks, 1995	<i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Punta Morales, Costa Rica	Márques <i>et al.</i> , (1995)
<i>A. costarricense</i> Márques, Brooks y Monks, 1995	<i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Punta Morales, Costa Rica; Puerto Hualtaco, Ecuador	Márques <i>et al.</i> , (1995), Márques <i>et al.</i> , (1997a)
<i>A. franus</i> Márques, Centritto y Stewart, 1997	<i>Narcine entemedor</i> Jordan y Starks, 1895	Pacífico ecuatorial, Golfo de Santa Helena, Costa Rica	Márques <i>et al.</i> , (1997b)
<i>A. inbiorum</i> Márques, Centritto y Stuart, 1997	<i>Narcine entemedor</i> Jordan y Starks, 1895	Pacífico ecuatorial, Golfo de Santa Helena, Costa Rica	Márques <i>et al.</i> , (1997b)
<i>A. minusculum</i> Márques, Brooks y Barriga, 1997	<i>Urolophus tumbesensis</i> Chirichigno y McEachran, 1979	Pacífico ecuatorial, Puerto Hualtaco, Provincia de El Oro, Ecuador	Márques <i>et al.</i> , (1997a)
<i>A. obuncum</i> Márques, Brooks y Barriga, 1997	<i>Dasyatis longa</i> (Garman, 1880)	Pacífico ecuatorial, Puerto Hualtaco, Provincia de El Oro, Ecuador	Márques <i>et al.</i> , (1997a)
<i>A. marplatense</i> Ivanov y Campbell, 1998	<i>Rioraja castelnaui</i> (Miranda-Ribeiro, 1907)	Sur Oeste de Atlántico, Mar del Plata, Argentina	Ivanov y Campbell (1998)
<i>A. ramiroi</i> Ivanov, 2005	<i>Paratrygon motoro</i> (Müller y Henle, 1841), <i>Elipesurus</i> sp.	Rio Panama, Argentina	Ivanov (2005)