

DICNE
8500

800223

FECHA DE DEVOLUCION

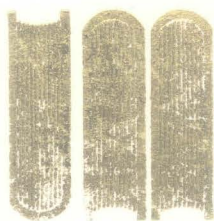
El último sello marca la fecha tope para ser devuelto este libro.

Vencido el plazo, el lector pagará 1.00 peso por cada día que pase.

(11-013)

<p>17 ABR 1978</p> <p>23 ABR 1978</p> <p>23 ABR 1978</p> <p>NOV 1978</p> <p>09 FEB 1983</p> <p>8 ABR 1985</p> <p>UNIVERSIDAD DE MONTERREY</p> <p>VENICIA DELITO</p> <p>BIBLIOTECA</p>	
---	--

UNIVERSIDAD DE MONTERREY
DIVISION DE CIENCIAS NATURALES Y EXACTAS



UNIVERSIDAD
DE MONTERREY

CONTRIBUCIÓN AL ESTUDIO DE LOS
HELMINTOS PARÁSITOS DE PECES DE
AGUA DULCE EN EL NORESTE
DE MÉXICO

Reporte del Programa de Evaluación Final
QUE EN OPCION AL TITULO DE
LICENCIADO EN QUIMICA CON ESPECIALIDAD
EN ANALISIS CLINICOS

PRESENTA

¹⁰
Mo¹⁰ BEGOÑA DEL CARMEN CARTAGENA PASCUAL
MARIA GUADALUPE RAMIREZ BENAVIDES
FRANCISCO JAVIER SALLES MIRELES

MONTERREY, N. L.

DICIEMBRE DE 1976

BIBLIOTECA
UNIVERSIDAD DE MONTERREY

A nuestros padres
con cariño.

A nuestros maestros.

A nuestros hermanos,
amigos y compañeros.

A nuestro asesor
Q.F.B. M.Sc. José Vargas Mena.

INDICE

	Página
Introducción	1
Material y Métodos	5
Resultados	14
Discusión y Conclusiones	35
Resumen	41
Bibliografía	43

INTRODUCCION

El parasitismo animal es una forma de vida en la cual una especie, el parásito, se encuentra viviendo en otra especie, el huésped, obteniendo todo lo que le es necesario a expensas del segundo. (11)

Atendiendo a su localización en el huésped, los animales parásitos se designan como ectoparásitos, si viven en la superficie externa del huésped o en las cavidades que se abren directamente al exterior; y endoparásitos si viven dentro del cuerpo del huésped ya sea en tracto digestivo, hígado, corazón u otros órganos, tejidos y cavidades corporales. Como ejemplo de los primeros tenemos a los tremátodos monogénéticos y dentro de los segundos se encuentran los tremátodos di

genéticos, los nemátodos y los protozoos.

Las propiedades básicas del parasitismo aparecen cuando el parásito tiene que irse adaptando a vivir y reproducirse dentro del huésped al mismo tiempo que a infectar a nuevos huéspedes. El parasitismo puede ser considerado como un producto de evolución en el cual tanto el huésped como el parásito se adaptan a convivir a través de procesos selectivos. Ya que el parásito vive a expensas del huésped podemos suponer que el parasitismo trae consigo efectos que vienen a debilitar al huésped, a impedirle o retardarle el crecimiento e incluso le llevan a la muerte. De este fenómeno puede resultar una extinción de determinadas especies o causar cambios en las poblaciones parasitadas.

La puerta de entrada más común para los parásitos internos es la boca (4), muchos otros pueden penetrar por piel procedentes de suelo y algunos otros lo hacen desde las aguas dulces. También encontramos aquellos cuyo desarrollo se lleva a cabo dentro de algún artrópodo hematófago y son introducidos al organismo por vía cutánea, y finalmente encontramos los que utilizan

de huéspedes intermediarios para pasar al huésped definitivo.

El presente trabajo consiste en un estudio sobre parásitos de peces de agua dulce realizado en la región noreste del país. El objetivo que se persigue es el de conocer la fauna helmintológica que albergan los peces de la región.

En la actualidad, hasta donde estamos enterados por la revisión bibliográfica que hemos hecho, poco se ha estudiado y escrito sobre la vida parasitaria helmíntica en los animales acuáticos de la República Mexicana. Dentro de los trabajos que sobre este tema hemos localizado, la mayoría han sido realizados en parásitos de peces marinos. Entre ellos se encuentran los publicados por Caballero y Bravo-Hollis (2) y Lamothe Argumedo (5,6,7,8). Los trabajos han sido efectuados en el Golfo de México y en el Pacífico Mexicano.

Esperamos que el presente trabajo sirva como principio de otros posteriores con los cuales se podría determinar en que grado afecta la parasitosis a los pe-

ces y lo que es más importante, como se ve afectado él mismo.

MATERIAL Y METODOS

Los peces sometidos a estudio procedieron de: Presa Rodrigo Gómez, Villa de Santiago, N.L.; Granja Piscícola "María Guadalupe Benavides P.", Cd. Miguel Alemán, Tamps. y Río Bravo a la altura de Cd. Miguel Alemán, Tamps. Estos fueron colectados utilizando red, trampa o anzuelo, en los meses de agosto, septiembre y octubre de 1976.

A los huéspedes no se les hizo una identificación precisa, pertenecen a especies conocidas en la región como mojarra, bagre y robalo. El número total de e jemplares examinados fue de 64. En la tabla 1 se muestran el número que corresponde a cada especie y su procedencia.

La edad de los bagres, por proceder de una granja piscícola, pudo determinarse con cierta exactitud entre los 6 y los 18 meses. Este dato no pudo determinarse en el caso de mojarra y robalo, ya que éstos fueron capturados en sus hábitats naturales sin ningún control humano de reproducción y cría; sin embargo las mojarra y robalo se pesaron y midieron antes de examinarlos para tener alguna información que permita en el futuro hacer comparaciones válidas al menos en relación con tamaño del huésped. Para las mojarra la longitud promedio fue de 22 cm., con una máxima de 26 cm. (1 ejemplar) y una mínima de 15 cm. (1 ejemplar) y el peso promedio fue de 218 g., con un máximo de 285 g. (1 ejemplar) y un mínimo de 125 g. (1 ejemplar). Para los robalo la longitud promedio fue de 35 cm., con una máxima de 42 cm. (1 ejemplar) y una mínima de 27 cm. (1 ejemplar) y el peso promedio fue de 730 g., con un máximo de 1,230 g. (1 ejemplar) y un mínimo de 270 g. (1 ejemplar).

Los robalo y las mojarra fueron estudiados en el Laboratorio de Parasitología de la Universidad de Monterrey y examinados en un período no mayor de tres

horas después de su muerte. Los bagres, en un laboratorio improvisado en la granja piscícola inmediatamente después de su captura.

Se hizo un examen macroscópico de cada uno de los peces en busca de lesiones externas y ectoparásitos y posteriormente se procedió a su disección ventral longitudinal y evisceración, colocando separadamente es tómago, vísceras sólidas e intestino, en cajas de Petri conteniendo agua destilada a temperatura ambiente; también se separó material de la vejiga natatoria colocándose en un recipiente distinto con agua destilada. Después se separaron las agallas y los ojos tratándose en la forma antes descrita. Una vez eviscerados los peces se examinó macroscopicamente la cavidad corporal.

Utilizando el microscopio de disección se pro cedió a un examen cuidadoso de cada una de las partes. En los ojos se observaron tanto los tejidos como el con tenido líquido; en seguida se examinaron las agallas.

Las vísceras sólidas se cortaron en porciones pequeñas y se examinaron en el microscopio de disección.

El intestino se cortó longitudinalmente, se extrajo el contenido y se examinó al microscopio; también se examinó la mucosa intestinal raspando su superficie con ayuda de agujas de disección. El estómago se observó en su parte externa, se abrió y se examinó la mucosa bajo el microscopio. Finalmente se estudió el material de vejiga natatoria.

Los parásitos en lo que fué posible se observaron vivos y se mantuvieron por espacio de una hora en agua entre 10 y 15°C para permitir su relajación antes de proceder a fijarlos.

Los tremátodos se fijaron con A.F.A. caliente (R-1, pág. 11) aplanados entre dos portaobjetos o entre portaobjetos y cubreobjetos, dependiendo del tamaño de los especímenes, por espacio de una hora; los céstodos no se aplanaron. Después todos se pasaron a tubos con A.F.A. permaneciendo allí hasta el momento de la colocación.

Para colorear los céstodos y tremátodos se u-

tilizaron el Carmín de Semichon y la Hematoxilina de Delafield de acuerdo con las siguientes técnicas:

Carmín de Semichon:

- 1.- Alcohol etílico al 50% durante 15 minutos (R-2).
- 2.- Alcohol etílico al 70% durante 15 minutos (R-3).
- 3.- Colorante Carmín de Semichon (R-4) diluído en alcohol 1:1, durante 1 hora.
- 4.- Lavar con alcohol al 70% dos veces.
- 5.- Alcohol al 70% acidificado (R-5).
- 6.- Alcohol al 96% durante 30 minutos.
- 7.- Secar y quitar humedad con papel filtro.
- 8.- Pasar a Terpeneol durante 24 horas cuando menos, antes de montar.

Hematoxilina de Delafield:

- 1.- Alcohol etílico al 50% durante 15 minutos.
- 2.- Alcohol etílico al 30% (R-6) durante 15 minutos.
- 3.- Colorante Hematoxilina de Delafield (R-7) diluído con agua 1:1 mínimo por una hora.
- 4.- Lavar con agua destilada.
- 5.- Alcohol etílico al 30% durante 15 minutos.
- 6.- Alcohol etílico al 50% durante 15 minutos.

- 7.- Alcohol etílico al 70% acidificado hasta destefir a rosa pálido.
- 8.- Alcohol etílico al 70% para lavar.
- 9.- Alcohol etílico al 70% alcalinizado (R-8) hasta que vire a azul.
- 10.- Alcohol etílico al 96% durante media hora.
- 11.- Pasar a Terpeneol durante 24 horas cuando menos, antes de montar.

Estos métodos de coloración se siguieron para tremátodos y céstodos. Los nemátodos se aclararon en glicerina para su estudio microscópico.

Después de colorear los parásitos, se procedió al montaje de la siguiente manera: se colocó una gota de medio de montaje (R-9) en un portaobjetos limpio y seco; con ayuda de la aguja de disección se colocaron los parásitos sobre ella y se cubrieron con un cubreobjetos e vitando que quedaran burbujas atrapadas en el material de montaje.

Para la identificación de los especímenes encontrados, se estudiaron preparaciones sin teñir y pre-

paraciones teñidas con Carmin de Semichon, con el cual se obtuvieron resultados muy superiores a los logrados con Hematoxilina. Se siguió el sistema de clasificación de Yamaguti (14,15,16) para tremátodos y céstodos, y el de Yorke y Maplestone (17) para nemátodos.

Reactivos:

R-1) A.F.A. (alcohol-formol-acético).

Formalina	300 ml.
Acido acético glacial	300 ml.
Alcohol etílico al 96%	900 ml.
Agua destilada	1,500 ml.

R-2) Alcohol etílico al 50%.

Alcohol etílico al 96%	520 ml.
Agua destilada	479 ml.

R-3) Alcohol etílico al 70%.

Alcohol etílico al 96%	73 ml.
Agua destilada	27 ml.

R-4) Carmin de Semichon (1).

Acido acético glacial	100 ml.
-----------------------	---------

Agua destilada 100 ml.
Carmin

Se agregan 100 ml. de ácido acético glacial a 100 ml. de agua destilada y por último carmin en polvo en exceso. Se disuelve calentando a 95 ó 100°C durante 15 minutos. Enfriar y filtrar. El filtrado es el colorante stock, el cual es diluido con una cantidad igual de alcohol al 70% como mínimo antes de usarse.

R-5) Alcohol al 70% acidificado.

Alcohol etílico al 70%

Acido clorhídrico al 1%:

Acido clorhídrico concentrado 1 ml.

Agua destilada 100 ml.

Agregar el ácido clorhídrico al 1% al alcohol gota a gota hasta un pH ácido (4 ó 5).

R-6) Alcohol etílico al 30%.

Alcohol etílico al 96% 313 ml.

Agua destilada 688 ml.

R-7) Hematoxilina de Delafield (1).

Hematoxilina 4 g.

Alcohol etílico al 96% 25 ml.

Glicerina 100 ml.

Alcohol metílico 100 ml.

Solución acuosa saturada de alumbre de amonio.

Se disuelve la hematoxilina en el alcohol etílico, se agrega ésta gota a gota a la solución acuosa saturada de amonio, se filtra y luego se agrega la glicerina y el alcohol metílico. Se deja reposar de 6 a 8 semanas a la luz y al aire hasta que oscurezca.

R-8) Alcohol etílico al 70% alcalinizado.

Alcohol etílico al 70%

Bicarbonato de sodio al 2%:

Bicarbonato de sodio 2 g.

Agua destilada 100 ml.

Agregar la solución de bicarbonato al alcohol gota a gota hasta un pH alcalino (8 ó 9).

R-9) Medio de Montaje.

Resina sintética disuelta en xilol. (H.S.R. Microscopic Mounting Medium. Harleco).

RESULTADOS

De los 64 peces estudiados, 21 (32.8%) se encontraron parasitados. Como puede verse en la tabla 2, la frecuencia más alta de parasitosis se encontró en las mojarras, 14 de las 31 examinadas (41.2%) se encontraron parasitadas; la frecuencia menor se encontró en bagres, 4 parasitados de 21 estudiados (19%). Tres de los 12 robalos estudiados (25%) albergaban parásitos.

En la mojarra, en que se detectó la máxima frecuencia de parasitosis, también se encontró la máxima intensidad. De los 14 huéspedes parasitados de esta especie se recuperó un total de 113 helmintos lo cual corresponde a una parasitosis promedio de 8 helmintos por huésped (tabla 3). Para robalos y bagres esta cifra fué de

1.3.

Ochenta y seis de los 113 helmintos obtenidos de mojarras se localizaron en el glóbulo ocular (tabla 3); los 27 helmintos restantes obtenidos de esta especie se encontraron distribuidos de la siguiente forma: 7 en agallas, 16 en cavidad corporal y 4 en cuenca ocular. No se encontraron parásitos en tubo digestivo de esta especie. De los 4 helmintos obtenidos en robalo, 2 se encontraron en ojo y 2 en estómago. Los 5 especímenes colectados en bagres se encontraron unicamente en intestino.

Del total de 122 helmintos encontrados, 115 fueron tremátodos, 5 céstodos y 2 nemátodos. Los 2 nemátodos se encontraron en robalo y los 5 céstodos en bagre. De los 115 tremátodos obtenidos, 113 se encontraron en mojarra y los 2 restantes en robalo.

Los 115 tremátodos encontrados son del orden Digenea; en 88 de ellos se trata de ejemplares inmaduros que no fué posible identificar, encontrados en líquido de la cámara ocular; en los 27 restantes se trata

aparentemente de metacercarias del género Clinostomum que fueron obtenidas en agallas, cavidad corporal y cuenca ocular.

Los únicos nemátodos obtenidos, se encontraron alojados en bolsas quísticas en la superficie externa del estómago de dos robalos.

Los 5 céstodos se encontraron en el intestino de un total de 4 bagres.

Clinostomum sp., metacercaria (?).

El estudio microscópico de todos los tremátodos grandes (27 especímenes), revela características morfológicas que hacen pensar que se trate de una sola especie. En ninguno de los ejemplares estudiados fué posible localizar e identificar la mayor parte de los órganos internos, dando la impresión de que se trata de especímenes inmaduros o pobremente desarrollados, más que de una técnica inadecuada de tinción. A continuación hacemos una descripción de estos ejemplares.

De la medición de 21 especímenes se obtuvieron

las siguientes cifras: longitud promedio de 4.6 mm con una máxima de 6.0 mm (1 ejemplar) y una mínima de 3.5 mm (3 ejemplares). Anchura promedio (en su parte más ancha) 1.3 mm, con una máxima de 2.0 mm (2 ejemplares) y una mínima de 1.0 mm (10 ejemplares).

Cuerpo elongado con la parte más ancha a nivel del tercio medio, que se va reduciendo hacia la extremidad posterior para terminar en forma redondeada; en los 13 ejemplares de los 27 especímenes estudiados, el tercio anterior del cuerpo, más angosto que el tercio medio, es de bordes casi paralelos terminando sin adelgazarse más en una extremidad aplanada; en estos casos el aspecto general del cuerpo es de jarrón o florero (Fig. 1); en algunos ejemplares los extremos anterior y posterior se observan redondeados y casi del mismo ancho que el resto del cuerpo (Fig. 2). Ventosa oral subterminal, redonda en la mayoría de los ejemplares o con un diámetro transversal ligeramente mayor que el anteroposterior (0.2752 mm).

Acetábulo bien desarrollado, con amplio reborde muscular, localizado sobre la línea media en el ter-

cio anterior del cuerpo; en todos los ejemplares en los que el tercio anterior del cuerpo es de forma rectangular (Fig. 1), el borde posterior del acetábulo se encuentra al inicio de esta zona, en el resto de los ejemplares (Fig. 2), el borde posterior del acetábulo coincide con la línea que separa los tercios medio y anterior del cuerpo; es redondo en todos los casos, con un diámetro aproximadamente equivalente a dos tercios de la anchura del cuerpo en esa región (0.7069 mm); el diámetro de la abertura del acetábulo es aproximadamente la mitad del diámetro total de éste.

Prefaringe corta. Faringe poco desarrollada. Esófago ausente. Ciegos intestinales de paredes sinuosas, delgados en la porción anterior, ensanchándose a nivel del acetábulo llegando hasta el extremo posterior donde casi se juntan.

En el espacio intercecal y cerca de la mitad de la parte posterior del cuerpo se observan estructuras que semejan un aparato reproductor escaso en desarrollo.

De los 27 tremátodos grandes, 7 se encontraron libres en agallas y el resto enquistados en la cavidad corporal y cuenca ocular. Estos quistes son de un diámetro aproximado de 2 mm, de forma esférica y de color amarillento.

Los especímenes encontrados coinciden con la descripción dada por Hyman (12) de la metacercaria del género Clinostomum. Según este autor, las metacercarias de este género, conocidas como "yellow grubs", se encuentran enquistadas en los músculos de peces y en la cubierta interna de la cavidad celómica y sacos linfáticos de sapos, siendo lo suficientemente grandes para ser vistos a simple vista. Todo esto nos hace pensar que nuestros especímenes podrían pertenecer a este género, aunque desafortunadamente el autor (Hyman, loc. cit.) no menciona medidas y no nos fué posible llegar a las publicaciones originales. De acuerdo con ésto, la clasificación de nuestros especímenes sería la siguiente:

Phylum: Platyhelminthes

Clase: Trematoda

Orden: Digenea van Beneden, 1858

Suborden: Prosostomata Odhner, 1905

Familia: Clinostomidae Lühe, 1901

Subfamilia: Clinostominae Pratt, 1902

Género: Clinostomum Leidy, 1856

Huésped: Mojarra

Hábitat: Cavidad corporal y cuenca ocular.

Localidad: Presa Rodrigo Gómez, Villa de Santiago, Nuevo León, México.

(Figs. 1 y 2)

Tremátodos inmaduros no identificados.

En la figura 3 se presentan las características morfológicas de los 88 especímenes inmaduros no identificados colectados en los ojos de mojarra y robalo.

De la medición de 20 ejemplares se obtuvieron las siguientes cifras: longitud promedio de 1.3 mm., con una máxima de 1.77 mm. y una mínima de 0.59 mm. Anchura promedio (en su parte más ancha) 0.4 mm., con una máxi-

ma de 0.67 mm. y una mínima de 0.12 mm.

Se trata de organismos de forma oval, aplana dos dorsoventralmente. Acetábulo poco desarrollado con un diámetro transverso menor que el anteroposterior, localizado en el tercio anterior del cuerpo. Ciegos in testinales anchos extendiéndose desde la región anterior al acetábulo hasta la región posterior del cuerpo.

Marsipocephalus sp.

Los cinco céstodos encontrados (Figs. 4, 5 y 6) coinciden con la descripción dada por Yamaguti (13) del género Marsipocephalus. A continuación se da una descripción de estos ejemplares.

Escólex globoso, con cuatro ventosas redondeadas. Canales excretores en el campo de las vitelarias. Testículos extendiéndose en la corteza dorsal, en una capa a través de toda la longitud del proglótide. Bolsa del cirro grande, cirro grueso y largo proyectándose al exterior a través del poro genital en la mayoría de los proglótides. Poros genitales marginales al ternando irregularmente y localizados en la mitad ante-

rior del proglótide. Ovario bilobulado medular localizado en el extremo posterior del proglótide y entre las vitelarias de los dos lados. Vitelarias extendiéndose en toda la longitud del proglótide, aparentemente en la médula lateral. Utero con varias ramificaciones laterales, llegando desde el ovario hasta el extremo anterior del proglótide. Vagina posterior al cirro.

Hyman (14) reporta que el género Marsipocephalus pertenece a la familia Monticelliidae, en la cual algunos o todos los órganos reproductores están en el mesénquima cortical y parasitan intestino de bagres. Dentro de esta familia, el género Marsipocephalus tiene solo los testículos corticales y los demás órganos en la médula.

Nuestros ejemplares solo difieren de las descripciones dadas por Yamaguti y Hyman en que no se observan unos surcos ventrales en el estróbilo, descritos por Yamaguti.

Se llegó a la siguiente clasificación:

Phylum: Platyhelminthes

Clase: Cestoda

Subclase: Eucestoda Southwell, 1930

Orden: Proteocephalidea Mola, 1928

Familia: Proteocephalidae La Rue, 1911

Subfamilia: Marsipocephalinae Woodland, 1933

Género: Marsipocephalus Wedl, 1861

Huésped: Bagre

Hábitat: Intestino

Localidad: Granja Piscícola "María Guadalupe Benavides P." y Río Bravo, Cd. Miguel Alemán, Tamaulipas, México. (Figs. 4, 5 y 6)

Nemátodos.

Los dos nemátodos encontrados aparentemente pertenecen a una sola especie. En éstos poco se pudo estudiar debido al estado de deterioro en que estaban. En uno de ellos se rompió la cutícula a nivel del tercio anterior, saliéndose esófago y parte de intestino y en el otro se presentó la cutícula arrugada de tal forma que no se pudieron observar órganos internos. Debido a esto y a lo escaso del material obtenido fué imposible

llegar a una identificación completa, llegándose solamente a cuatro posibles géneros.

Estos nemátodos se encontraron alojados en bolsas quísticas en la superficie externa del estómago; además tenían una vaina que recubría todo el gusano.

Cuerpo cilíndrico midiendo 25 mm. de longitud. Extremidad anterior con tres labios, cada uno con una papila por lo menos. Extremidad caudal terminando conicamente. De los órganos internos solamente se observó un esófago muscular y cilíndrico.

Se intentó identificarlos siguiendo el sistema de clasificación de Yorke y Maplestone (11); según este autor dentro del orden Euneumatoda existen 8 superfamilias de las cuales nuestro espécimen no puede pertenecer a: Rhabdiasoidea porque en ésta las formas parásitas son de tamaño mucho menor al de nuestros ejemplares; Trichuroidea, debido a que presenta un esófago tubular no musculado que no se encuentra en los especímenes estudiados; Strongyloidea y Dioctophymoidea ya que éstos

son parásitos de mamíferos; Oxyuroidea porque presenta un esófago bulboso; Spiruroidea y Filarioidea debido a que tienen forma filariforme. Con la octava superfamilia, Ascaroidea, nuestro espécimen comparte las siguientes características: extremidad anterior trilobulada, esófago mas o menos ensanchado posteriormente pero sin un bulbo posterior esférico definido y con un ventrículo posterior.

Dentro de esta superfamilia se encuentran dos familias, Ascaridae y Heterocheilidae. En la primera familia están contenidas especies parásitas de mamíferos y que se caracterizan por no poseer ventrículo esofágico posterior. La presencia de ventrículo esofágico posterior en nuestros especímenes nos permite identificarlos como pertenecientes a la familia Heterocheilidae, en la cual, además, están contenidos nemátodos parásitos de peces. En esta familia hay cuatro subfamilias, de las cuales pudieron descartarse tres: Goeziinae, por la ausencia en nuestros ejemplares de engrosamientos anulares con espinas posteriores en la cutícula; Crossopharinae, porque en esta especie existe un collar consistente en una doble hilera de fimbrias, detrás de los la-

bios, que no se observaron en el material que se estudió; Heterocheilinae por la ausencia en nuestros ejemplares de engrosamientos longitudinales detrás de los labios. A la cuarta, Anisakinae, que no presenta cutícula espinosa u otras estructuras elevadas, podrían corresponder nuestros ejemplares.

De los 10 géneros contenidos en esta subfamilia, se pudieron descartar: Cloeoascaris, por tener un collar cuticular rodeando el cuello; Multicaecum y Anisakis por ser parásitos de cocodrilos y mamíferos respectivamente; Paranisakis por la disposición de la vulva y Amplificaecum y Angusticaecum porque no presentan bulbo esofágico muscular. De esta manera llegamos a 4 posibles géneros que son: Porrocaecum, Contraecum, Raphidascaris y Dujardinia, con los cuales nuestros ejemplares comparten las siguientes características: ventrículo esofágico posterior, tamaño y tipo de huésped.

Tabla 1

PROCEDENCIA DE LOS HUESPEDES

Huésped	Número Examinado	Procedencia
Robalo	12	Presa Rodrigo Gómez
Mojarra	31	Presa Rodrigo Gómez
Bagre	19 2	Granja Piscícola Río Bravo

Tabla 2

FRECUENCIA DE PARASITOSIS

Huésped	Número Estudiado	Número Parasitado (*)
Robalo	12	3 (25.0)
Mojarra	31	14 (45.2)
Bagre	21	4 (19.0)
Total	64	21 (32.8)

(*) Entre paréntesis, frecuencia expresada porcentualmente.

Tabla 3

INTENSIDAD DE PARASITOSIS Y LOCALIZACION
DE LOS PARASITOS EN LOS HUESPEDES

Huésped	Número parasitado	Total de parásitos obtenidos	Parasitosis promedio	Localización de los parásitos					
				ojo	agalla	intestino	cavidad corporal	superficie externa del estómago	cuena ocular
Robalo	3	4	1.33	2	-	-	-	2	-
Mojarra	14	133	8.0	86	7	-	16	-	4
Bagre	4	5	1.25	-	-	5	-	-	-
Totales	21	122	-	88	7	5	16	2	4

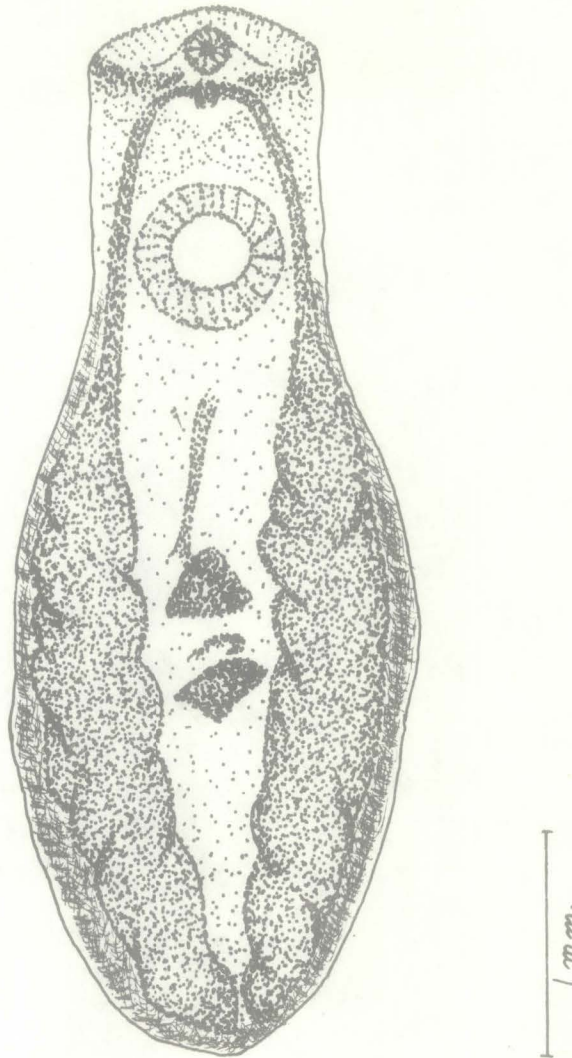
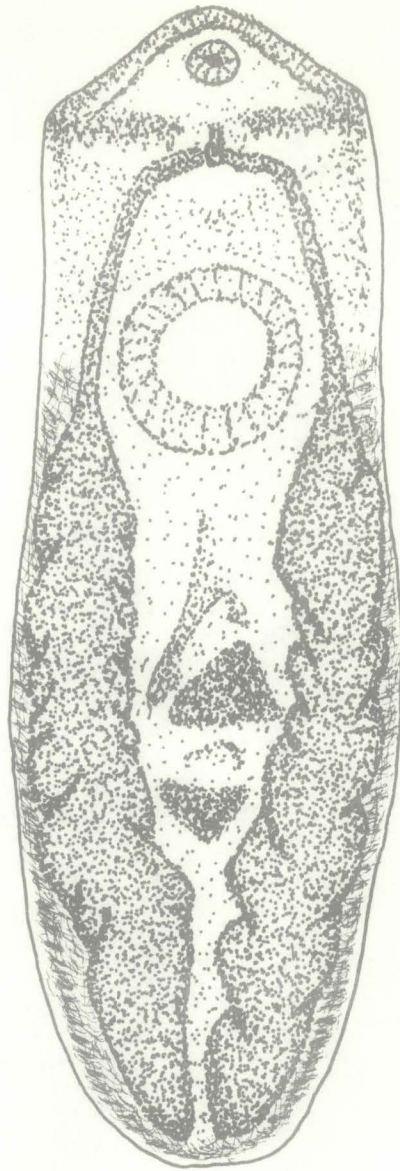
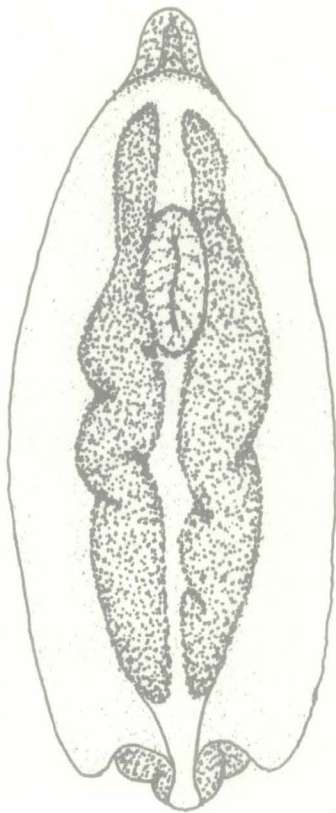


Fig. 1. Metacercaria de Clinostomum,
vista ventral.



1 mm.

Fig. 2. Metacercaria de Clinostomum,
vista ventral.



0.5 mm.

Fig. 3 Tremátodo inmaduro.

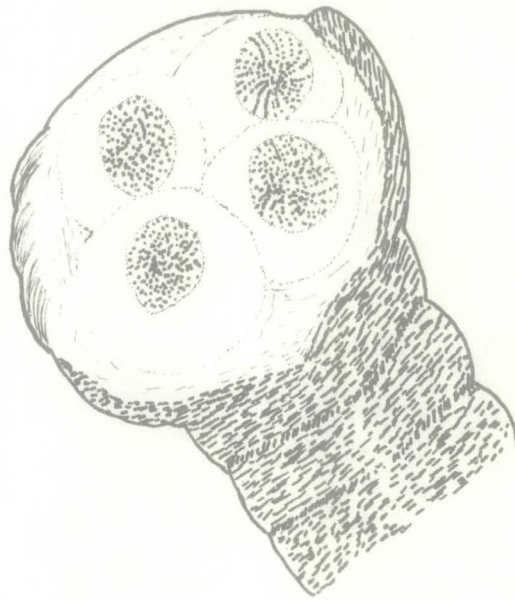
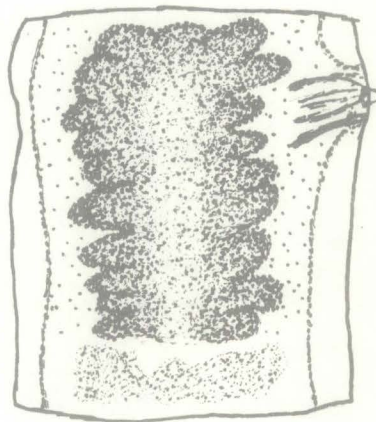
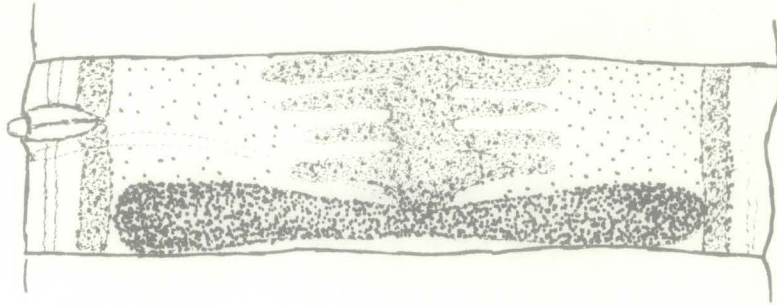


Fig. 4. Marsipoccephalus, scolix.



Figs. 5y6. Marsipocephalus,
vista ventral de proglótides madura y grávida.

DISCUSION Y CONCLUSIONES

De los tremátodos encontrados, 88 fueron considerados inmaduros debido a que no se les observó ningún aparato desarrollado, y este factor fué decisivo para impedir su identificación. El resto de los tremátodos fueron identificados como pertenecientes al género Clinostomum. Este género está comprendido dentro de la subfamilia Clinostominae, en la cual se encuentran parásitos de reptiles, aves y mamíferos que comen peces y sapos; en los huéspedes definitivos el parásito se encuentra alojado en esófago y cavidad bucal. El ciclo biológico de estos parásitos, según Olsen (11), es el siguiente: los huevos caen al agua cuando el huésped definitivo se alimenta; estos huevos pueden estar embrionados o no. Los primeros eclosionan inmediatamente des-

pués de caer al agua y los segundos requieren de aproximadamente 19 días para su desarrollo completo. Los miracidios que salen de los huevos son ciliados y penetran en el primer huésped intermediario, un caracol (Heliosoma campanulatum y H. antrosum), migrando a continuación a la glándula digestiva o hígado donde se desarrollan dos generaciones de redias, que posteriormente se convierten en cercarias. Estas escapan del caracol al agua, penetran por la piel de un pez (segundo huésped intermediario) hasta tejido subcutáneo y músculo donde se enquistan, dando lugar en aproximadamente 20 semanas a una metacercaria grande y precoz, conocida como "yellow grubs". Cuando el pez infectado es comido por el huésped definitivo, la metacercaria se desenquista en el estómago, migra hacia el esófago y cavidad bucal y alcanza la madurez en 3 días, completándose así el ciclo de vida.

Después de ver este ciclo y con las características morfológicas que presentan nuestros ejemplares, llegamos a la conclusión de que éstos podrían pertenecer al género Clinostomum; sin embargo para poder asegurarlo hubiera sido necesario que existieran reporta-

das las medidas tanto del quiste como de la metacercaria, así como haber realizado experimentalmente el ciclo de vida.

En la identificación de los céstodos, se llegó al género Marsipocephalus, ya que las características de nuestros especímenes coinciden con la descripción que da Yamaguti (15) para este género, excepto por la ausencia en nuestros ejemplares de los surcos ventrales superficiales que él describe; ésto pudiera haberse debido a que no fueron aplanados, lo cual seguramente fué causa también de que no se observaran la totalidad de los órganos.

Los huéspedes que contenían céstodos fueron cuatro, de ellos, tres eran peces en cautiverio con edad de 6 meses; el cuarto huésped fué pescado en el Río Bravo y coincide con el tamaño de los tres primeros. Todos son de la especie conocida como bagre. Los bagres grandes, de 18 meses de edad no estaban parasitados y procedían de lagos diferentes a donde se encontraron los primeros. Llama la atención que esta parasitosis se presentó únicamente en los peces de menor edad; sin em-

bargo, dado el escaso número de huéspedes examinados, no puede concluirse que exista una relación entre edad y parasitosis. En vista de ello, podría ser interesante un estudio posterior tendiente a demostrar si tal relación existe.

Con relación a la identificación de los nemátodos, solamente pudimos llegar a 4 posibles géneros, Porrocaecum, Contracaecum, Raphidascaris y Dujardinia, debido al escaso material obtenido y al mal estado del mismo al momento de estudiarlo. Ya que no se les observaron órganos internos que nos permitieran su diferenciación sexual, y basándonos únicamente en la forma de su extremidad posterior que no presenta la curvatura esperada en los machos, suponemos que los dos ejemplares eran hembras.

La frecuencia total de parasitosis encontrada por nosotros en peces de la Presa Rodrigo Gómez (39.5%), es comparable con los datos previamente reportados (40%) por Cantú, García y Martínez (3) en huéspedes obtenidos de la misma localidad 6 meses antes.

La parasitosis más frecuentemente encontrada por nosotros fué debida a tremátodos inmaduros en glóbulo ocular, lo cual coincide con lo reportado anteriormente (3); en ambos casos los huéspedes que son más frecuencia albergaban esta parasitosis son las mojarras; en el 78.5% de las que estudiamos se detectó esta parasitosis la cual corresponde a la reportada anteriormente para esta especie de huésped (80%) (3); sin embargo la intensidad de la parasitosis detectada por nosotros (7.8 tremátodos por huésped) es notablemente superior a la previamente reportada (2.7%).

En ninguno de los 21 bagres estudiados se encontraron tremátodos inmaduros en glóbulo ocular, mientras que Cantú, García y Martínez (3) reportan esta parasitosis en dos de los tres bagres que examinaron; sin embargo hay que tener en cuenta que nuestros huéspedes proceden de distintas localidades.

Parásitos del género Glossidium reportados en bagres capturados en Presa Rodrigo Gómez (3) no fueron observados en ninguno de los 21 bagres estudiados por nosotros procedentes de la Granja Piscícola y Río Bravo.

La parasitosis por metacercarias del género Clinostomum observada por nosotros en mojaras no fué reportada anteriormente en los peces de esta especie y de la misma localidad.

La única parasitosis detectada en bagres de la Granja Piscícola y del Río Bravo fué por céstodos del género Marsipocephalus, que no han sido reportados en peces de la misma especie capturados en Presa Rodrigo Gómez.

En resumen, aunque la frecuencia total de parasitosis parece ser la misma con una diferencia de 6 meses, sí hay algunas variaciones en cuanto a la composición de la fauna helmintológica, ya que en las mojaras del presente estudio aparecieron las metacercarias de Clinostomum que no habían sido reportadas anteriormente.

En cuanto a los bagres se refiere, las diferencias observadas podrían ser debidas a las distintas situaciones ecológicas prevalecientes en las localidades de captura.

RESUMEN

Se estudiaron 12 robalos y 31 mojaras capturadas en la Presa Rodrigo Gómez y 21 bagres procedentes de la Granja Piscícola "María Guadalupe Benavides P." y del Río Bravo.

Las mojaras se encontraron parasitadas con metacercarias del género Clinostomum y unos tremátodos inmaduros no identificados localizados en glóbulo ocular. En los robalos se encontraron los mismos tremátodos inmaduros en la misma localización y 2 nemátodos de identificación incierta. La única parasitosis detectada en los bagres fué debida a céstodos del género Marsipoccephalus.

Se presentan datos relativos a la frecuencia de cada una de las parasitosis y se hace una comparación entre los datos obtenidos en el presente estudio con los reportados previamente por otros investigadores en huéspedes capturados en la misma localidad.

BIBLIOGRAFIA

- 1.- Biological Stain Commission, 1962.- Staining Procedures. 2nd. ed. Williams and Wilkins, Baltimore.
- 2.- Caballero, E. y Bravo-Hollis, M., 1965.- Monogenea de peces marinos del litoral Mexicano del Golfo de México y del Mar Caribe. I. Bul. Mar. Scien. 15 (3): 535-547.
- 3.- Cantú García, C., García de la Garza, C., Martínez Galván, G., 1976.- Contribución al estudio de los Helmintos parásitos de los animales en el Estado de Nuevo León. Reporte de Programa de Evaluación Final, División de Ciencias Naturales y Exactas, Universidad de Monterrey, Monterrey, N.L., México.

- 4.- Faust, E. y Russell, P., 1961.- Parasitología Clínica de Craig y Faust. 2a. ed. UTEHA, México.
- 5.- Dawes, B., 1956.- The Trematoda. Cambridge University Press, London.
- 6.- Hyman, L.H., 1951.- The Invertebrates. Vol. II. Platyhelminthes and Rhynchocoela The Acoelomate Bilateria. McGraw-Hill, New York.
- 7.- Lamothe, A.R., 1961.- Estudio de dos tremátodos digéneos de peces del Golfo de California, México. An. Inst. Biol. (Mex.) 32 (1/2): 219-233.
- 8.- Lamothe, A.R., 1962.- Redescrición de dos tremátodos digéneos de peces del Pacífico Mexicano. An. Inst. Biol. (Mex.) 33 (1/2): 97-111.
- 9.- Lamothe, A.R., 1965.- Tremátodos de peces (II), Presencia de los tremátodos Bianium plicitum (Linton, 1928) Stunkard, 1931, y Leicithochirium microstomum Chandler, 1935, en peces del Pacífico Mexicano. An. Inst. Biol. (Mex.) 36 (1/2): 147-157.

- 10.- Lamothe, A.R., 1963.- Estudio de algunos monogéneos y digéneos. Tesis, Fac. de Ciencias, UNAM.
- 11.- Olsen, O.W., 1962.- Animal Parasites. Burgess, Minneapolis.
- 12.- Smyth, J.D., 1965.- Introducción a la Parasitología Animal. Continental, México.
- 13.- Weesner, F.M., 1960.- General Zoological Microtechniques. Williams and Willkins, Baltimore.
- 14.- Yamaguti, S., 1958.- Sistema Helmintum. Vol. I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates. Part I. Interscience, New York.
- 15.- Yamaguti, S., 1959.- Sistema Helmintum. Vol. II. The Cestodes of Vertebrates. Interscience, New York.
- 16.- Yamaguti, S., 1958.- Sistema Helmintum. Vol. I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates. Part II.