

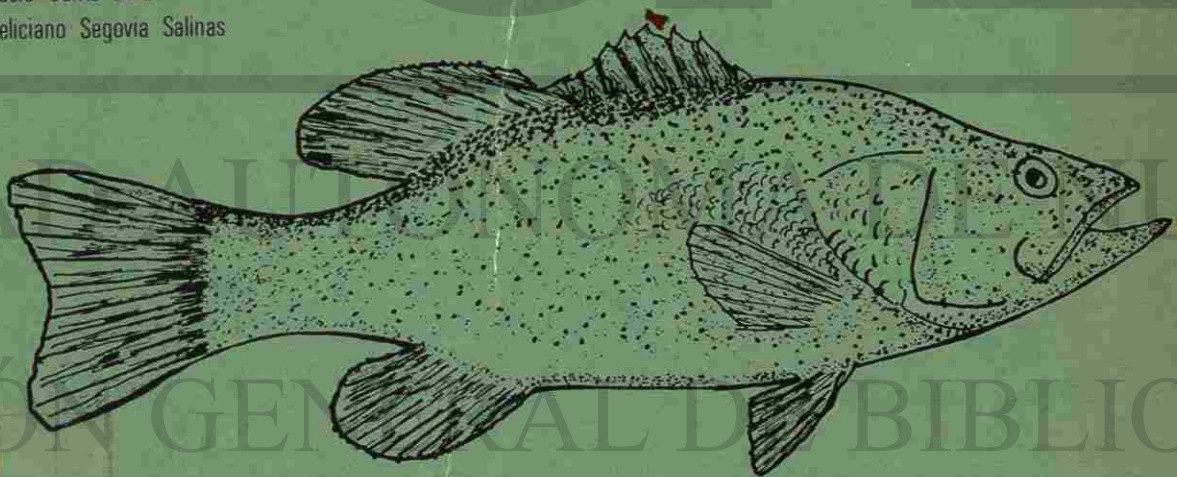


FONDEPESCA



PARASITOS Y ENFERMEDADES DE LA LOBINA

Por: Fernando Jiménez Guzmán
Lucio Galviz Silva
Feliciano Segovia Salinas



SH 1
.R6
J5



1020082552

DISTRIBUCION GRATUITA
FONDEPESCA
Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero
No. Prof. Juárez No. 27, Col. Locaxco
Cuajimalpa, D.F., C.P. 05360
Tels: 8812-34-19
8812-35-20



Parásitos de la Lobina

Micropterus spp.

Por:

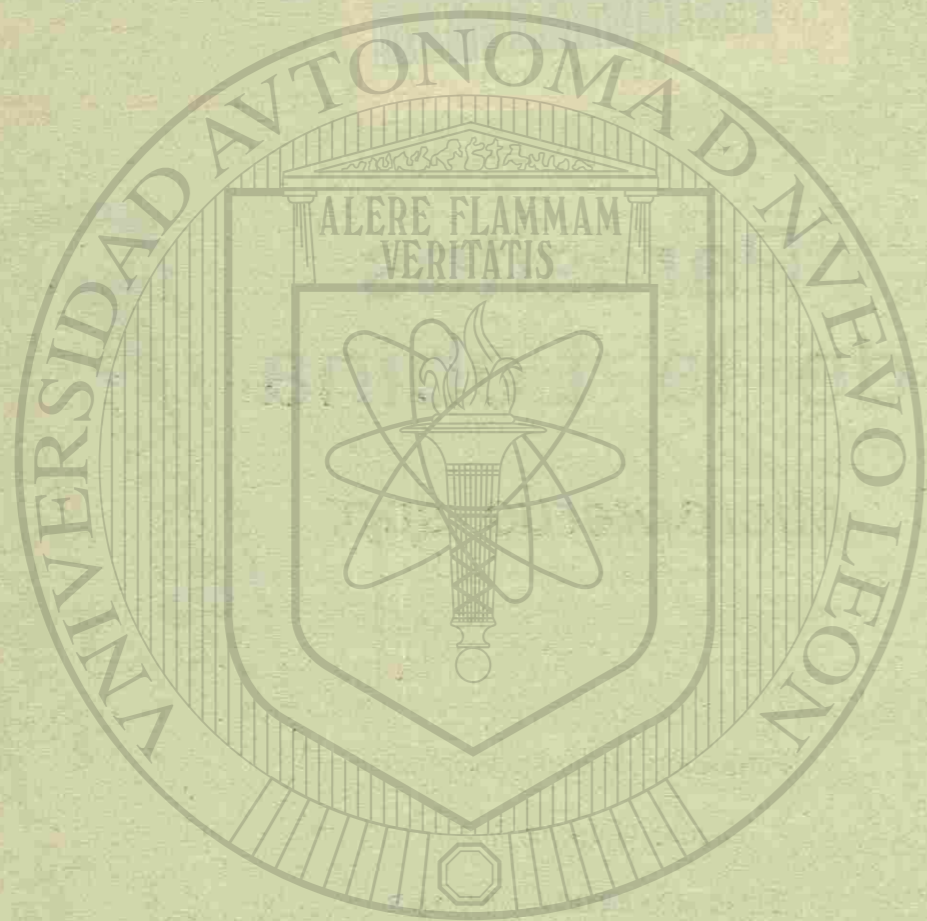
FERNANDO JIMÉNEZ GUZMÁN

LUCIO GALAVIZ SILVA

FELICIANO SEGOVIA SALINAS

DISTRIBUCION GRATUITA
FONDEPESCA
Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero
No. Prof. Juárez No. 27, Col. Locaxco
Cuajimalpa, D.F., C.P. 05360
Tels: 8-12-34-19
8-12-35-20

SH179
.R6
J5



UANL

SECRETARIA DE PESCA

Lic. PEDRO OJEDA PAULLADA
Secretario de Pesca

Lic. FERNANDO CASTRO Y CASTRO
Subsecretario de Infraestructura Pesquera

ING. JOSE LUIS CUBRIA PALMA
Oficial Mayor

Biól. RICARDO JUAREZ PALACIOS
Director General de Acuicultura

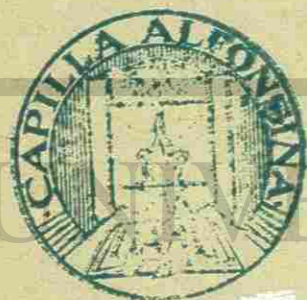
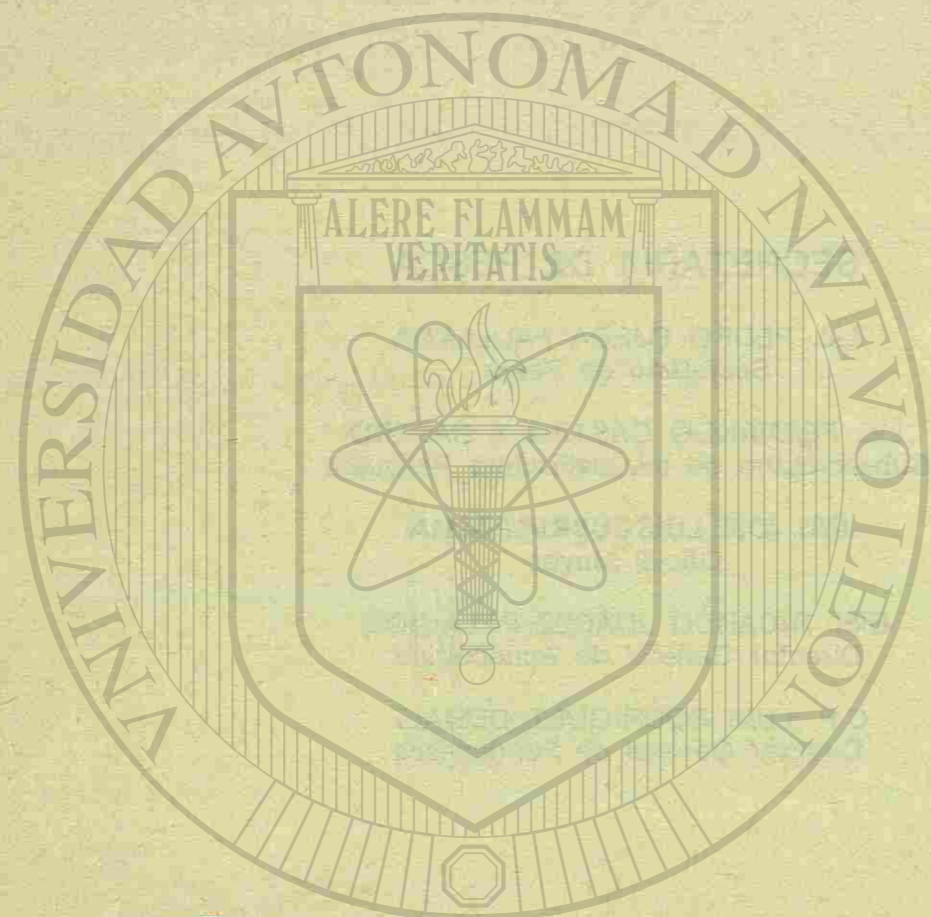
C.P. LUIS RODRIGUEZ DUHALT
Director General de Fondepesca

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN



DIRECCION GENERAL DE BIBLIOTECAS

Reimpresión del Fideicomiso
Fondo Nacional para el Desarrollo
Pesquero FONDEPESCA
ISBN 968-62-31-02-1



FONDO UNIVERSITARIO

152696

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

AGRADECIMIENTOS

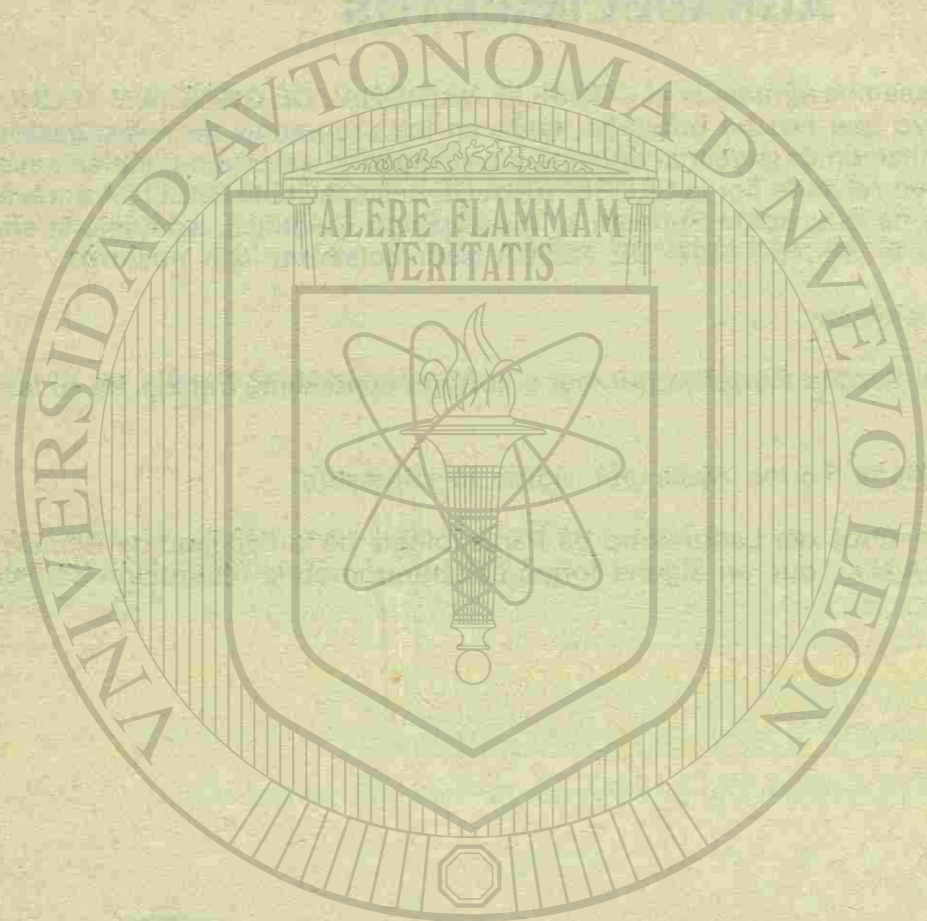
Los autores deseamos agradecer al CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGIA por el apoyo que nos ha brindado, tanto en los programas de investigación, como en los de formación de personal docente e investigador, así como también hacemos patente el apoyo recibido por la SECRETARIA DE EDUCACION PUBLICA a través de la Subsecretaría de Educación Superior e Investigación Científica, así como la amplia disposición de la SECRETARIA DE PESCA para colaborar con nosotros.

Agradecemos también:

A la Lic. Raquel Serrato González por leer y corregir el presente trabajo, en su fase final.

Al Biól. José María Torres Ayala por vigilar la impresión.

A todos los miembros del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la U.A.N.L., que en alguna forma colaboraron en la realización de este documento.

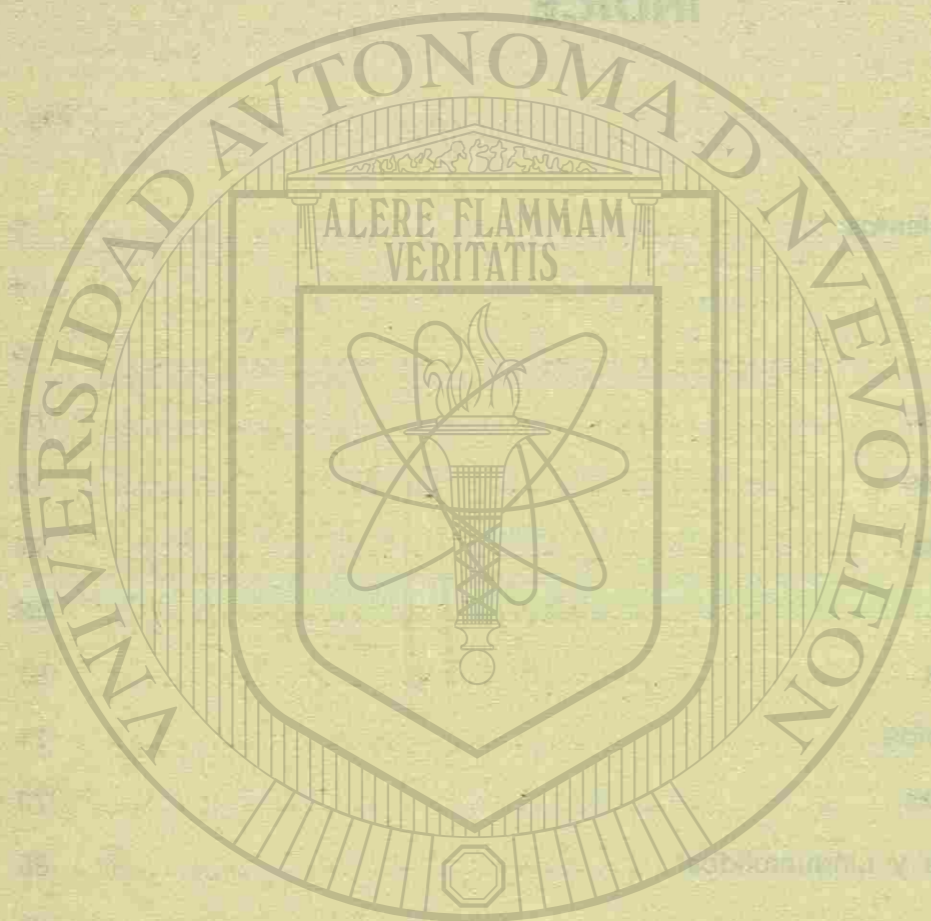


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

INDICE

	Pág.
Agradecimientos	5
Indice	7
Prólogo	9
Introducción	11
Cap. 1. Protozoarios	13
Cap. 2. Tremátodos	25
Cap. 3. Céstodos	53
Cap. 4. Nemátodos	61
Cap. 5. Acantocéfalos	71
Cap. 6. Sanguijuelas	79
Cap. 7. Copépodos y Linguatulidos	85
Cap. 8. Moluscos	91
Cap. 9. Aspectos Etiológicos y Patológicos de las Enfermedades de Peces	93
Cap. 10. Claves para la Determinación Clínica de las Enfermedades más Comunes en Peces	101
Cap. 11. Prevención y Tratamiento de Enfermedades de Peces	107
Cap. 12. Técnicas de Laboratorio	117
Cap. 13. Lista de Parásitos de <i>Micropterus spp.</i>	125
Referencias	129



PROLOGO

En términos de supervivencia y desarrollo de una población silvestre o cultivada, el equilibrio entre el hospedero y parásito es fundamental; siendo particularmente importante mantener este equilibrio en caso de ecosistemas perturbados o cuando las dos poblaciones que interactúan no han tenido un desarrollo evolutivo común.

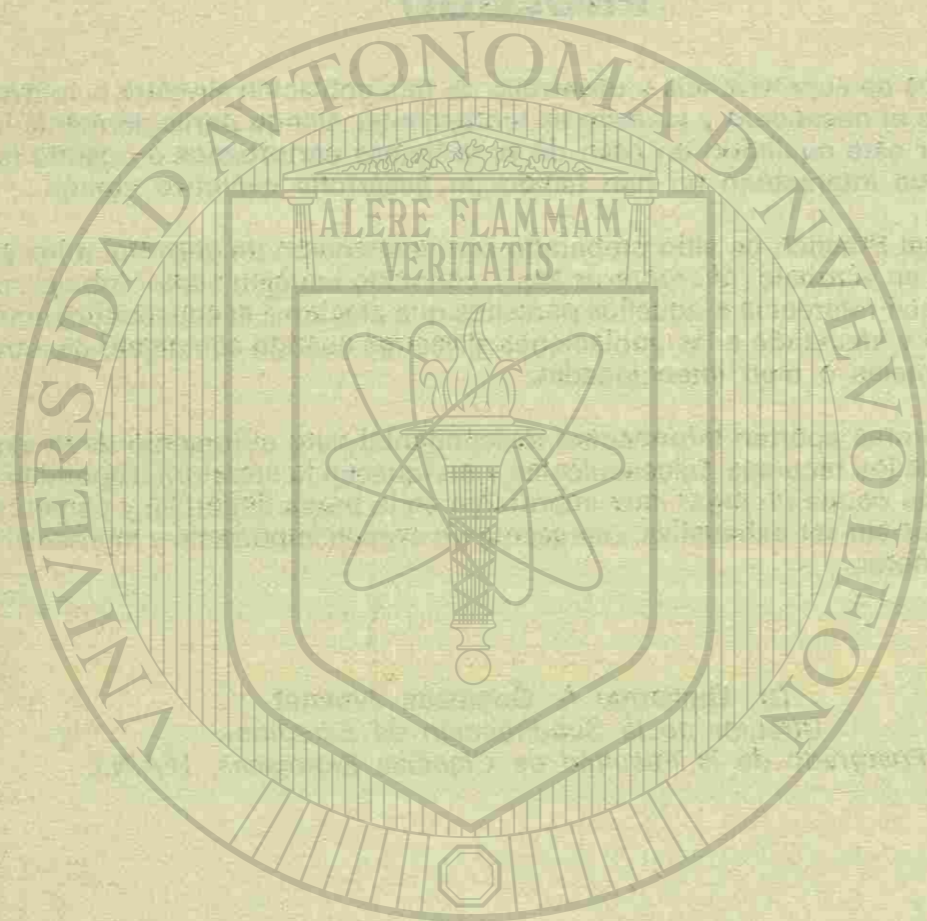
Este Manual Práctico ha sido preparado con la intención de describir a los parásitos reportados en el robalo (*Micropterus* spp.), conocido también como "lobina", principalmente se hace referencia a aquellos parásitos que afectan a la acuicultura limitando su rendimiento y afectando a las poblaciones silvestres cuando son objeto de introducciones accidentales o bien intencionadas.

Así, los autores aportan información trascendental para el fomento de la explotación racional de los recursos dulceacuícolas y enriquecen la literatura disponible sobre una especie que ocupa un lugar muy importante en la pesca deportiva y comercial. La lista de parásitos sin ser exhaustiva, representa un avance importante y merece el reconocimiento general.

Dr. Guillermo A. Campeán Jiménez
Director de la Subdirección de Estudios
de Postgrado de la Facultad de Ciencias Biológicas, U.A.N.L.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

INTRODUCCION

En un medio ambiente natural, los parásitos de vegetales y animales están siempre presentes formando parte del equilibrio dinámico con el resto de la comunidad biótica.

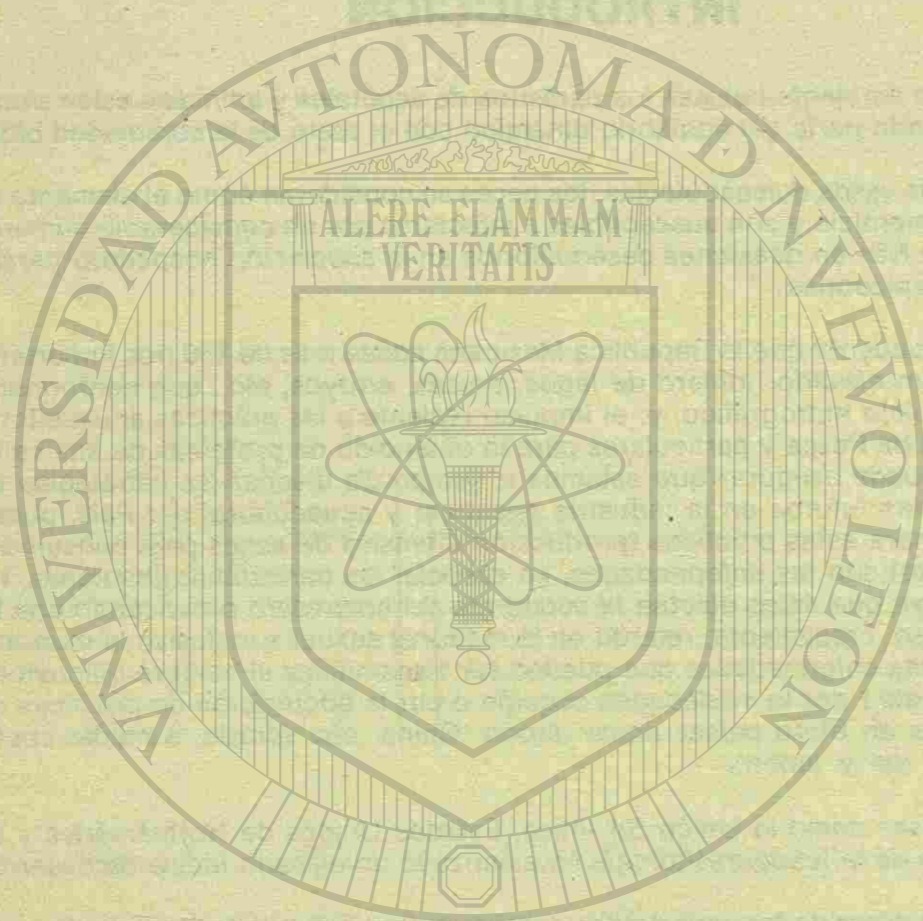
Dentro de los vasos dulceacuícolas, los peces se consideran como el elemento final de la cadena alimenticia y son susceptibles a infectarse por un considerable número de parásitos, lo que trae en ocasiones desequilibrios en la asociación hospedero-parásito, dando lugar a epizootias.

Tomando en cuenta que la República Mexicana posee más de 150 ríos importantes, sin contar con un elevado número de lagos, presas, arroyos, etc., que conforman un importante complejo hidrográfico, y; el impulso reciente a las prácticas acuaculturales por la Secretaría de Pesca y particulares para la obtención de proteínas de alta calidad nutricional, se puede asegurar que estamos a tiempo de diseñar las estrategias para prevenir problemas futuros en la industria pesquera y acuacultural del País, pues un factor limitante para estas prácticas (producción intensiva de peces para consumo humano o de ornato) son las enfermedades, en especial las parasitarias (bacterias, hongos, virus, etc.) ya que éstas afectan la economía del hospedero provocando una baja notable en el peso, crecimiento, retardo en la madurez sexual e inclusive la muerte del pez, además de las enfermedades que pueden ser transmitidas al hombre (clinostomiasis, heterofidos, etc.) por la inadecuada cocción o por la adquisición de prácticas culinarias arraigadas en otros países como Japón, China, etc. (crudo, a medio cocer o únicamente con sal y limón).

En otros países como la Unión Soviética, Estados Unidos de Norteamérica y Alemania, el estudio de la Ictioparasitología ha alcanzado un elevado índice de desarrollo.

En México, a pesar de las importantes contribuciones sobre la taxonomía de parásitos de peces marinos, se ha descuidado a los peces dulceacuícolas. Motivo por el cual deseamos presentar en este Manual los parásitos causantes de infecciones parasitarias en el robalo o lobina *Micropterus* spp; se incluyen asimismo, los cambios patológicos causados por éstos y el tratamiento adecuado para la prevención o erradicación de los agentes infecciosos así como algunos detalles epidemiológicos predominantes debido a la importancia que tiene este centrarchido en pesca deportiva (apoyando actividades turísticas y de valor nutricional, reteniendo núcleos de población rural, evitando así su migración a las áreas metropolitanas).





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA

DIRECCIÓN GENERAL DE

CAPÍTULO 1

PROTOZOARIOS

Características generales

Los protozoarios incluyen a todos los organismos unicelulares.

El tamaño de los protozoarios es variable, generalmente las formas parásitas son pequeñas, mientras que las de vida libre son mucho más grandes. El aspecto de la célula es diverso, pues existen desde las formas esferoidales, variando inclusive con el tipo y la cantidad de alimento ingerido.

Los protozoarios, al igual que todas las células, están constituidos, fundamentalmente, de protoplasma y un núcleo, aunque ocasionalmente presentan dos o más.

El protoplasma se caracteriza por su viscosidad (ectoplasma-endoplasma), en él se encuentran el núcleo, la vacuola, organelos celulares y otras inclusiones citoplásmicas.

Los protozoarios obtienen su alimento de varias maneras y pueden clasificarse en dos categorías: autótrofos, si requieren sustancias inorgánicas, y heterótrofos, si utilizan material alimenticio orgánico.

En numerosas especies, el sitio de ingestión del alimento está localizado en una zona específica, a veces ésta es una apertura que corresponde a una "boca primitiva" denominada citostoma. En ocasiones la ingestión del alimento ocurre por una protrusión protoplásmica o por tentáculos succionadores; en algunos se ha comprobado la existencia de vacuolas contráctiles donde acumula el líquido interno y se libera periódicamente al exterior, funcionando como un mecanismo osmorregulador, involucrando en ocasiones a una abertura excretora llamada citoprocto o citopigio. El endoplasma además puede contener vacuolas alimenticias y otros organelos como cualquier otra célula.

Para movilizarse de un sitio a otro, ya sea en búsqueda de alimento o en respuesta a algún agente externo (sustancias químicas, luz, gravedad, etc.) algunos protozoarios poseen pseudópodos (ej. amibas), flagelos (tripanosomas, hexamitas) o cilios (*Ichthyophthirius*).

Los protozoarios se multiplican asexualmente por fisión binaria simple (dando lugar a dos células) o por fisión binaria múltiple (esquizogonia). En otros grupos de protozoarios la reproducción asexual se complementa con un tipo de reproducción sexual o una fusión temporal de células dando como resultado un intercambio de material nuclear (conjugación).

Todos los protozoarios cumplen un ciclo biológico en su existencia. A la fase durante la cual el organismo se nutre, crece y se reproduce asexualmente se le llama fase

de trofozoito o forma vegetativa, pero en condiciones desfavorables del medio ambiente, el protozoo se enquistando a sí mismo de algún tipo de cubierta protectora, quedando en un estado de latencia llamado anabiosis.

Clasificación

La clasificación de los protozoarios se basa de acuerdo a los órganos de locomoción que poseen al tipo o número de núcleos, plano de división celular (transversal o longitudinal), y por poseer o no la capacidad de formar esporas durante alguna etapa de su ciclo biológico.

El *phylum* Protozoa se subdivide en 2 subphylum.

Subphylum Plasmodroma: incluye protozoarios que poseen pseudópodos y/o flagelos para locomoción u obtención de alimento o pueden carecer de ambos. Núcleo de un solo tipo que puede variar en número. Con reproducción asexual y/o sexual.

Este *subphylum* posee cuatro clases:

1. **Clase Mastigophora.** Los protozoarios parásitos de este grupo poseen de uno a varios flagelos visibles, excepto en las formas que se adhieren a la superficie del hospedero (por ejemplo *Costia Oodinium* y *Euglenosoma*). La reproducción asexual es por fisión binaria longitudinal.

2. **Clase Sarcodina.** Poseen pseudópodos, son generalmente parásitos del tracto intestinal (en peces sólo se ha encontrado a *Schizamoeba salmonis*). Su ciclo biológico consiste de trofozoitos y quistes. Estos últimos son excretados con las heces fecales y son la forma infectiva.

3. **Clase Sporozoa.** No poseen cilios, flagelos o pseudópodos (algunos géneros desarrollan formas amoeboides). Forman esporas al final de su ciclo biológico; la espora consiste de uno o más esporozoitos. Todos son parásitos y en su reproducción involucran períodos asexuales y sexuales (ej. *Ichthyosporidium*).

4. **Clase Cnidosporidia.** Los miembros de esta clase poseen esporas, cada espora tiene de 1 a 6 filamentos polares y de uno o más esporoplasmas, la membrana que envuelve estas estructuras puede ser de una sola pieza o estar formada por una o varias valvas; la reproducción asexual es por fisión binaria o múltiple repetida (ej. *Myxidium*, *Myxosoma*, *Myxobolus* y *Henneguya*). Algunos autores incluyen a los cnidosporidios dentro de los esporozoarios por carecer de órganos locomotores.

Subphylum Ciliophora. Incluye aquellos protozoos que poseen cilios durante una etapa de su desarrollo, o parte de éste, presentan dos tipos de núcleos, un macronúcleo y un micronúcleo. La reproducción sexual, cuando la hay, ocurre por conjugación. La reproducción asexual es por fisión binaria transversal.

Posee dos clases:

1. **Clase Ciliata.** Incluye protozoos que poseen en su superficie una cubierta uniforme de cilios y no presenta tentáculos (ej. *Chilodonella*, *Scyphidia*, *Trichodina* e *Ichthyophthirius*).

2. **Clase Suctoria.** Poseen cilios sólo en una parte de su ciclo de vida. No poseen citostoma, la captura del alimento se lleva a cabo mediante tentáculos. Su reproducción es asexual (ej. *Trichophyra*).

Protozoarios parásitos de **Micropterus**

Las amibas (***Schizamoeba salmonis***) se han reportado esporádicamente como formas patógenas en peces. No así los flagelados (***Costia Hexamita***, etc.) que llegan a causar en otras especies de peces elevadas tasas de mortalidad en las piscifactorías. En **Micropterus** a la fecha no se han reportado estos grupos de parásitos.

Los ciliados son los más importantes por la acción patógena que ejercen sobre el robalo o lobina.

Clase Ciliata

Ichthyophthirius

(Figura No. 1)

Sólo contiene una especie *I. multifilis*.

Morfología. Presenta un cuerpo redondo u oval (50 μm a 1 mm), ciliatura uniforme y longitudinal. Citostoma pequeño y redondo (8 a 10 μm), citofaringe corta, forma una depresión cónica cubierta de cilios largos. Cerca de la base del citostoma se observan cinco membranelas. Macronúcleo en forma de herradura, visible en especímenes sin teñir, cerca de la mitad del cuerpo. Micronúcleo pequeño e inconspicuo adherido a la superficie convexa del macronúcleo. Posee vacuolas contráctiles pequeñas, distribuidas cerca de la superficie del cuerpo.

Ciclo Biológico. Habitan por debajo del epitelio tegumentario del pez y agallas; no se reproduce mientras esté adherido a la piel del hospedero, la reproducción asexual se intensifica en verano cuando el parásito cae del hospedero dentro de un quiste gelatinoso. Por división múltiple produce de mil a dos mil ciliados pequeños, redondos con macronúcleo oval denominado tomites. Este quiste se rompe y libera a los tomites, los cuales buscan un nuevo hospedero, en el cual migran al interior de la piel abriéndose camino con los extremos libres de los cilios anteriores y liberando hialuronidasas, entonces se inmovilizan y crecen produciendo las pústulas blancas características. Las embríulas son viables 96 hrs. fuera del hospedero, pero su capacidad invasiva decrece a las 48 hrs. El ciclo vital tarda de 4 a 40 días dependiendo de la temperatura, la óptima es de 25-26°C (Fig. 1a).

Diagnóstico. Basado en los síntomas clínicos y en la observación microscópica de mucus de piel y agallas.

Chilodonella

(Figura No. 2)

Morfología. Cuerpo foliado, ovoide y aplanado dorsoventralmente (33.70 μm \times 21.44 μm). Posee el lado dorsal convexo y el lado ventral plano o cóncavo; ciliatura incompleta. Citostoma redondo situado en la región anterior del lado ventral. Macronú-

cleo redondo, cerca del extremo posterior ($5-11 \mu\text{m} \times 4-9 \mu\text{m}$). Micronúcleo adyacente al macronúcleo.

Ciclo Biológico. Habita piel y agallas. Se multiplica por fisión binaria transversal. Su reproducción aumenta a los $5-10^\circ\text{C}$ y muere por encima de los 20°C o más. Según algunos investigadores puede reproducirse por conjugación.

Algunas especies forman quistes bajo condiciones adversas; el enquistamiento empieza con una rotación rápida del ciliado por largo tiempo en el fondo de estanques hasta que encuentra un nuevo hospedero, la luz incapacita su multiplicación. La reproducción en masa ocurre durante la segunda mitad del invierno a $5-10^\circ\text{C}$.

Diagnóstico. En la chilodonelliasis severa el pez se cubre con una película mucosa gris azulosa, más distinguible del lado dorsal de la cabeza; el examen microscópico de este mucus revela numerosos parásitos sobre el tejido. Más de 50 por campo señalan un caso severo.

Glossatella

(Figura No. 3)

Los organismos de este género tienen una membrana adoral grande y tres hileras de cilios más o menos fusionados a la membrana. Algunas especies contienen membranas linguiformes elevadas sobre los cilios del disco peristomal. Pedículo transversalmente estriado. Macronúcleo en la parte media del cuerpo, cónico u oval. Micronúcleo lateral al macronúcleo. Se reproduce por fisión binaria longitudinal. El proceso sexual ocurre con la formación de macro y microgametos.

Ciclo Biológico. Es desconocido, vive adherido a la piel y branquias de peces dulceacuícolas y marinos.

Diagnóstico. Observación de piel y agallas infectadas con el parásito.

Ambiphrya
(*Syn Scyphidia*)

(Figura No. 4)

Morfología. Posee cuerpo cilíndrico ($31-46 \mu\text{m} \times 20-35 \mu\text{m}$). Región anterior con peristoma y una zona adoral de cilios. Extremo posterior expandido en comparación con la parte media. Posee un pie adhesivo llamado escópula. Macronúcleo en forma de listón o botuliforme. Micronúcleo redondo u oval.

Ciclo Biológico. Muchos detalles son desconocidos. Vive adherido a las branquias de peces marinos o de agua dulce.

Diagnóstico. Examen microscópico de agallas.

Trichodina

(Figura No. 5)

Morfología. Cuerpo en forma de barril o de pera ($26 \times 75 \mu\text{m}$). Ciliatura adoral con tres cinturones ciliares; la primera posee cilios cortos y sencillos, está asociada con el

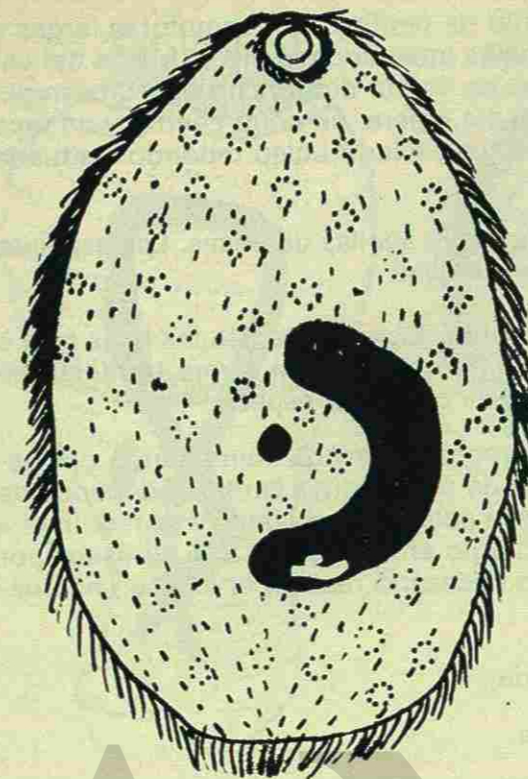


Fig. 1. *Ichthyophthirius*

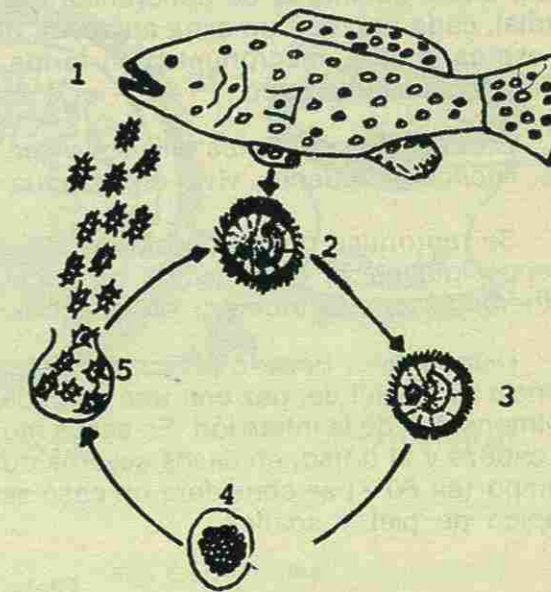


Fig. 1. A. Ciclo Biológico de *Ichthyophthirius*
(1) Quistes blancos en el pez (2) Trofozoito
(3) Quiste en división (4) Quiste maduro
(5) Tomites libres (infectivos).

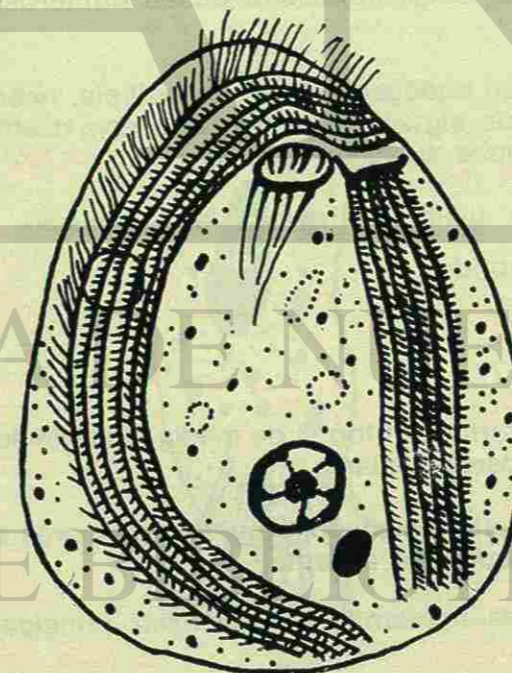


Fig. 2. *Chilodonella*



Fig. 3. *Glossatella*

margen de la membrana; la segunda es un círculo de pectinelas locomotoras largas y fuertes, la tercera presenta cilios táctiles marginales insertados sobre el borde del velum; anillo quitinoide de adherencia con dientes en forma de gancho con un arreglo radial, cada uno con un aspa aplanada dirigida hacia afuera, un cono central y un rayo o espina interna, macronúcleo en forma de herradura, micronúcleo redondo y situado cerca del macronúcleo.

Ciclo Biológico. Estos ciliados viven sobre la piel y agallas de peces. Las especies de *Trichodina* pueden vivir en el agua de 1 a 1.5 días.

Se reproduce por fisión binaria transversal, dando lugar a dos células hijas más o menos iguales; la conjugación es poco común. El parásito joven forma un anillo de adherencia con el número de ganchos característicos de la especie.

Diagnóstico. Basado principalmente en los síntomas clínicos como son la opalescencia de la piel del pez con una delgada película de mucus cuya cantidad depende de la intensidad de la infección. En casos moderados la película es delgada y se restringe a la cabeza y al dorso, en casos severos cubre el cuerpo entero. De 10 a 15 parásitos por campo (en 80 X) se considera un caso severo. Es necesario realizar el examen microscópico de piel y agallas.

Clase Suctoria

Trichophrya

(Figura No. 6)

Morfología. Cuerpo sacciforme (54-120 μm \times 24-63 μm) adelgazado gradualmente para terminar redondeado en el extremo posterior. Posee de 3 a 27 tentáculos suctorios (9 a 30 μm), organizados en fascículos en el extremo anterior del cuerpo; macronúcleo elipsoidal (12-30 μm \times 6-18 μm), el micronúcleo (3-4 μm) no posee una localización específica con respecto al macronúcleo. El protoplasma posee numerosas vacuolas digestivas.

Ciclo Biológico. Se reproduce por gemación endógena simple o múltiple, habita sobre agallas, se alimenta de mucus y epizooarios, algunas veces se le observa destruyendo el epitelio de las branquias. Se desconoce su ciclo vital completo.

Diagnóstico. Observación microscópica de agallas, mostrando al organismo.

Clase Cindiosporidia

Myxidium

(Figura No. 7)

Morfología. La espora es más o menos fusiforme, en forma de media luna con los extremos puntiagudos o redondeados, dos cápsulas polares.

Los estadios vegetativos poseen forma de bulto, aplanado, numerosas esporas se forman en el plasmodio (trofozoito) vacuola yodofílica ausente.

Ciclo Biológico. Son celozoicos o histozoicos, habitan la vesícula biliar, principalmente.

Diagnóstico. Examen microscópico de quistes.

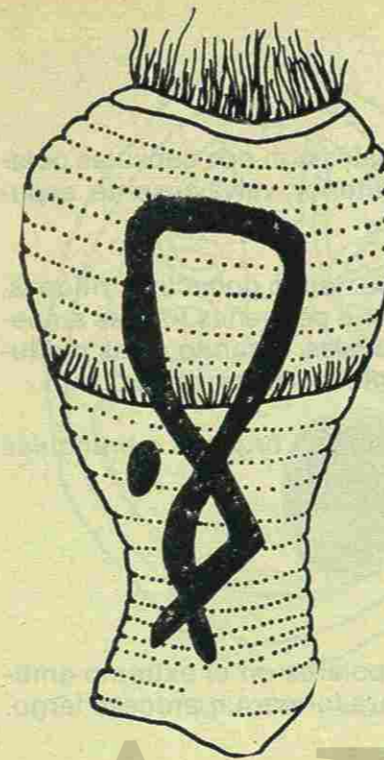


Fig. 4. *Scyphidia* (*Ambiphrya*)

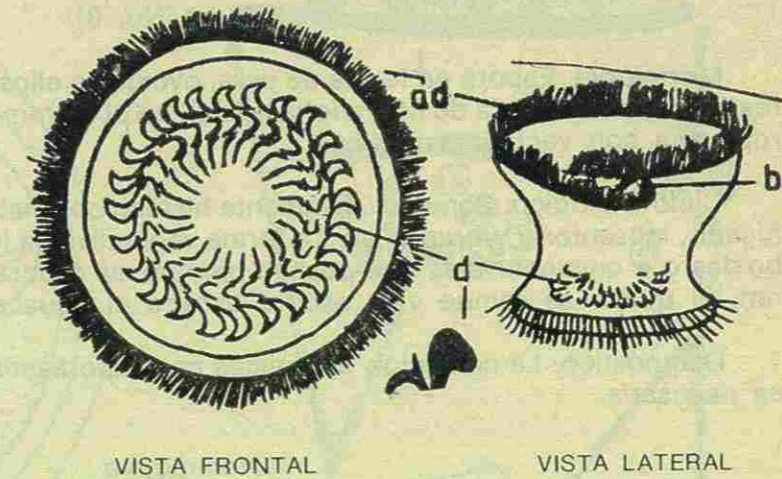


Fig. 5. *Trichodina*

AD=ciliatura bucal B=boca D=espinas

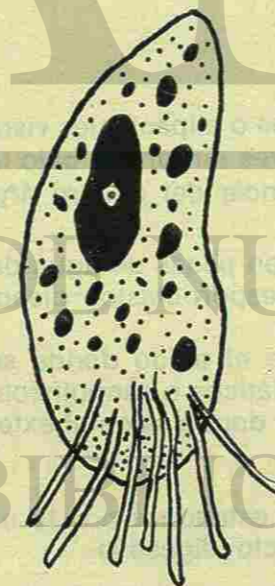


Fig. 6. *Trichophrya*

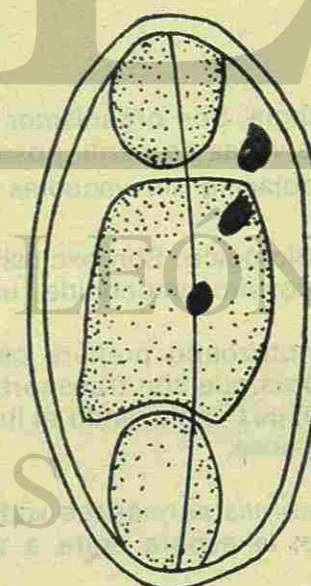


Fig. 7. *Myxidium*

Myxobolus

(Figura No. 8)

Morfología. Espora en forma de pera, ovoides o elipsoidales con dos cápsulas polares (excepto la espora de *M. thelohanellus*), en el extremo anterior; valva ausente, esporoplasma con vacuola yodofílica.

Ciclo Biológico. Son exclusivamente histozoicos, habitan: tejido conectivo, riñones, hígado, mesenterio y branquias. La forma vegetativa da lugar a pequeñas formas ameboides o a quistes ovales que poseen numerosas esporas ovales. Cuando éstas maduran, el quiste se rompe y la espora escapa al agua e infecta otros peces.

Diagnóstico. La detección de quistes con esporas maduras en órganos o branquias es necesaria.

Henneguya

(Figura No. 9)

Espora circular u ovoide vista de frente, dos cápsulas polares en el extremo anterior, cada valva de la concha se prolonga, posteriormente para formar un proceso largo. Esporoplasma con vacuola yodofílica.

Ciclo Biológico. Son histozoicos en peces de agua dulce (agallas, tejido subcutáneo, intramusculares, tejido conectivo, cuerpo vítreo, etc.). Los quistes contienen un gran número de esporas de forma oval, las cuales son liberadas al romperse el quiste quedando libres en el agua.

Diagnóstico. Detección macroscópica de quistes y examen microscópico de los mismos.

Myxosoma

(Figura No. 10)

Morfología. Son organismos con esporas circulares o elipsoidales vistas de frente; lenticulares vistas de perfil, poseen dos cápsulas polares piriformes bajo la línea sutural. Esporoplasma sin vacuolas yodofílicas, (a diferencia del género *Myxobolus*).

Ciclo Biológico. Son exclusivamente histozoicos, en peces de agua dulce o marinos; el trofozoito amebode, usualmente forma panesporoblastos disporoblásticos.

Este protozoario prefiere peces jóvenes, destruye el tejido donde se establece, forma esporas que son transportadas por los vasos linfáticos o sanguíneos a todos los órganos del pez, incluyendo el lumen del intestino, por donde salen al exterior e infectan otros peces.

M. cerebralis permanece viable en el fondo de los estanques por 12 años, aproximadamente, la espora entra a su hospedero por tracto digestivo.

Diagnóstico. Detección de quistes y examen microscópico de órganos dañados en búsqueda de las esporas características.

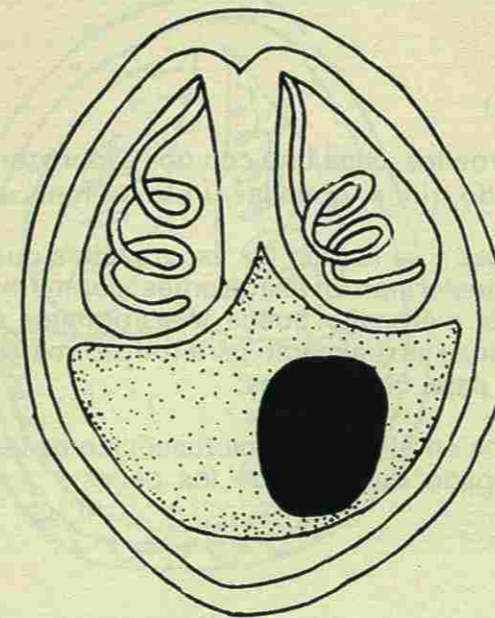


Fig. 8. *Myxobolus*

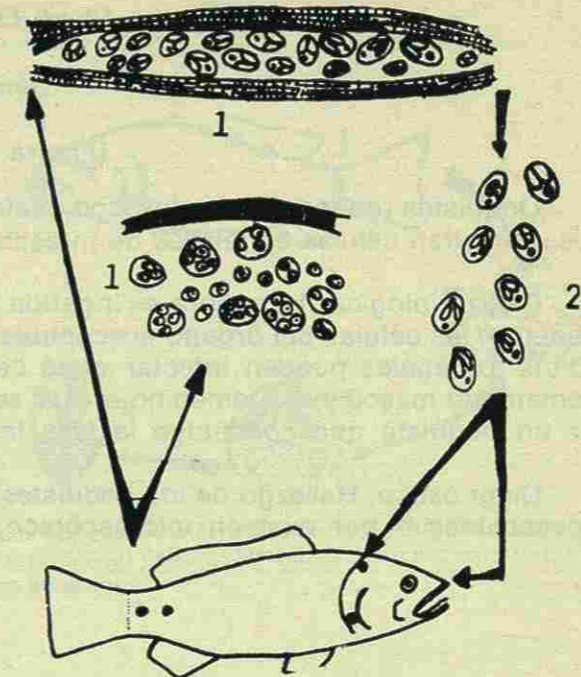


Fig. 8a. Ciclo biológico de *Myxobolus*
(1) Esporas invadiendo tejido muscular
(2) Esporas libres infectando otro pez



Fig. 9. *Henneguya*

Clase Esporozoa

Eimeria

(Figura No. 11)

Ooquistes redondos u ovaes, con cuatro esporocitos, cada uno con dos esporozoitos. Parasitan células epiteliales de intestino, hígado, riñón, gónadas u otros órganos.

Ciclo Biológico. La espora es ingerida por el pez y se liberan los esporozoitos que penetran las células del órgano susceptible y se transforman en esquizontes, por merozoitos los cuales pueden infectar otras células. El merozoito puede transformarse a gametocito masculino o femenino el cual se reproduce sexualmente para transformarse en un ooquiste que constituye la fase infectiva para otros peces.

Diagnóstico. Hallazgo de los ooquistes maduros en el examen microscópico de las deyecciones o por examen microscópico de raspado intestinal de los peces.

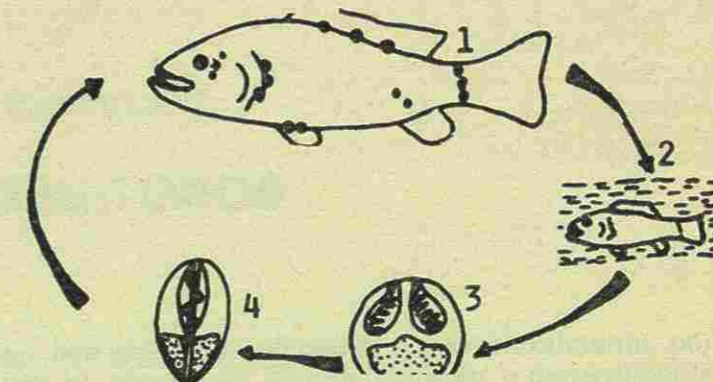
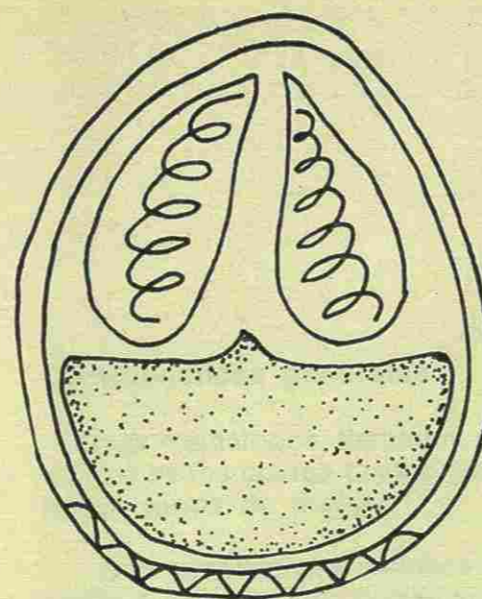
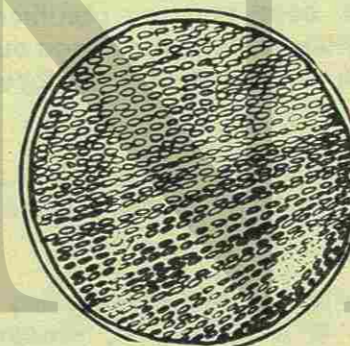
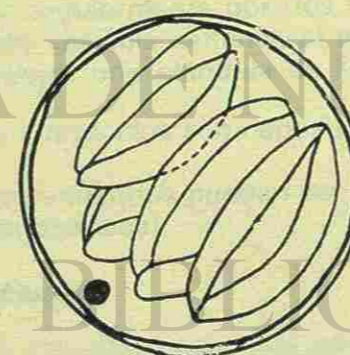


Fig. 10a. Ciclo biológico de *Myxosoma* (1) Centrarchido con gran cantidad de esporas (2) Esporas liberadas de un pez muerto (3) y (4) Esporas libres en el agua

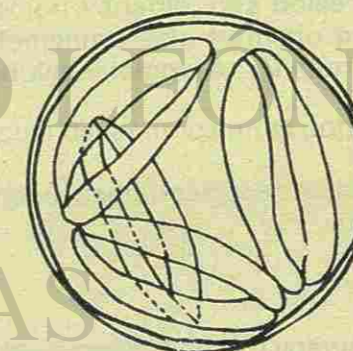
Fig. 10. *Myxosoma*



Esquizonte

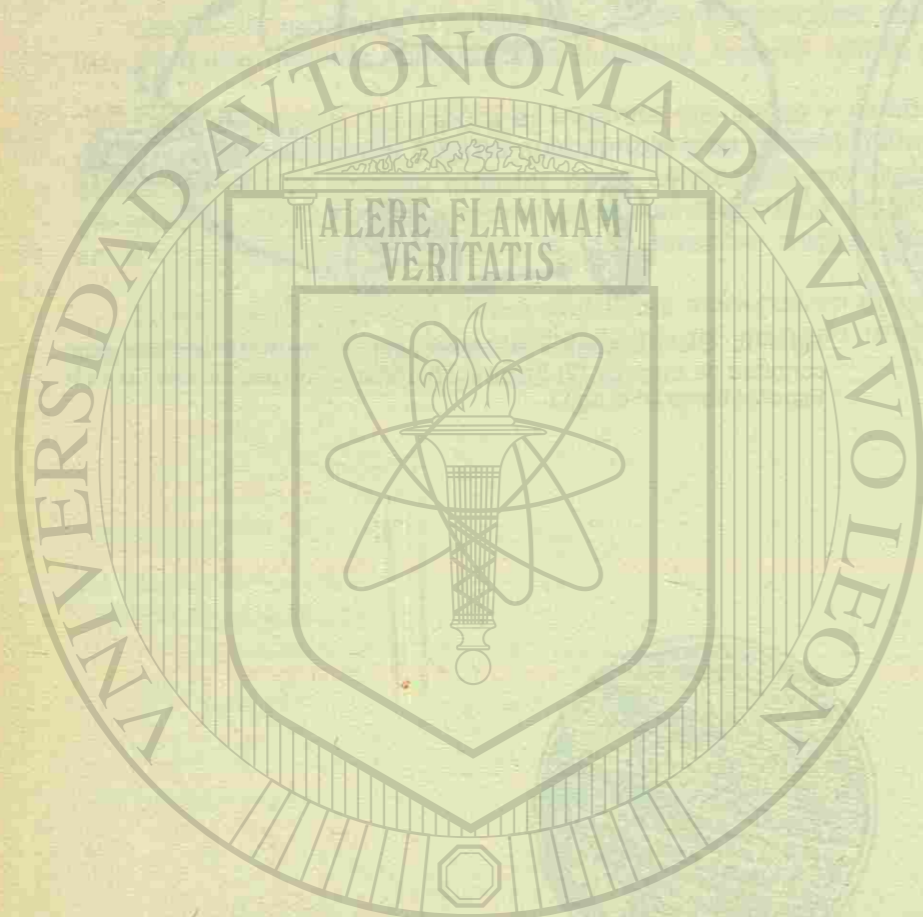


Ooquiste maduro



Ooquiste maduro

Fig. 11. *Eimeria*



CAPÍTULO 2

TREMATODOS

Características generales

Los tremátodos, llamados duelas, son gusanos aplanados dorsoventralmente, por lo cual se les coloca taxonómicamente en el *phylum Platyhelminthes*, y generalmente tienen forma de hoja.

Son gusanos multicelulares, asegmentados y de simetría bilateral, no poseen una cavidad celómica por lo cual sus órganos internos están embebidos en tejido parenquimatoso. Del lado ventral, poseen generalmente dos ventosas musculares, (órganos de adherencia), aunque en algunos géneros éstas se encuentran modificadas o pueden poseer espinas; la ventosa oral generalmente está localizada en el extremo anterior, rodeando a la boca.

La ventosa ventral (acetábulo) le sirve únicamente para adherirse o "desplazarse". El sistema digestivo está constituido por una boca, que generalmente se encuentra rodeada por la ventosa oral que conduce a un tubo denominado prefaringe seguida por una faringe musculosa y un esófago que se bifurca para formar regularmente ciegos intestinales.

Sistema excretor primitivo formado por células en flama que se conectan a túbulos excretores que desembocan en la vesícula excretora se comunica al exterior por un poro excretor.

El sistema nervioso está poco desarrollado, constituido por un par de ganglios, localizados en el extremo anterior del cuerpo a la altura de la faringe.

Estos gusanos generalmente son hermafroditas. El aparato reproductor masculino, formado regularmente por dos testículos de localización variable, una bolsa de cirro, con o sin vesícula seminal, el aparato reproductor femenino está formado por uno o más ovarios, una glándula de Mehlis, ootipo y glándulas vitelógenas. (Figura No 12.)

Los huevecillos son depositados en un útero, el cual desemboca en el poro genital.

Los tremátodos pueden ser endoparásitos (digéneos, aspidogasteos) o ectoparásitos (monogéneos).

Clasificación

Los tremátodos se agrupan en Monogéneos, Aspidogástreos y Digéneos.

Los Monogéneos. Se sirven de un solo hospedero durante toda su vida. Es el grupo de helmintos más numeroso que parasita peces dulceacuícolas, son ectoparásitos prin-

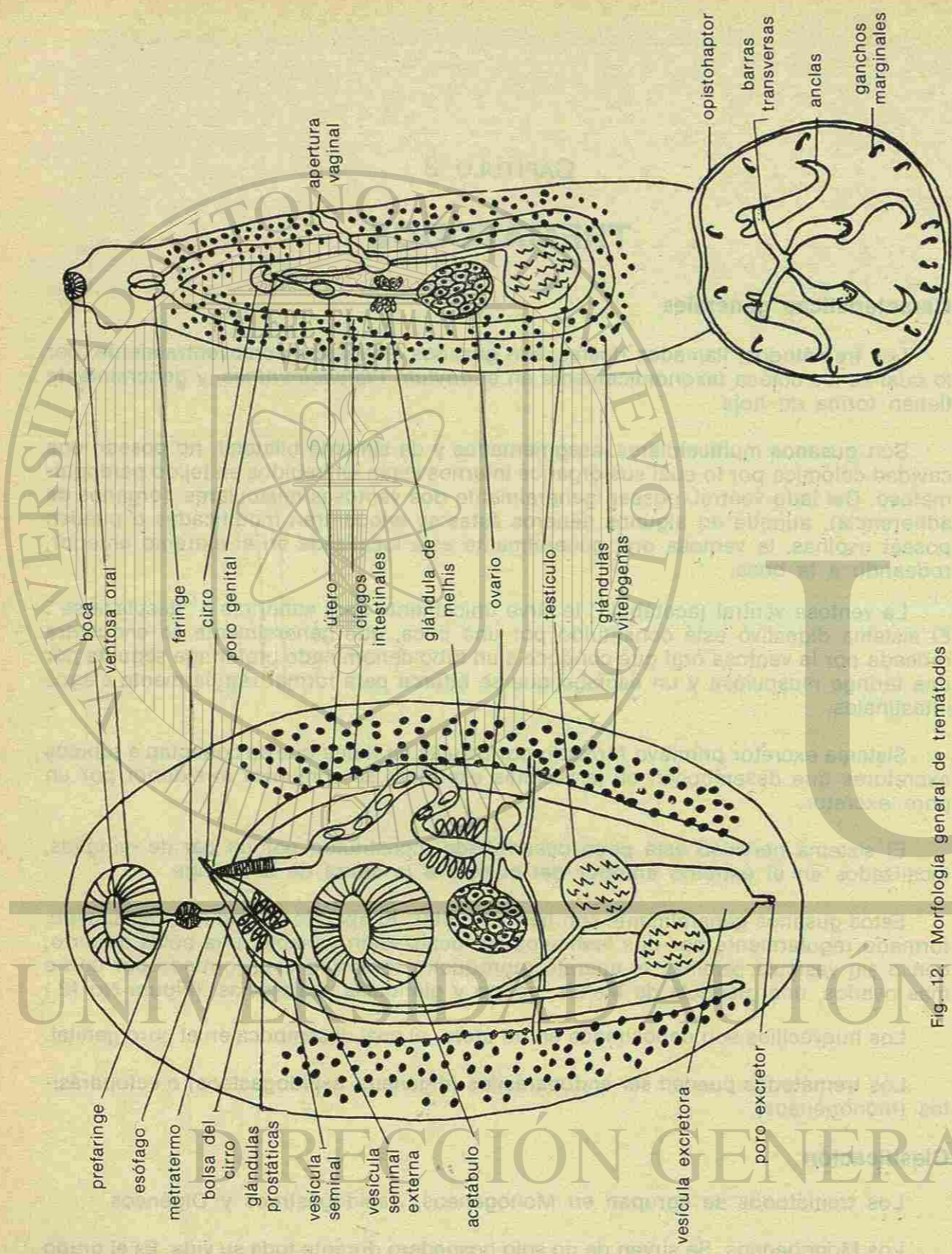
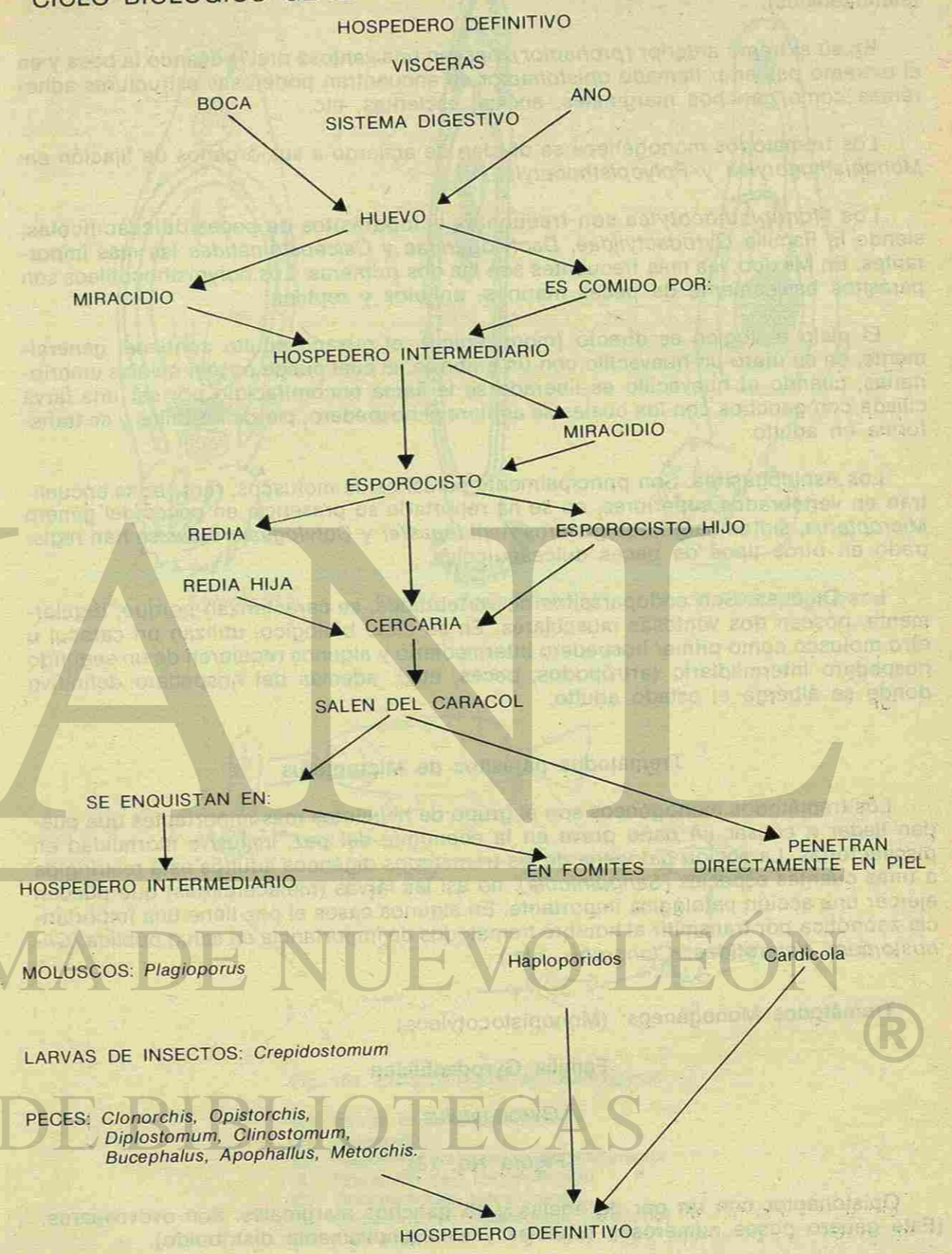


Fig. 12. Morfología general de trematódos

CICLO BIOLÓGICO GENERAL DE LOS TREMATODOS DIGÉNEOS



cialmente (se localizan en agallas, piel, aletas, etc.). Son generalmente específicos (stenoxénicos).

En su extremo anterior (*prohaptor*), poseen una ventosa oral rodeando la boca y en el extremo posterior llamado *opisthaptor* se encuentran poderosas estructuras adherentes como ganchos marginales, anclas, escleritas, etc.

Los tremátodos monogéneos se dividen de acuerdo a sus órganos de fijación en: *Monopisthocotylea* y *Polyopisthocotylea*.

Los *Monopisthocotylea* son frecuentes ectoparásitos de peces dulceacuícolas, siendo la Familia *Gyrodactylidae*, *Dactylogyridae* y *Calceostomatidae* las más importantes. En México, las más frecuentes son las dos primeras. Los polypisthocotileos son parásitos básicamente de peces marinos, anfibios y reptiles.

El ciclo biológico es directo (monóxenico), el gusano adulto contiene, generalmente, en su útero un huevecillo con un embrión, el cual puede poseer células embrionarias, cuando el huevecillo es liberado se le llama oncomiracidio por ser una larva ciliada con ganchos con los cuales se adhiere al hospedero, pierde los cilios y se transforma en adulto.

Los Aspidogastrea: Son principalmente parásitos de moluscos, rara vez se encuentran en vertebrados superiores, no se ha reportado su presencia en peces del género *Micropterus*, sin embargo, los géneros *Aspidogaster* y *Cotylogasteroides* se han registrado en otros tipos de peces dulceacuícolas.

Los Digénea. Son endoparásitos de vertebrados, se caracterizan porque, regularmente, poseen dos ventosas musculares. En su ciclo biológico, utilizan un caracol u otro molusco como primer hospedero intermediario y algunos requieren de un segundo hospedero intermediario (artrópodos, peces, etc.), además del hospedero definitivo donde se alberga el estado adulto.

Tremátodos parásitos de *Micropterus*

Los tremátodos monogéneos son el grupo de helmintos más importantes que pueden llegar a causar un daño grave en la economía del pez, inclusive mortalidad en piscifactorías. La acción patógena de los tremátodos digéneos adultos está restringida a unas cuantas especies (*Sanguinicola*), no así las larvas (metacercarias) que pueden ejercer una acción patológica importante. En algunos casos el pez tiene una importancia zoonótica por transmitir al hombre tremátodos de importancia en salud pública (*Clinostomum*, heterofidos, *Clonorchis*, etc.).

Tremátodos Monogéneos: (Monopistocotyleos).

Familia Gyrodactylidae

Gyrodactylus

(Figura No. 13)

Opisthaptor con un par de anclas y 16 ganchos marginales. Son ovovivíparos. (Este género posee numerosas especies y está ampliamente distribuido).

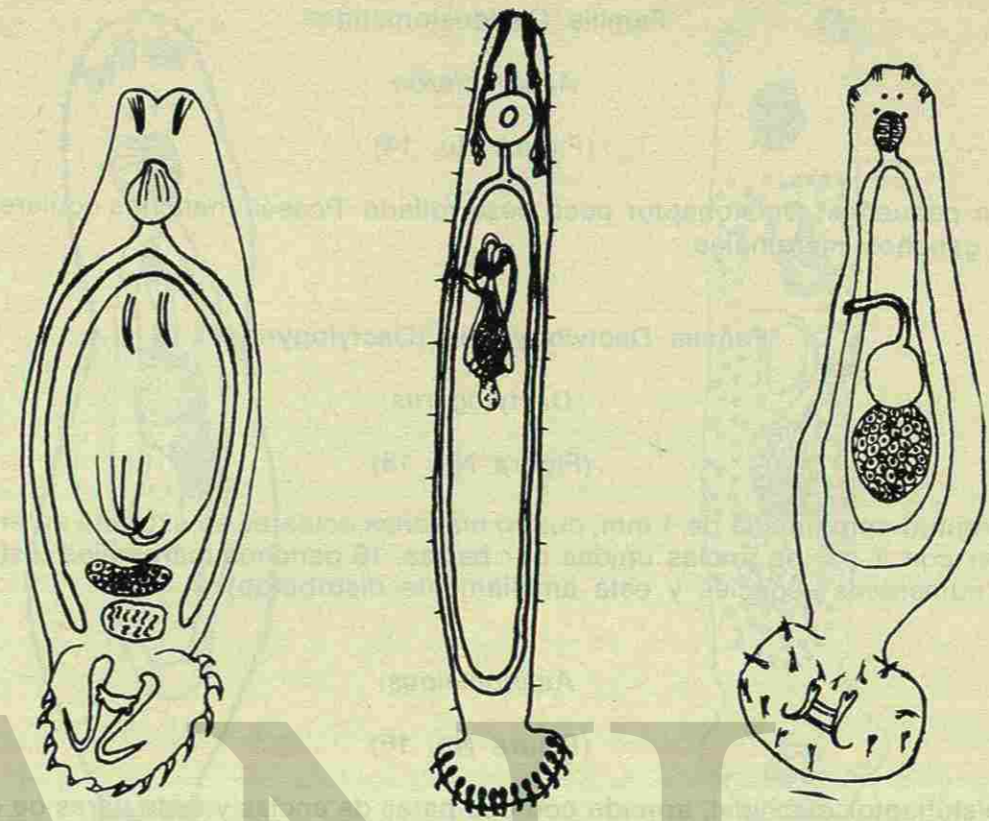


Fig. 13. *Gyrodactylus*

Fig. 14. *Acolpenteron*

Fig. 15. *Dactylogyrus*

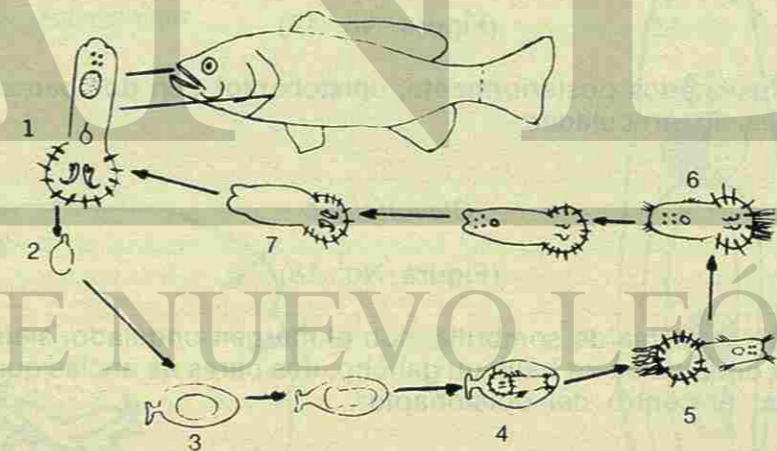


Fig. 15a. Ciclo biológico de *Dactylogyrus*

- (1) Adulto en branquias o boca
- (2) Huevecillo
- (3) Huevecillo en proceso de maduración
- (4) Huevecillo con oncomiracidio
- (5) Oncomiracidio eclosionando
- (6) Oncomiracidio ciliado libre (natatorio)
- (7) Fase juvenil

Familia Calceostomatidae

Acolpenteron

(Figura No. 14)

Son pequeños. Opistohaptor poco desarrollado. Poseen manchas oculares y 7 pares de ganchos marginales.

Familia Dactylogyridae (Dactylogyrinae)

Dactylogyrus

(Figura No. 15)

Longitud aproximada de 1 mm, cuatro manchas oculares en extremo anterior, opistohaptor con 1 par de anclas unidas por barras, 16 ganchos marginales (este género posee numerosas especies y está ampliamente distribuido).

Actinocleidus

(Figura No. 16)

Opistohaptor discoidal, armado con dos pares de anclas y siete pares de ganchos. La base de cada par está conectado por barras transversales.

Ancyrocephalus

(Figura No. 17)

Ciegos no fusionados posteriormente, opistohaptor con dos pares de anclas, barras transversales no articuladas.

Clavunculus

(Figura No. 18)

Opistohaptor en forma de sombrilla, con el margen ondulado, siete pares de ganchos entre cada ondulación se halla un gancho, dos pares de anclas que surgen de una protuberancia en el centro del opistohaptor.

Cleidodiscus

Syn *Leptocleidus* *Tetracleidus*

(Figura No. 19)

Opistohaptor discoidal o subhexagonal, dos pares de anclas y siete pares de ganchos marginales, en la base de las anclas se conecta por barras disímiles.

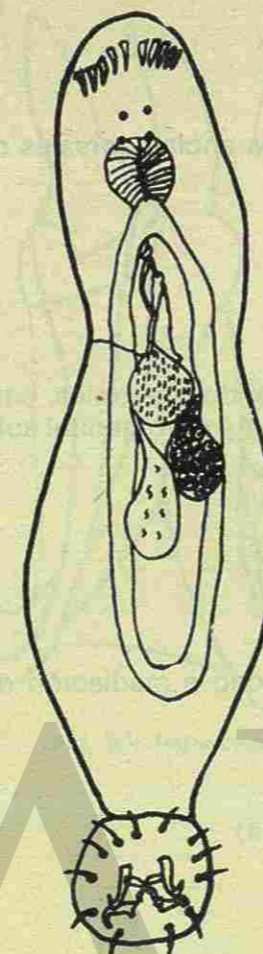


Fig. 16. *Actinocleidus*



Fig. 17. *Ancyrocephalus*

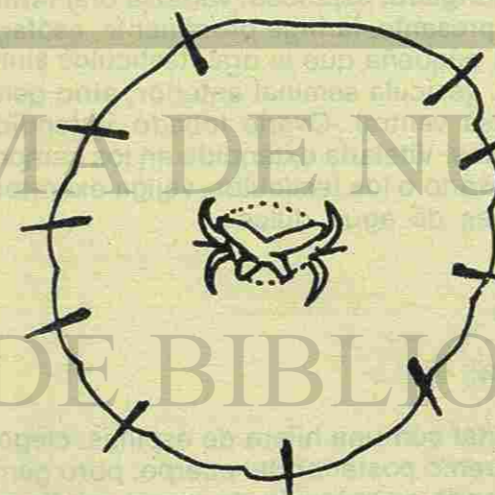


Fig. 18. *Clavunculus*

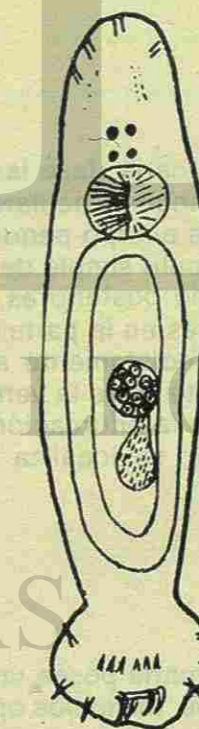


Fig. 19. *Cleidodiscus*

Haplocleidus

(Figura No. 20)

Opisthaptor redondeado. Poro genital lateral, las dos anclas dorsales del opisthaptor son el doble de largas que las dos ventrales.

Onchocleidus

(Figura No. 21)

Opisthaptor en forma de cuna, dos anclas dorsales y dos ventrales, barras transversas similares, ganchos marginales largos y duros. Vagina y poro genital sobre el lado derecho.

Urocleidus

(Figura No. 22)

Similar a *Cleidodisus*, la vagina se abre al lado derecho a mediación del tronco. Opisthaptor subhexagonal.

Tremátodos digéneos (Digenea)

Familia Cryptogonimidae

Allacanthochasmus

(Figura No. 23)

La metacercaria (fase larvaria de tremátodo) presenta cuerpo pequeño, elongado, espinoso y manchas oculares. Ventosa oral terminal con un círculo de espinas. El adulto presenta cuerpo pequeño, más o menos elongado, espinoso, ventosa oral terminal, con un círculo simple de espinas. Prefaringe presente, faringe prominente, esófago corto, ciegos no posteriores, ventosa ventral más pequeña que la oral, testículos simétricos diagonales en la parte posterior del cuerpo, vesícula seminal anterior, atrio genital abierto inmediatamente al frente de la ventosa ventral. Ovario lobado, extendido transversalmente entre la ventosa ventral y testículos. Vitelaria extendida en los campos laterales, desde la bifurcación intestinal hasta el ovario o los testículos, vejiga excretora en forma de Y; se localiza en intestino de peces de agua dulce.

Neochasmus

(Figura No. 24)

La metacercaria posee una ventosa oral terminal con una hilera de espinas, ciegos cortos y amplios, testículos opuestos cerca del extremo posterior del cuerpo, poro genital y gonotilo frente a la ventosa ventral. Metacercaria en músculo de peces, adulto en intestino de peces y reptiles.

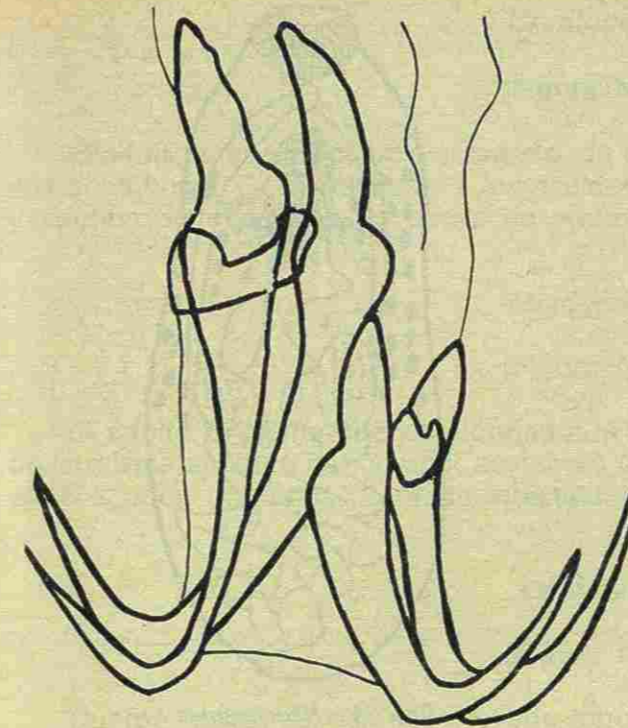


Fig. 20. *Haplocleidus*

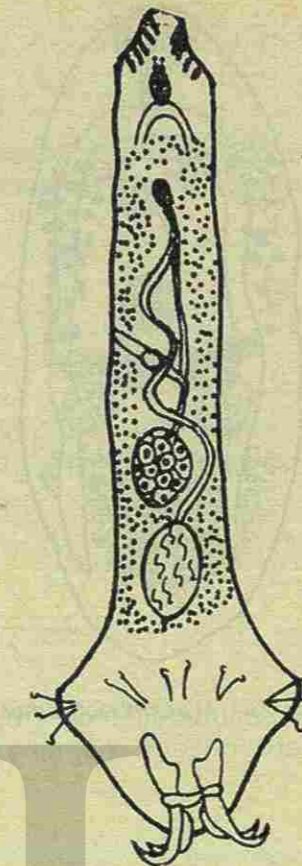


Fig. 21. *Onchocleidus*

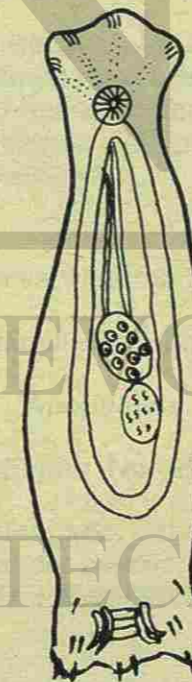


Fig. 22. *Urocleidus*



Fig. 23. *Allacanthochasmus*

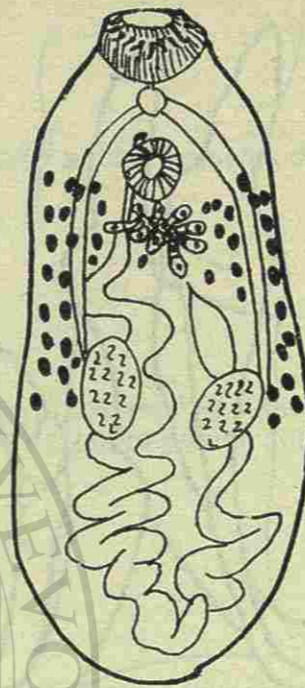


Fig. 24. *Neochasmus*



Fig. 25. *Cryptogonimus*

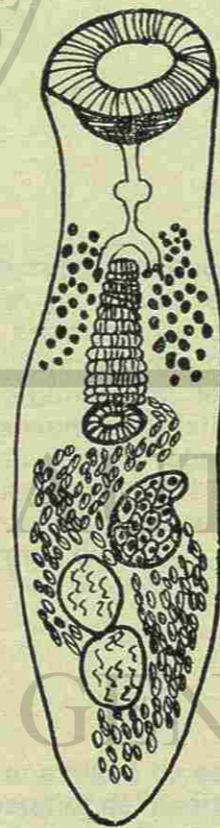


Fig. 26. *Multigonotylus*

Cryptogonimus

(Figura No. 25)

El adulto presenta cuerpo elongado, de bordes paralelos, manchas oculares, posee dos acetábulos. Gonotilo frente a los acetábulos, la metacercaria en músculo de peces y adultos en intestinos de peces de agua dulce.

Multigonotylus

(Figura No. 26)

El adulto presenta cuerpo elongado, la ventosa oral posee el diámetro transversal de la misma anchura del cuerpo, acetábulo muy pequeño y anterior a éste se sitúan de siete a once gonotilos. Parasita intestino de peces.

Centrovarium

(Figura No. 27)

Cuerpo fusiforme, espinoso, ovario lobulado, medial y postacetabular; la metacercaria en músculo de peces, el adulto se localiza en estómago e intestino de peces de agua dulce.

Caecicola

(Figura No. 28)

Posee cuerpo pequeño elíptico, robusto, cutícula espinosa, vesícula germinal bipartida, ovario trilobulado entre los testículos y el acetábulo, el adulto habita en intestino y ciegos pilóricos de *Micropterus*. Los huevos embrionados son ingeridos por el caracol *Amnicola histrica*. La cercaria pleurocerca penetra en piel y aletas de centrarchidos y ciprínidos para desarrollar en metacercaria.

Familia Heterophidae

(Todos los miembros de esta familia son potencialmente parásitos del hombre).

Apophallus

(Figura No. 29) ®

La metacercaria posee cuerpo elongado, cutícula espinosa, esófago largo, bifurcación intestinal bajo la línea ecuatorial del cuerpo, las gónadas pueden estar ya desarrolladas, el adulto se encuentra en aves y mamíferos. El huevo es ingerido por un caracol (ej. *Goniobasis livescens*).

La cercaria penetra en varias especies de peces enquistándose en músculo y piel; causando manchas negras, pigmento (melanocitos) en la cápsula de tejido conectivo.



Fig. 27. *Centrovarium*
(metacercaria)



Fig. 27a. *Centrovarium*
(adulto)



Fig. 28. *Caecicola*
metacercaria



Fig. 28a. *Caecicola*
adulto

Familia Monorchiidae

Asymphylogora

(Figura No. 30)

Adulto y la metacercaria pueden ser encontradas en el robalo, el adulto posee cuerpo elíptico, con espinas ciegas intestinales amplios llegando casi al extremo posterior. Un solo testículo ovoide, se localiza en la mitad posterior. Los huevecillos expulsados con las heces del pez son ingeridos por *Amnicola limosa* la cercaria penetra por piel transformándose en metacercaria o en adulto.

Familia Azygiidae

Azygia

(Figura No. 31)

Cuerpo elongado, no espinoso. Ventosa oral ligeramente más grande que el acetábulo. Testículos oblicuos estándares. Los huevos embrionados son ingeridos por caracoles (ejem., *Amnicola*), la cercaria cistocerca tiene que ser ingerida por el pez para transformarse en tremátodo adulto. Se localiza en estómago e intestino de peces de agua dulce.

Proterometra

(Figura No. 32)

Cuerpo ovalado sin espinas, ventosas subiguales, testículos opuestos casi al final del cuerpo; el huevo es ingerido por un caracol (ejem. *Goniobasis*). La cercaria furcicistocerca es ingerida por el pez, donde se desarrolla en adulto en esófago e intestino de peces de agua dulce.

Leuceruthrus

(Figura No. 33)

Cuerpo robusto, linguiforme, el adulto vive en estómago de peces de agua dulce.

Familia Bucephalidae

Bucephalopsis

(Figura No. 34)

En el extremo anterior presentan una ventosa modificada llamada rynchus, sin tentáculos, la boca se encuentra en el tercio medio del cuerpo. El adulto vive en intestino de peces, la cercaria bucefaloide se desarrolla en las ostras (ej. *Ostrea*) y se enquistada en *Menidia menidia*. El robalo se infecta al ingerir esta metacercaria.

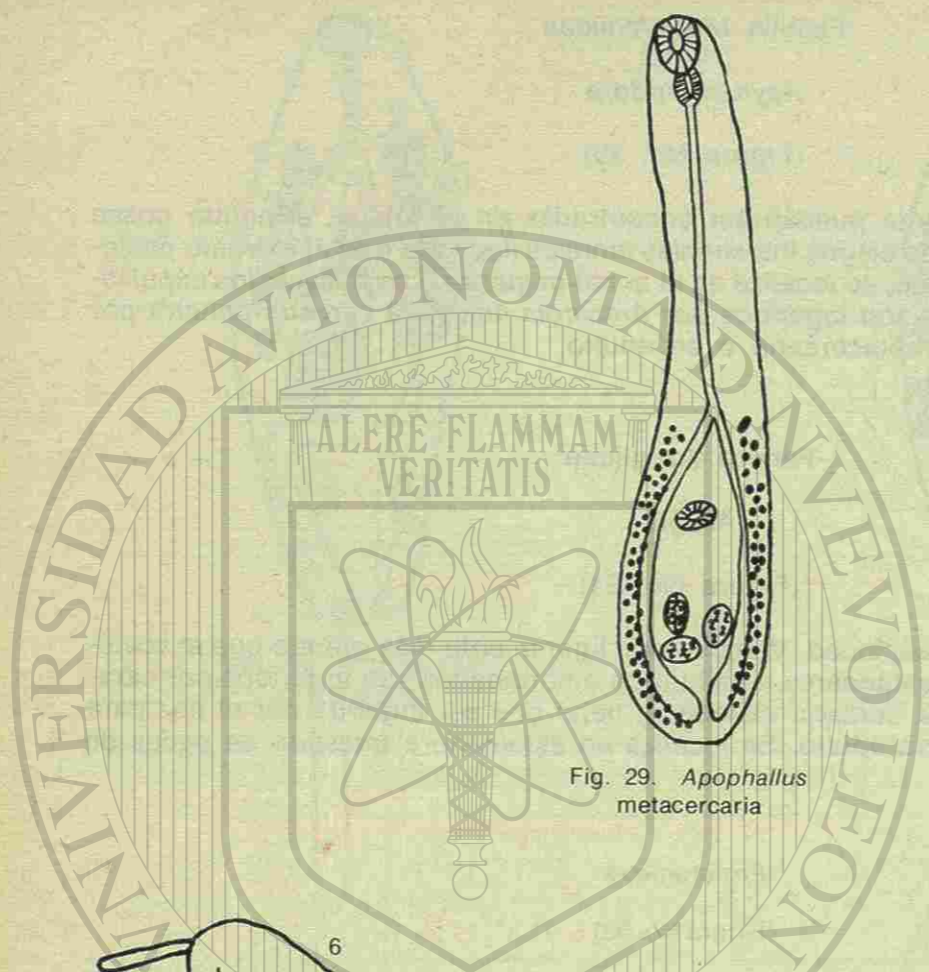


Fig. 29. *Apophallus* metacercaria

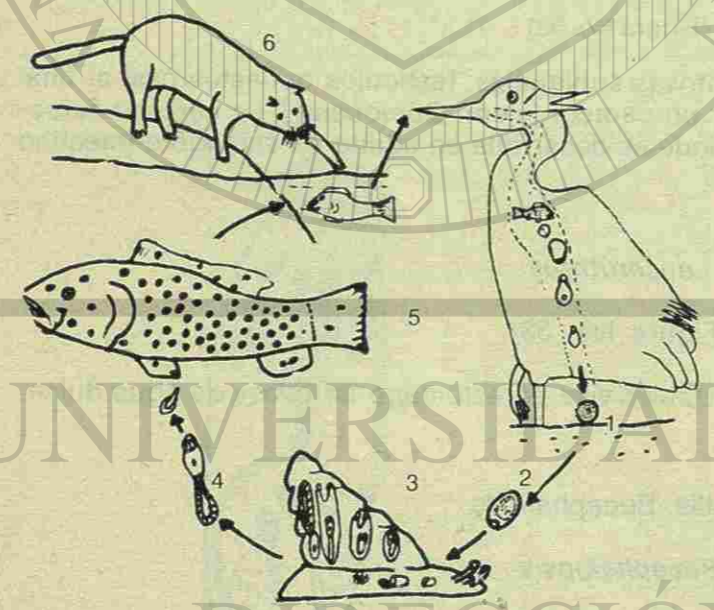


Fig. 29a. Ciclo biológico de *Apophallus*.
 (1) Huevecillo eliminado (2) Huevecillo maduro
 (3) Caracol intermediario (gonobiasis)
 (4) Cercaria
 (5) Centrarchido segundo intermediario con metacercarias enquistadas
 (6) Hospedero definitivo.

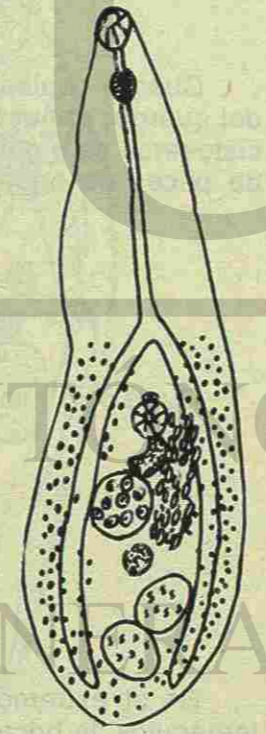


Fig. 29b. *Apophallus* adulto

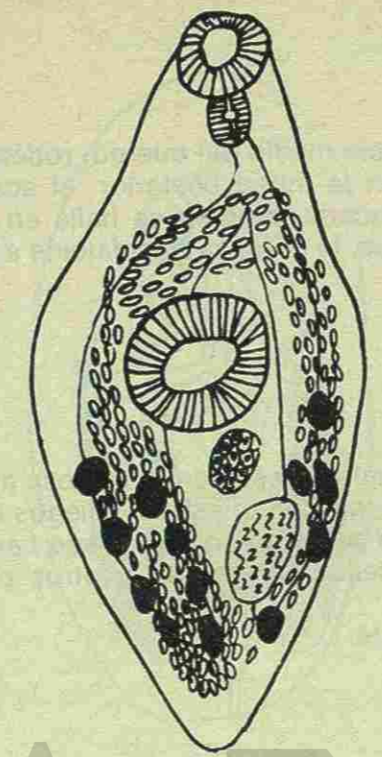


Fig. 30. *Asymphylodora*

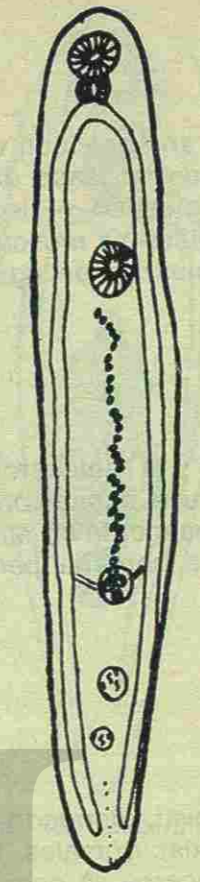


Fig. 31. *Azygia*

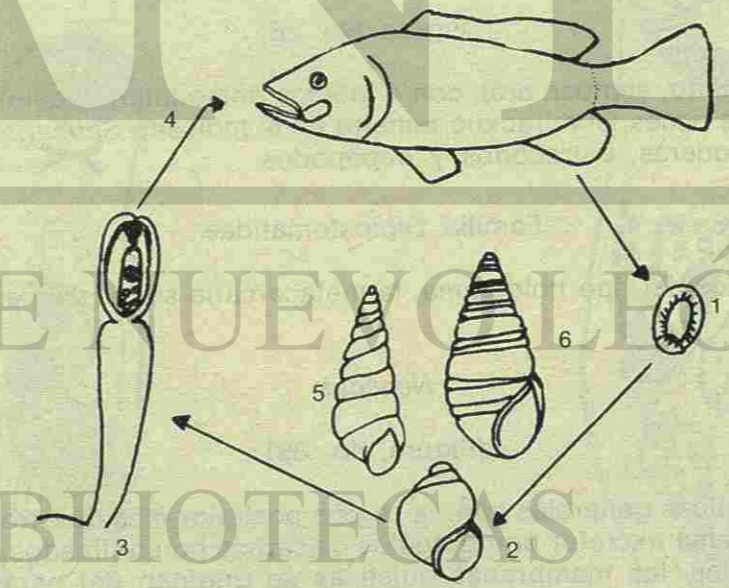


Fig. 31a. Ciclo biológico de *Azygia* (1) Huevo embrionado (2) Molusco *Amnicola* (3) *Cercaria furcocystocerca* (4) Ingestión de cercaria (5) y (6) Otros moluscos intermediarios *Pleurocerca* y *Goniobasis* respectivamente.

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
 ALERE FLAMMAM VERITATIS

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Bucephalus

(Figura No. 35)

Ventosa anterior, con tentáculos, boca en el tercio medio del cuerpo, rodeada por la ventosa central, saco del cirro extendiéndose en la mitad posterior, el adulto se localiza en intestino y ciegos de peces; la metacercaria también se halla en aletas, tejido, subcutáneo y músculo de peces de agua dulce, la cercaria bucefaloide se desarrolla en moluscos de agua dulce *Lampsilis iris*.

Rhipidocotyle

(Figura No. 36)

El adulto y la metacercaria se desarrollan en robalos presentan la ventosa anterior rodeada por una expansión plana, el adulto se encuentra en intestino y ciegos intestinales, principalmente en *Micropterus*. Los miracidios penetran en el molusco *Lampsilis siliquoidea*, la cercaria penetra y se enquista en tejido del robalo y otros peces.

Familia Allocreadiidae

Crepidostomum

(Figura No. 37)

Cuerpo oval, elongado, ventosa oral con un par de papilas ventrolaterales y dos pares de papilas dorsales, los miracidios penetran el molusco *Musculium*, la cercaria oftalmoxifidiocerca se enquista en el hemocele de las ninfas de las moscas de mayo (*Ephemeroptera*). Parásito del intestino de peces de agua dulce.

Bunodera

(Figura No. 38)

Cuerpo elongado, ventosa oral, con 4 lóbulos dorsoanteriores, el adulto habita intestino y ciego de peces, el miracidio penetra en el molusco *Sphaerium*; la cercaria se enquista en cladoceras, ostracodos y copépodos.

Familia Diplostomatidae

Son trematodos del tipo holostoma, la metacercaria se localiza en peces generalmente.

Neascus

(Figura No. 39)

Las características generales son: la región posterior más desarrollada que en *Diplostomulum*, sistema excretor con gránulos cálcicos no confinados, no posee pseudoventosas laterales, las membranas quísticas se originan del parásito.

Estas se enquistan en piel, observándose como manchas negras. Las aves ictiófagas son el hospedero definitivo, quienes expulsan huevecillos en las heces fecales, el

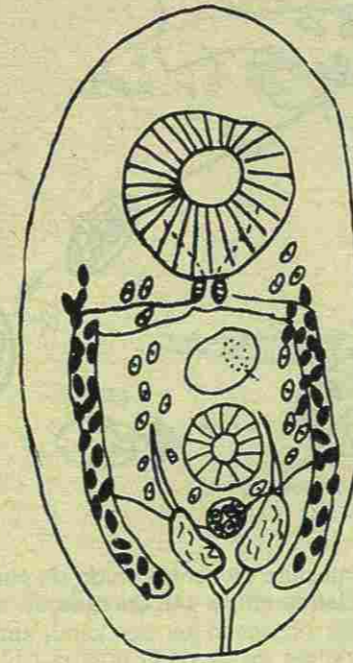


Fig. 32. *Proterometra*



Fig. 33. *Leuceruthrus*



Fig. 34. *Bucephalopsis*

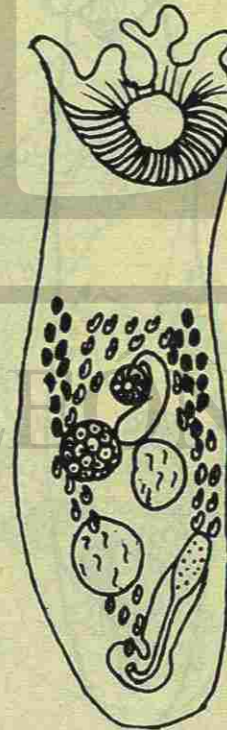


Fig. 35. *Bucephalus*

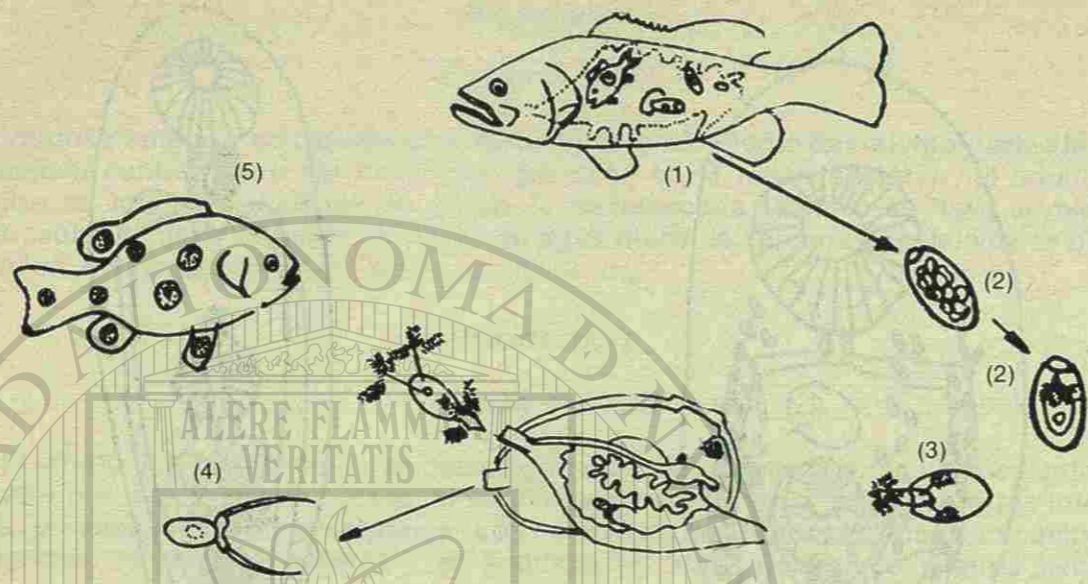


Fig. 35a. Ciclo biológico de *Bucephalus* (1) Tremátodo adulto en intestino de centrarchido (2) Huevecillo madurando (3) Miracidio eclosionando y penetrando a la ostra *Ostrea edulis* (4) Cercaria en agua (5) Metacercaria enquistada.

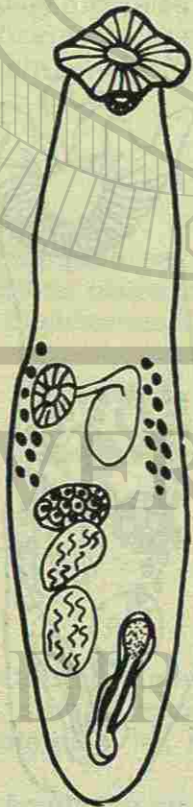


Fig. 36. *Rhipidocotyle*

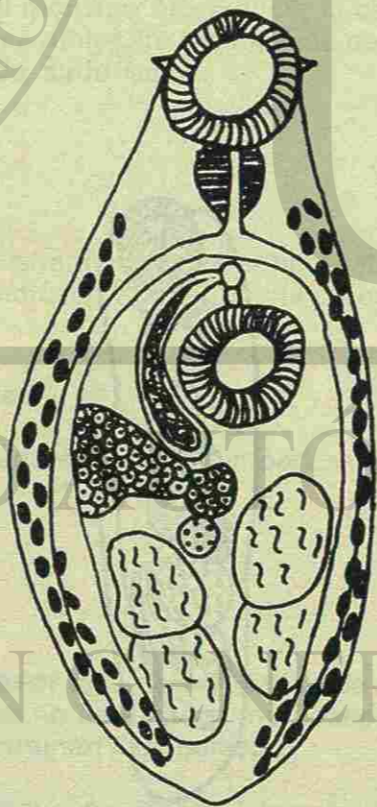


Fig. 37. *Crepidostomum*

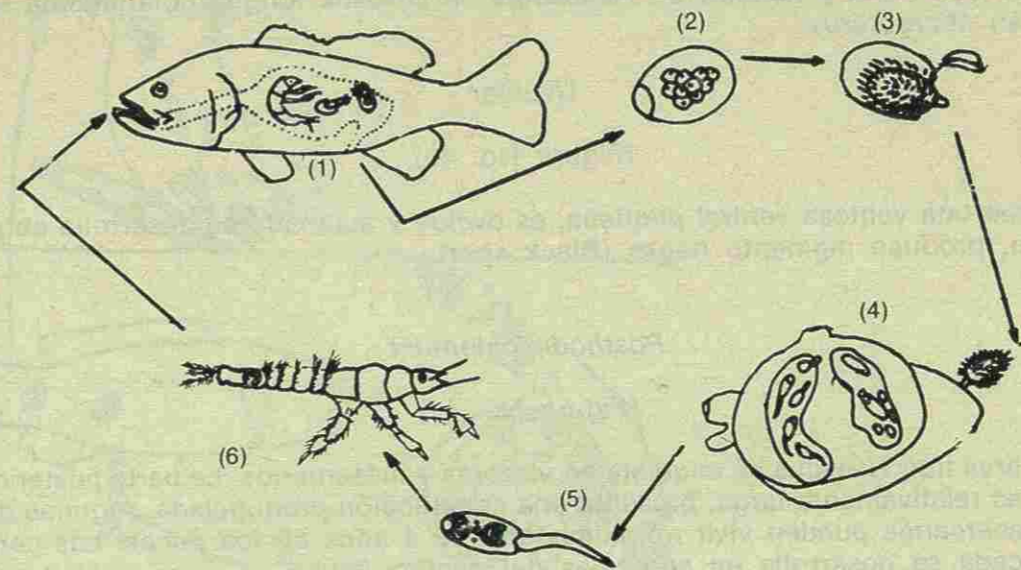


Fig. 37a. Ciclo biológico de *Crepidostomum* (1) Tremátodo adulto en pez centrarchido (2) Huevecillos eliminados junto con las heces (3) Miracidio eclosionando (4) Miracidio penetrando en Musculium (molusco) (5) Cercaria liberada (6) Metacercaria enquistada en ninfas de moscas de mayo (fase infectiva).

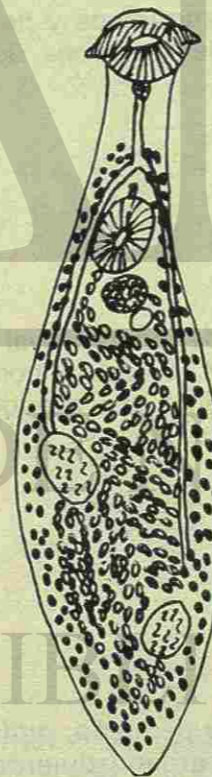


Fig. 38. *Bunodera*

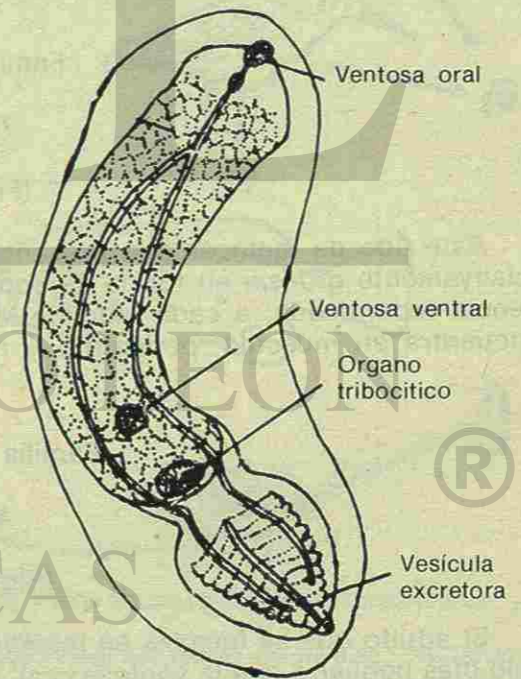


Fig. 39. Larva tipo *Neascus*

miracidio eclosiona y penetra en *Heliosoma*, la cercaria longifurcofaringeata se enquistada en *Micropterus*.

Uvulifer

(Figura No. 40)

Posee una ventosa ventral pequeña, es ovoide y aplanado se desarrolla en piel y músculo, produce pigmento negro (Black spot).

Posthodiplostomum

(Figura No. 41)

La larva tipo Neascus se enquista en vísceras y mesenterios. La parte posterior del cuerpo es relativamente larga, presenta una constricción pronunciada. Algunas de estas metacercarias pueden vivir aproximadamente 4 años en los peces. Las cercaria longifurcada se desarrolla en caracoles del género *Physa*.

Diplostomulum

(Figura No. 42)

Presenta el extremo anterior foliáceo y cóncavo, el extremo posterior es una protuberancia cónica pequeña posee un par de pseudoventosas a los lados de la ventosa oral; la cercaria penetra por branquias y llega a vasos sanguíneos y de ahí a ojos o cerebro, pueden llegar también directamente a través de la córnea del ojo.

Familia Strigeidae

Tetracotyle

(Fig. No. 43)

Este tipo de metacercaria presenta la parte anterior del cuerpo oval u oblonga y relativamente gruesa, en forma de copa, la parte posterior es corta y con una prominencia redondeada; a cada lado de la ventosa oral presenta una pseudoventosa, se encuentra en músculo, pericardio y mesenterio de peces.

Familia Microphallidae

Maritrema

(Figura No. 44)

El adulto que se localiza en intestino, presenta cuerpo pequeño, piriforme, acetábulo más pequeño que la ventosa oral, poro genital en el margen izquierdo y posterior al acetábulo; la cercaria se desarrolla en el caracol *Oncomelania* y forma la metacercaria en el camarón *Anax*.

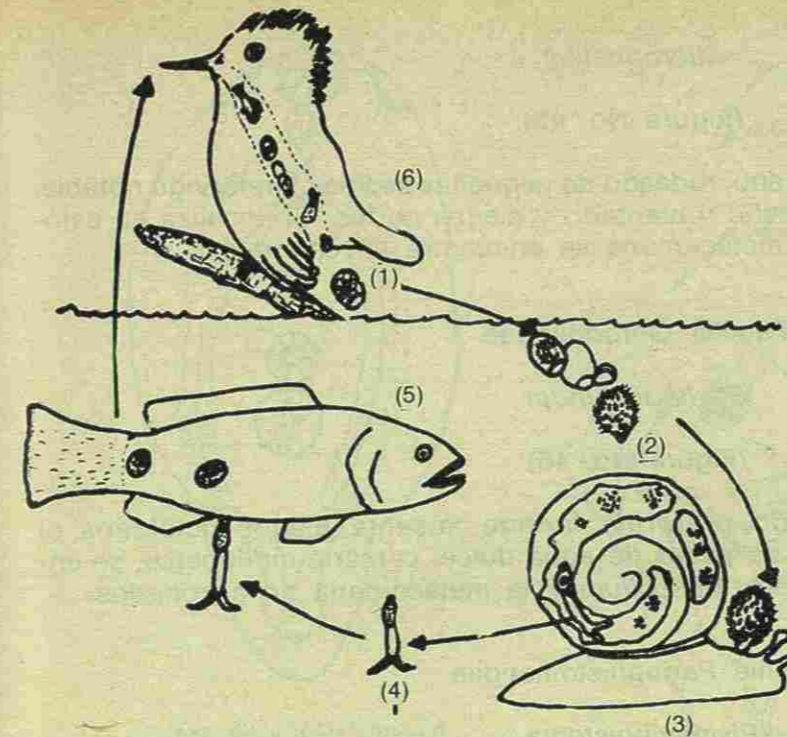


Fig. 40. Ciclo biológico de *Uvulifer*

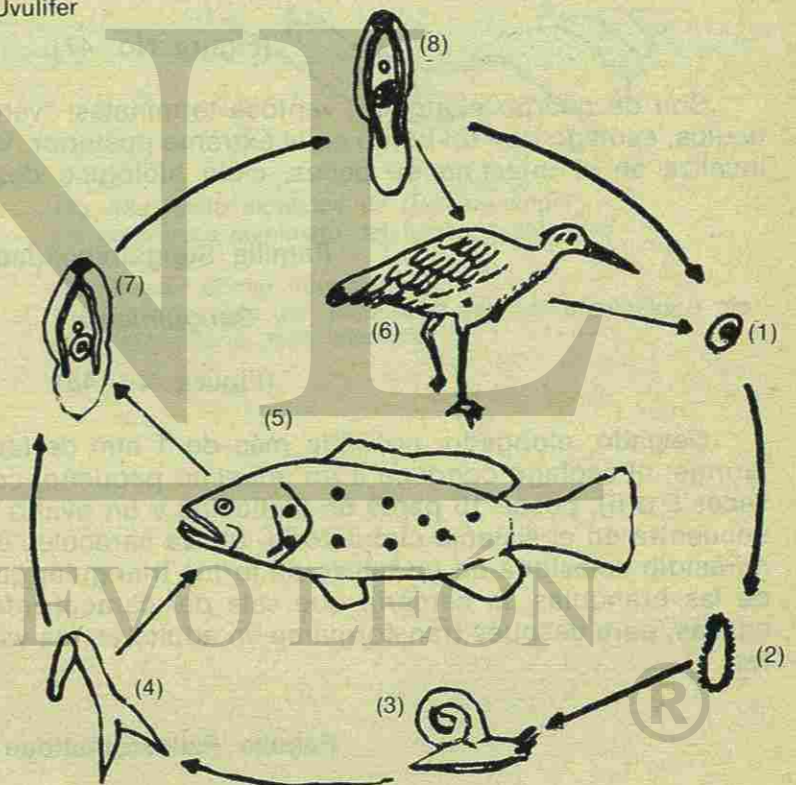


Fig. 41. Ciclo biológico de *Posthodiplostomum*

Fig. 40 y 41 (1) Huevecillo inmaduro (2) Miracidio (3) Caracol primer hospedero intermediario (4) Cercaria fase infectiva para el segundo intermediario (5) Segundo intermediario con metacercarias enquistadas en piel (6) Ave piscívora, hospedero definitivo (7) Metacercaria enquistada (8) Trematodo adulto en el intestino del ave.

Microphallus

(Figura No. 45)

El adulto posee cuerpo pequeño, rodeado de pequeñas espinas, prefaringe notable, faringe pequeña y esófago estrecho y alargado y ciegos cortos. Se localiza en estómago e intestino de peces, la metacercaria se encuentra en cangrejos.

Familia Gorgoderidae

Phyllodistomum

(Figura No. 46)

Cuerpo aplanado, translúcido, piriforme, faringe ausente, ciegos cicloideos, el adulto vive en la vejiga urinaria de peces de agua dulce, cercaria monocerca, se encuentra en el molusco del género *Musculium* y la metacercaria en artrópodos.

Familia Parmphistomatidae

Pisciamphistoma

(Figura No. 47)

Son de cuerpo elongado, ventosa terminal; "ventosa oral" (o faringe) sin divertículos, esófago con un bulbo en el extremo posterior. Ventosa posterior prominente, se localiza en el intestino de peces, ciclo biológico desconocido.

Familia Sanguinicolidae

Sanguinicola

(Figura No. 48)

Delgado, elongado, no mide más de 1 mm de largo, sin ventosa oral, ventral ni faringe; el esófago conduce a un intestino pequeño, compuesto por cuatro lóbulos (a veces 5 o 6), posee 15 pares de testículos y un ovario bilobulado en forma de "H", se encuentra en el sistema circulatorio, utiliza caracoles del género *Lymnaea* o *Radix*; el miracidio eclosiona de un huevo de forma triangular que está en los vasos sanguíneos de las branquias, la cercaria que sale del caracol infecta al pez penetrando por las agallas, para después transformarse en adulto en los vasos de los filamentos branquiales.

Familia Psilostomatidae

Psilostomum

(Figura No. 49)

Cuerpo oval, sin espinas, el adulto se encuentra en intestino de aves; en los peces, se encuentra la metacercaria invadiendo el canal de la línea lateral del pez.

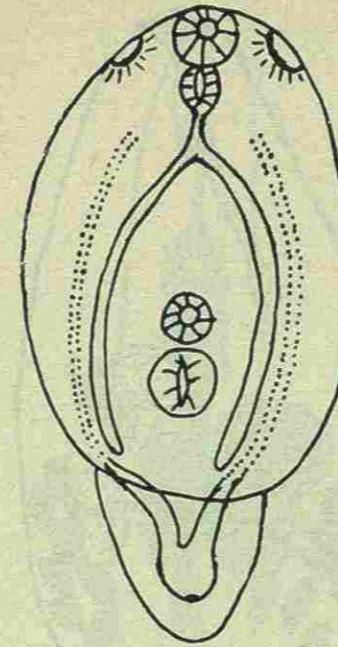


Fig. 42. *Diplostomulum*

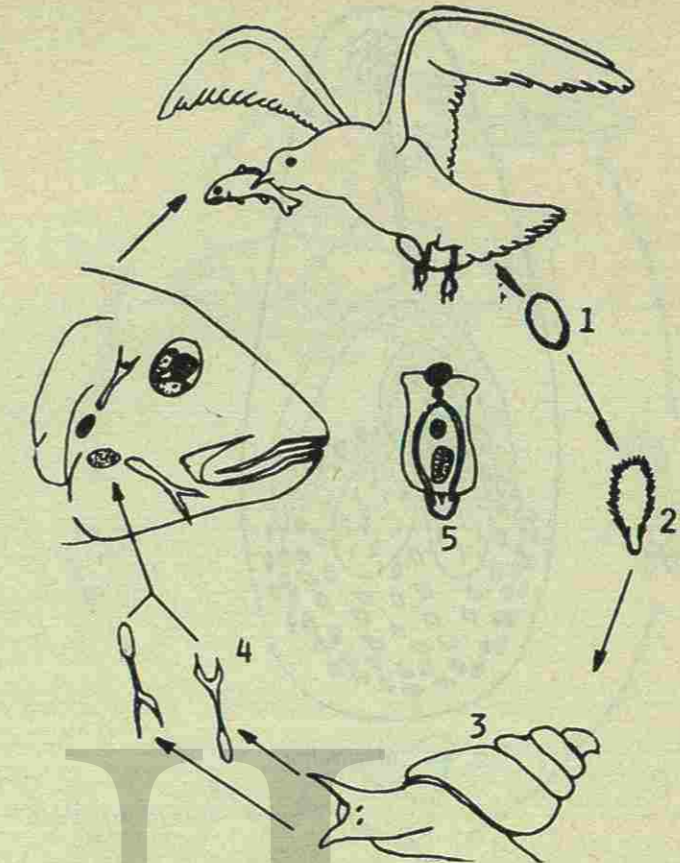


Fig. 42a. Ciclo biológico de *Diplostomulum*
(1) Huevecillo eliminado del huésped definitivo
(2) Miracidio
(3) Caracol primer intermediario
(4) Cercaria libre que penetra al pez por branquias u ojo
(5) Metacercaria, fase infectiva.

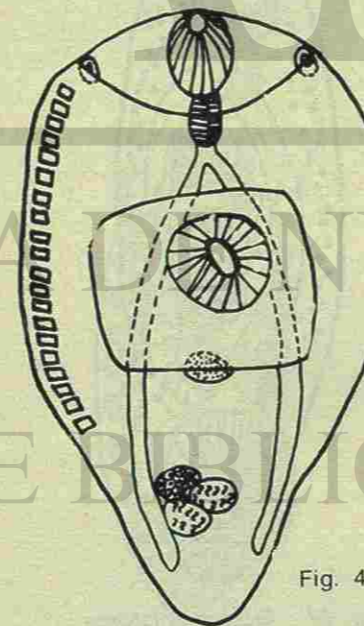


Fig. 43. *Tetracotyle*

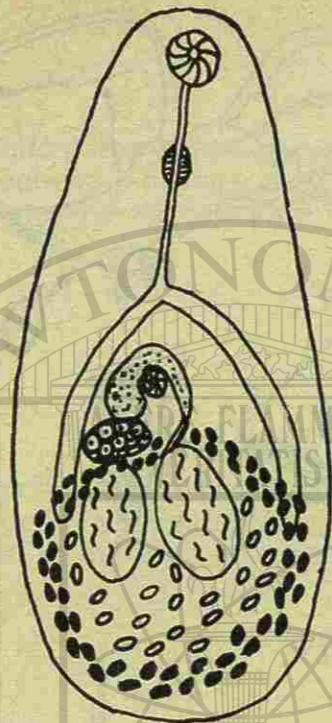


Fig. 44. *Maritrema*

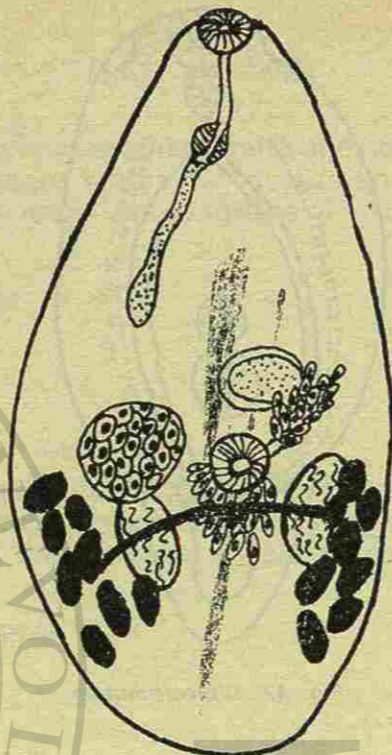


Fig. 45. *Microphallus*

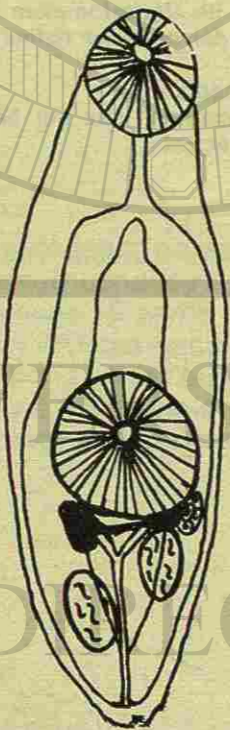


Fig. 46. *Phyllodistomum*

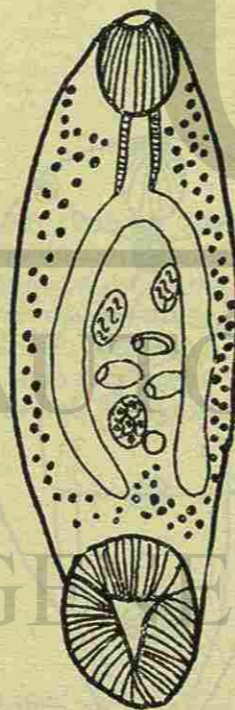


Fig. 47. *Pisciamphistoma*

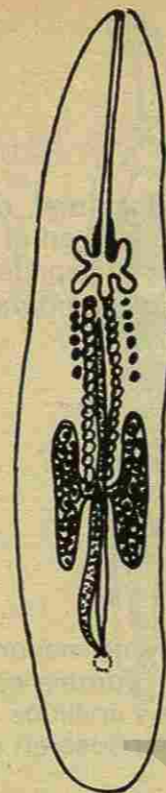
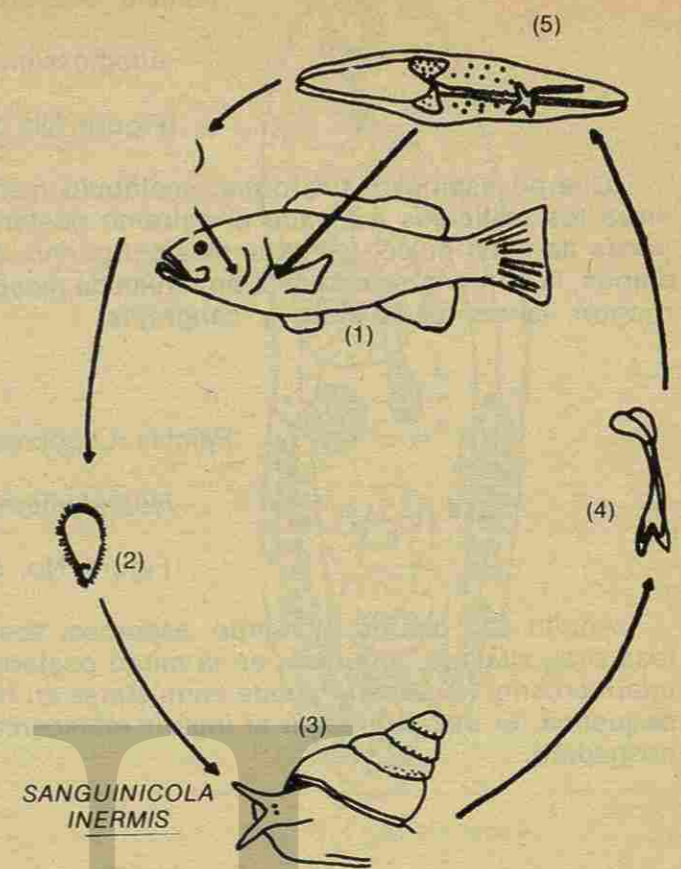


Fig. 48. *Sanguicola*



Fig. 49. *Psilostomum*



*SANGUICOLA
INERMIS*

Fig. 48a. *Sanguicola inermis*
(1) Pez centrarchido hospedero definitivo.
(2) Miracidio.
(3) Caracol intermediario.

Lymnaea o *Radix*

(4) Cercaria, último estadio larvario. Penetra al pez por branquias.
(5) Trematodo adulto. Se localiza en sangre.

Familia Macroderidae

Alloglossidium

(Figura No. 50)

Cuerpo espinoso, fusiforme, acetábulo menor que la ventosa oral, el útero pasa entre los testículos e invade el extremo posterior del cuerpo, vive en el intestino de peces de agua dulce, los caracoles del género *Helisoma* son los hospederos intermedios, la cercaria se enquista en ninfas de moscas de mayo (*Ephemeroptera*), moscas dragón, larvas de libélulas y cangrejos.

Familia Lepocreadiidae

Homalometron

(Figura No. 51)

Adulto con cuerpo elongado, espinoso, acetábulo ligeramente mayor que la ventosa oral, vitelaria confinada en la mitad posterior del cuerpo, *Hidrobia* es el molusco intermediario, la cercaria puede enquistarse en *Hidrobia minuta* y anélidos o poliquetos pequeños. El pez se infecta al ingerir metacercarias, desarrollándose en intestino del hospedero.

Familia Clinostomatidae

Clinostomum

(Figura No. 52)

La metacercaria es de cuerpo linguiforme, robusto cóncavo ventralmente. En el extremo anterior se encuentra un pliegue cefálico que conduce a una ventosa oral pequeña.

Testículos en la mediación del extremo posterior o cerca del extremo posterior, ovario intertesticular, Metacercaria larga en quistes amarillos.

Familia Hemiuridae

Genarchella

(Figura No. 53)

Cuerpo elongado con extremos redondos, ventosa oral subterminal, acetábulo esférico localizado sobre el ecuador del cuerpo. Bifurcación intestinal en ángulo recto, testículos oblicuos postacetabulares, ovario postuterino huevos con filamento polar. Parasita estómago.



Fig. 50. *Alloglossidium*



Fig. 51. *Homolometron*

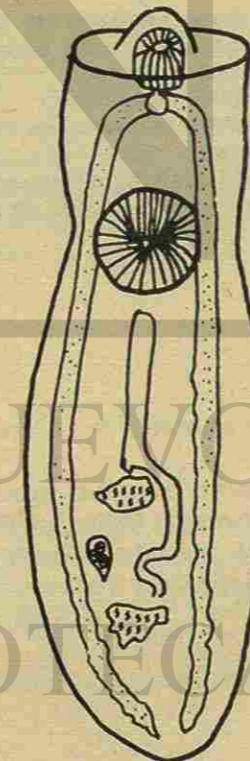


Fig. 52. Larva de *Clinostomum*

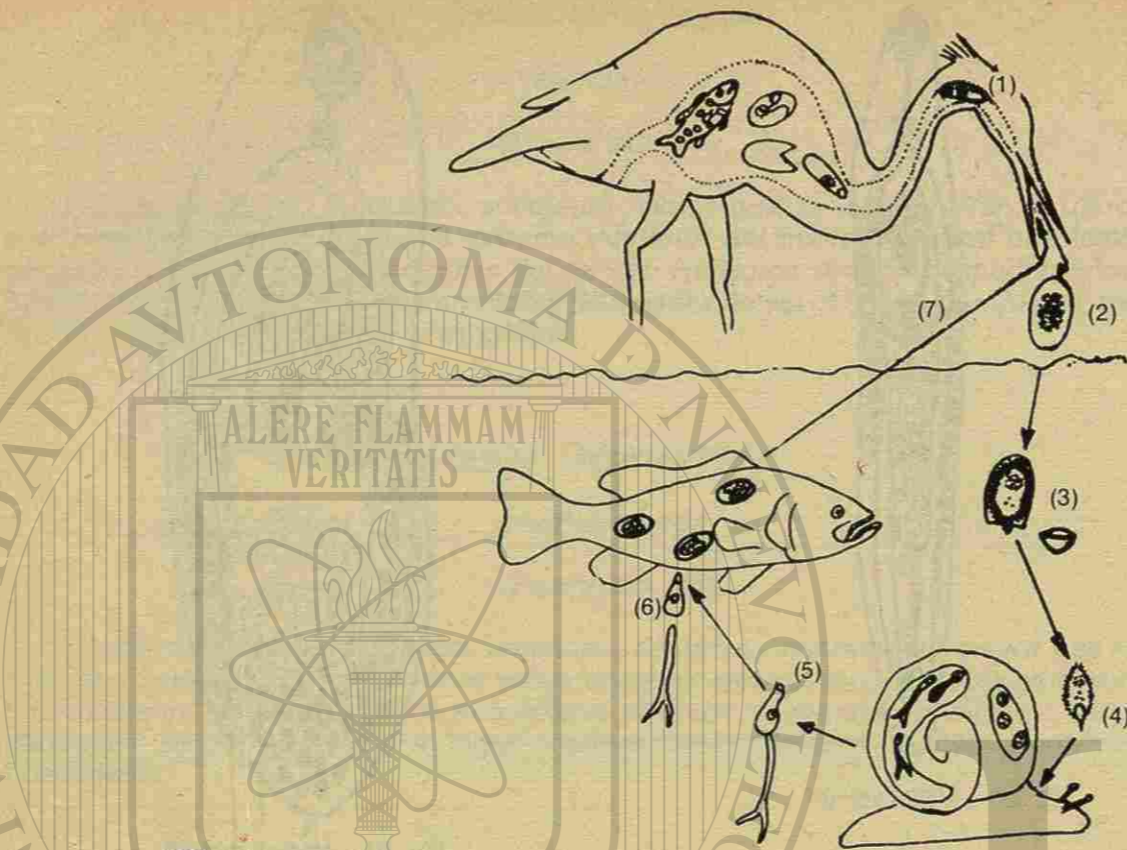


Fig. 52a. Ciclo biológico de *Clinostomum*
 (1) Trematodo adulto en boca o faringe de la garza
 (2) Huevecillo expulsado
 (3) Miracidio eclosionando
 (4) Miracidio penetrando en *Helisoma* (intermediario)
 (5) Cercaria
 (6) Cercaria penetrando al segundo intermediario donde se enquista.
 (7) Al ser ingerido el pez se desarrolla a trematodo adulto.

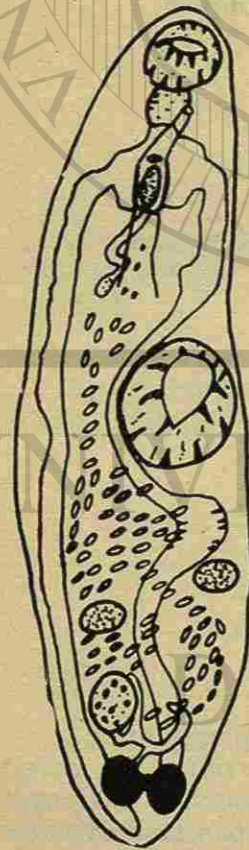


Fig. 53. *Genarchella*

CAPÍTULO 3

CESTODOS

Características generales

Los cestodos son formas endoparásitas intestinales, las cuales son generalmente acintadas en estado adulto, miden de unos cuantos milímetros hasta varios metros de longitud (*Diphyllobothrium latum* llega a medir hasta 21 metros). Su tegumento no tiene cilios, el epitelio ciliado, cuando existe, se limita exclusivamente a formas larvianas (coracidio).

El cuerpo (estrobilo) se encuentra constituido por una cadena de segmentos o proglotidios de tres tipos: los inmaduros (sin órganos reproductores), los maduros (con órganos reproductores funcionales masculinos y femeninos) y los grávidos (generalmente llenos de huevecillos), los cuales pueden, o no, desprenderse del cuerpo (apólisis). Los cestodos poseen además en su extremo anterior un escólex o cabeza, con la cual se sujetan a la mucosa intestinal. (Figura No. 54)

Sus ciclos de vida son complejos, en especial cuando se trata de cestodos parásitos de peces dulceacuícolas, ya que involucran a invertebrados como hospederos intermediarios iniciales (copépodos, anfípodos, isópodos, etc.) y a peces como hospederos intermediarios secundarios, la secuencia del ciclo biológico de los cestodos es: Adulto-huevo-oncosfera o larva hexacanto-metacéstodos-desarrollo posterior en uno o varios hospederos-desarrollo del metacéstodo con diferenciación del escólex-proglotización y segmentación, fenómenos que se presentan en el hospedero definitivo, en fase adulta estas tenias parasitan, generalmente, en el aparato digestivo de peces.

Clasificación

Los cestodos pertenecen a la Clase Céstoda o gusanos acintados segmentados.

Posee a la subclase Eucéstoda, quienes presentan un escólex embrión con seis ganchos y son segmentados y a la subclase Cestodaria; las cuales no son segmentadas y no presentan escólex. La subclase Eucéstoda se subdivide en 12 órdenes según el tipo de órganos de fijación que presentan (ventosas, botrios, etc.) de las cuales dos son las que se han reportado en *Micropterus*.

Orden Pseudophyllidea. Escólex con dos botrios; proglotides anapolíticas, poro uterino presente.

Orden Proteocephalidea. Escólex con cuatro ventosas y ocasionalmente una ventosa apical o rostelo armado. Segmentación distinguible.

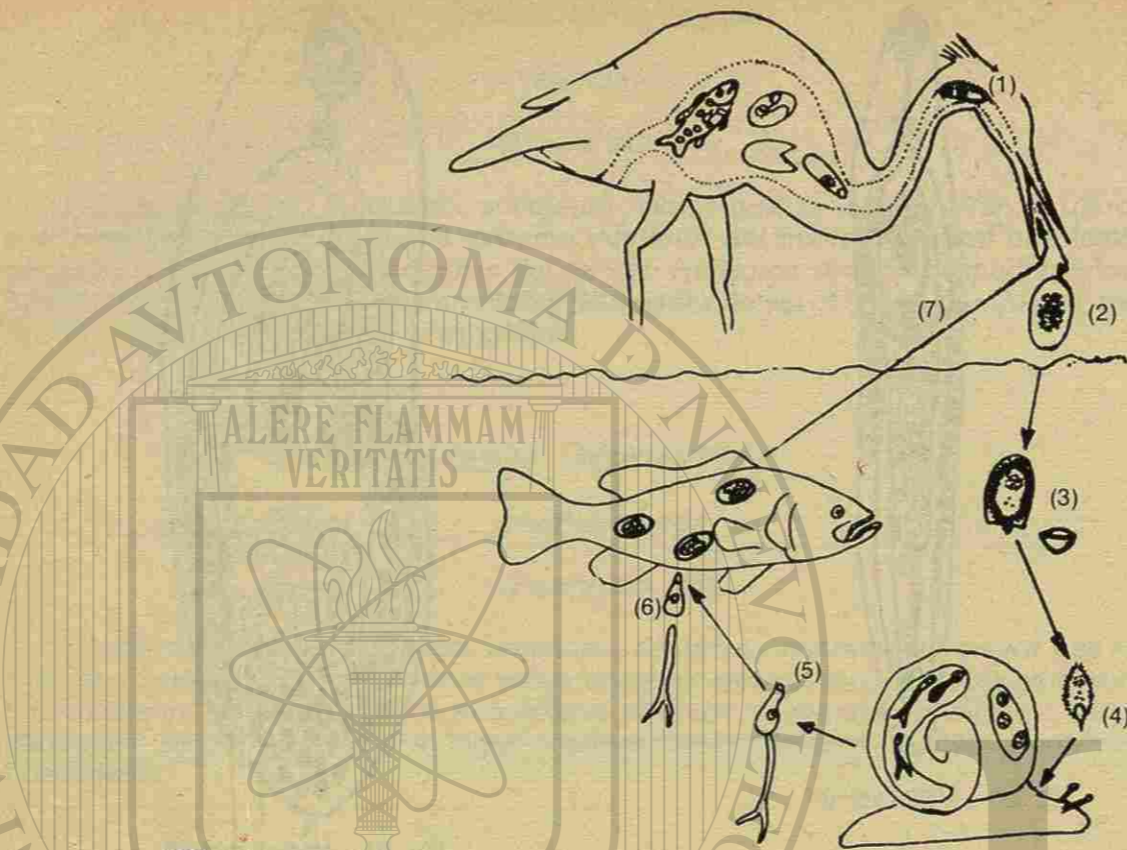


Fig. 52a. Ciclo biológico de *Clinostomum*
 (1) Trematodo adulto en boca o faringe de la garza
 (2) Huevecillo expulsado
 (3) Miracidio eclosionando
 (4) Miracidio penetrando en *Helisoma* (intermediario)
 (5) Cercaria
 (6) Cercaria penetrando al segundo intermediario donde se enquista.
 (7) Al ser ingerido el pez se desarrolla a trematodo adulto.

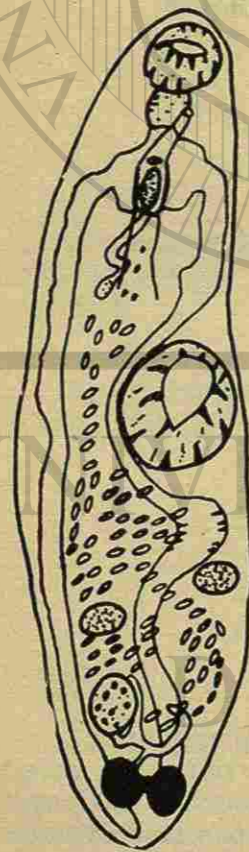


Fig. 53. *Genarchella*

CAPÍTULO 3

CESTODOS

Características generales

Los cestodos son formas endoparásitas intestinales, las cuales son generalmente acintadas en estado adulto, miden de unos cuantos milímetros hasta varios metros de longitud (*Diphyllobothrium latum* llega a medir hasta 21 metros). Su tegumento no tiene cilios, el epitelio ciliado, cuando existe, se limita exclusivamente a formas larvianas (coracidio).

El cuerpo (estrobilo) se encuentra constituido por una cadena de segmentos o proglotidios de tres tipos: los inmaduros (sin órganos reproductores), los maduros (con órganos reproductores funcionales masculinos y femeninos) y los grávidos (generalmente llenos de huevecillos), los cuales pueden, o no, desprenderse del cuerpo (apólisis). Los cestodos poseen además en su extremo anterior un escólex o cabeza, con la cual se sujetan a la mucosa intestinal. (Figura No. 54)

Sus ciclos de vida son complejos, en especial cuando se trata de cestodos parásitos de peces dulceacuícolas, ya que involucran a invertebrados como hospederos intermediarios iniciales (copépodos, anfípodos, isópodos, etc.) y a peces como hospederos intermediarios secundarios, la secuencia del ciclo biológico de los cestodos es: Adulto-huevo-oncosfera o larva hexacanto-metacéstodos-desarrollo posterior en uno o varios hospederos-desarrollo del metacéstodo con diferenciación del escólex-proglotización y segmentación, fenómenos que se presentan en el hospedero definitivo, en fase adulta estas tenias parasitan, generalmente, en el aparato digestivo de peces.

Clasificación

Los cestodos pertenecen a la Clase Céstoda o gusanos acintados segmentados.

Posee a la subclase Eucéstoda, quienes presentan un escólex embrión con seis ganchos y son segmentados y a la subclase Cestodaria; las cuales no son segmentadas y no presentan escólex. La subclase Eucéstoda se subdivide en 12 órdenes según el tipo de órganos de fijación que presentan (ventosas, botrios, etc.) de las cuales dos son las que se han reportado en *Micropterus*.

Orden Pseudophyllidea. Escólex con dos botrios; proglotides anapolíticas, poro uterino presente.

Orden Proteocephalidea. Escólex con cuatro ventosas y ocasionalmente una ventosa apical o rostelo armado. Segmentación distinguible.

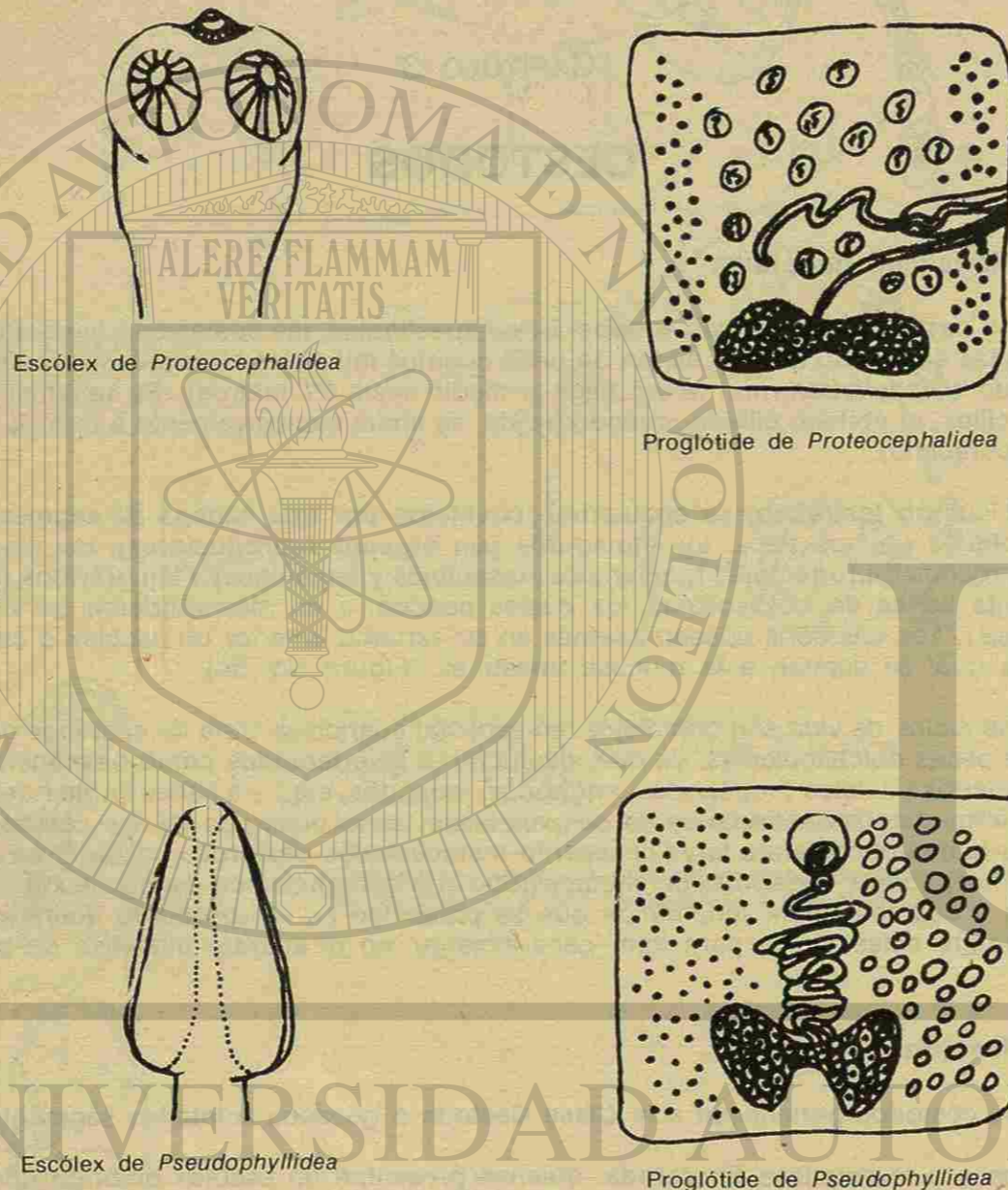


Fig. 54. Morfología general de céstodos.

Céstodos parásitos de *Micropterus*

Familia Bothriocephalidae

Bothriocephalus

(Figura No. 55)

Escólex elongado, indentaciones a los lados. Botrios elongados longitudinalmente. Sin cuello. Proglótides acampanulados, anapolíticos. Poro cirro-vaginal dorsal, posterior al poro uterino. Ovario elongado transversalmente, compacto. Vitelaria vertical. Parasitan intestino de teleosteos marinos, y de agua dulce. La larva pleurocercoide se halla en copéodos.

Familia Diphylobothriidae

Ligula

(Figura No. 56)

Larva pleurocercoide, musculosa, con un canal longitudinal central extendiéndose a lo largo de la superficie ventral. No segmentada. Parasita la cavidad corporal de peces. El adulto se desarrolla en aves y utiliza un copéodo como primer intermediario.

Familia Triaenophoridae

Triaenophorus

(Figura No. 57)

Escólex con un par dorsal y ventral de ganchos en forma de tridente sobre el disco apical. Botrios piriformes y superficiales. Sin segmentación externa. El adulto se encuentra en peces predadores, la larva procercoide en copéodos y la plerocercoide en peces forrajeros.

Familia Amphicotylidae

Eubothrium

(Figura No. 58)

Escólex subglobular o elongado, frecuentemente deforme, con botrios simples. Estrobilo segmentado. Testículos en los dos campos laterales. Ovario en forma de riñón. Los adultos parasitan el intestino de peces infectándose al ingerir copéodos que contienen al procercoide.

Familia Amphicotylidae

Abothrium

(Figura No. 59)

Escólex sin el disco apical. Segmentación indistinguible. Testículos numerosos en los dos campos laterales. Ovario compacto, elongado. Vitelaria intermezclada con los testículos. El adulto parasita intestino de peces teleosteos.

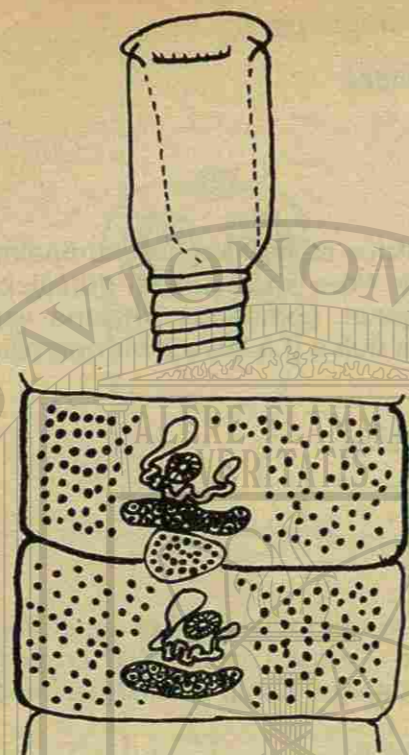


Fig. 55. *Bothriocephalus*

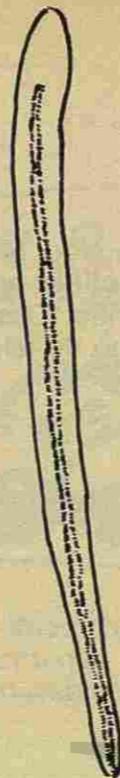


Fig. 56. *Ligula*

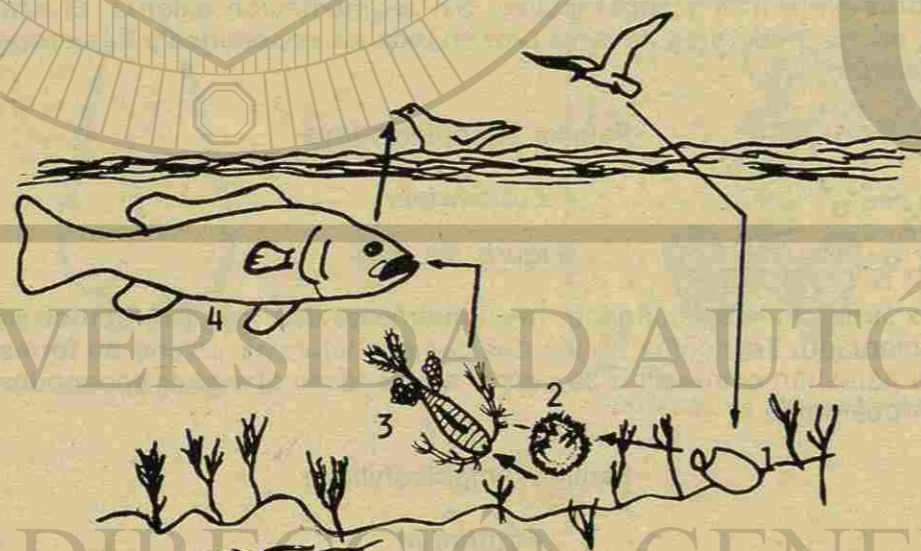


Fig. 56a. Ciclo biológico de *Ligula*
 (1) Huevos del parásito adulto excretados con las heces fecales del hospedero definitivo.
 (2) Coracidio libre en el agua.
 (3) Primer hospedero intermediario (*Cyclops*)
 (4) Centrarchido, segundo intermediario.

Familia Proteocephalidae

Proteocephalus

(Figura No. 60)

Escólex no armado, con cuatro ventosas típicas, una ventosa apical puede o no, presentarse. Proglotidios grandes más anchos que largos. Los testículos están en una capa continua entre la médula intervascular y el útero. La larva procercoide se desarrolla en hemocele de crustáceos; la plerocercoides en peces pequeños, aunque también ha sido encontrada en robalo; el adulto se desarrolla en peces de agua dulce.



Fig. 57. *Triaenophorus*

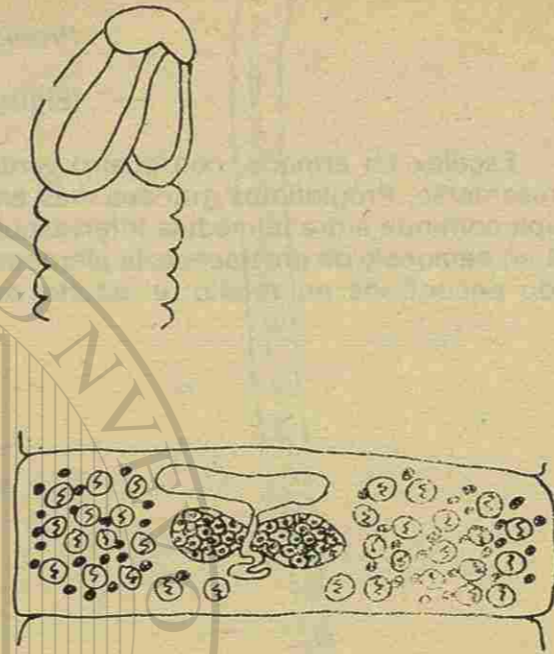


Fig. 58. *Eubothrium*

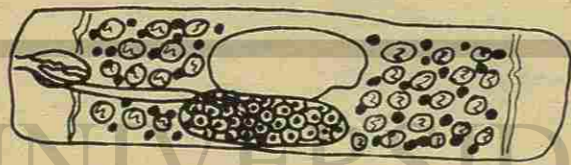


Fig. 59. *Abotrium*

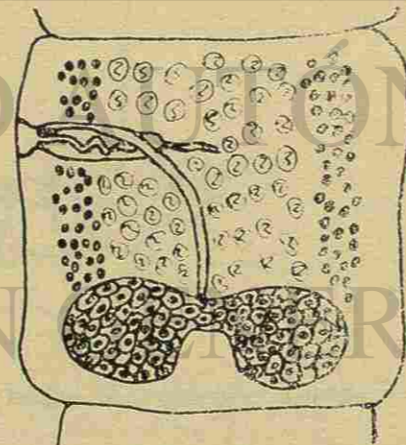
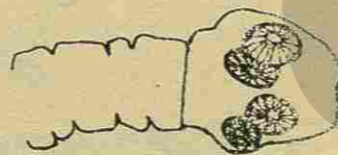


Fig. 60. *Proteocephalus*

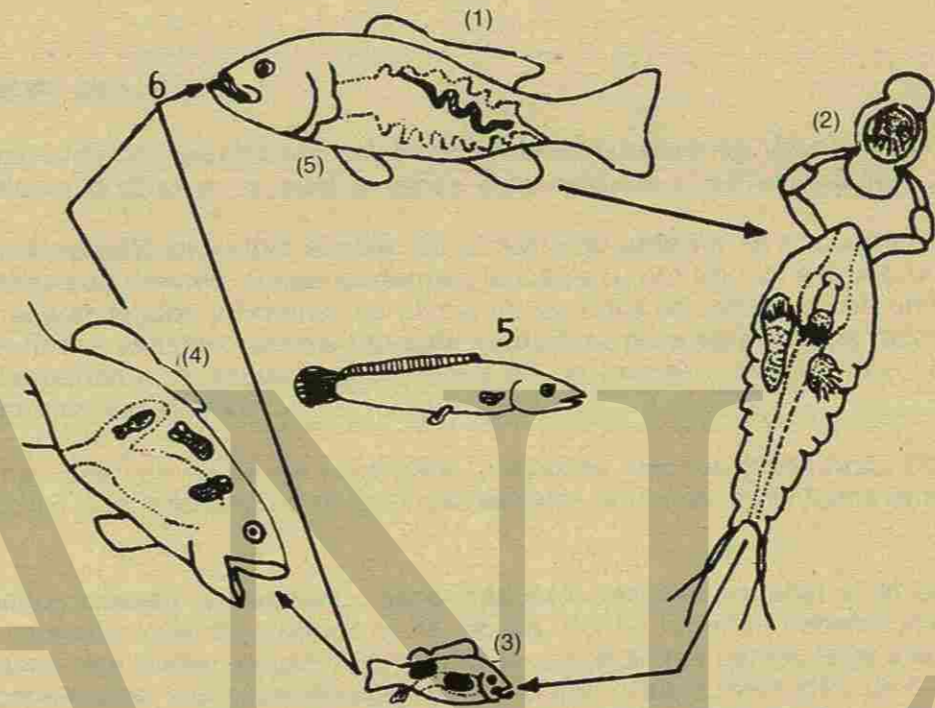
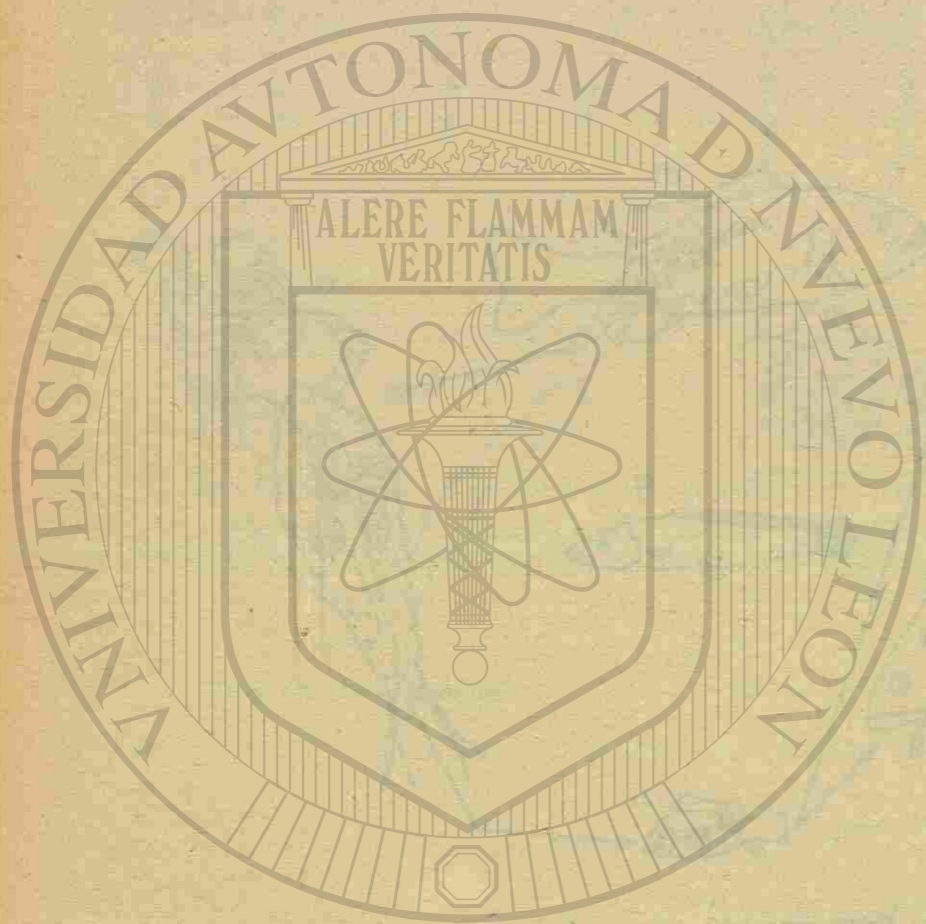


Fig. 60a. Ciclo biológico de *Proteocephalus*.

- (1) Céstodo adulto en intestino del pez.
 - (2) Oncosfera embrionada ingerida por crustáceo (*Cyclops*).
 - (3) La larva procercoide es liberada y es ingerida por un pez donde se transforma a plerocercoides.
 - (4) *Micropterus* actuando como paraténico.
 - (5) Pez del género *Amia* o *Micropterus*.
- Hospederos definitivos.
- (6) La ingestión de estos peces infectados con la metacercaria.



CAPÍTULO 4

NEMATODOS

Características generales

Los nemátodos se caracterizan por tener un cuerpo cilíndrico, alargado y cubierto por una cutícula quitinosa, la cual a veces está estriada u ornamentada.

Poseen un aparato digestivo simple. En el extremo anterior se encuentra la boca, provista a veces con dientes, placas cortantes, lancetas u otro tipo de estructuras que le sirven para lacerar tejidos y obtener su alimento. La boca se continúa con un esófago muscular de forma variable, siendo útil esta estructura para clasificarlos taxonómicamente, es fuertemente muscular y desemboca en un intestino que se abre cerca del extremo posterior del cuerpo.

Los nemátodos son de sexos separados, habiendo machos y hembras, por lo común los machos son más pequeños que las hembras, a lo cual se le llama dimorfismo sexual.

Los machos poseen un testículo, espermaducto, vesícula seminal y un conducto eyaculador muscular que desemboca en la cloaca, donde también desemboca el ano. Algunos poseen una bursa copulatrix o espículas que le sirven para sujetar a la hembra durante la copulación. Las hembras poseen uno o dos ovarios, oviducto, de 1-4 úteros que se continúan con la vagina para desembocar al exterior a través de la vulva localizada en diferentes lugares del cuerpo, dependiendo del orden a que pertenezca.

El sistema nervioso está constituido por un anillo nervioso, localizado alrededor del esófago y cuatro cordones nerviosos, dos dirigidos anteriormente y dos hacia el extremo posterior.

El sistema excretor posee dos cordones que recorren longitudinalmente a los nemátodos, éstos desembocan a un poro excretor localizado a la altura del anillo nervioso. (Fig. 61).

Por lo común, los nemátodos poseen un ciclo de vida directo o monoxénico, utilizando sólo un hospedero para su desarrollo; sin embargo, otros poseen un ciclo biológico indirecto o heteroxénico ocupando entonces un hospedero intermediario en el cual se desarrolla la larva infectiva para el hospedero definitivo.

Parasitan en estado adulto, por lo general intestino y algunos órdenes tienden a ocupar la pared del estómago en vertebrados superiores, sangre, cerebro, etc. Los estadios larvarios pueden hallarse en el lumen intestinal o enquistados en vísceras o hallarse libres en el celoma.

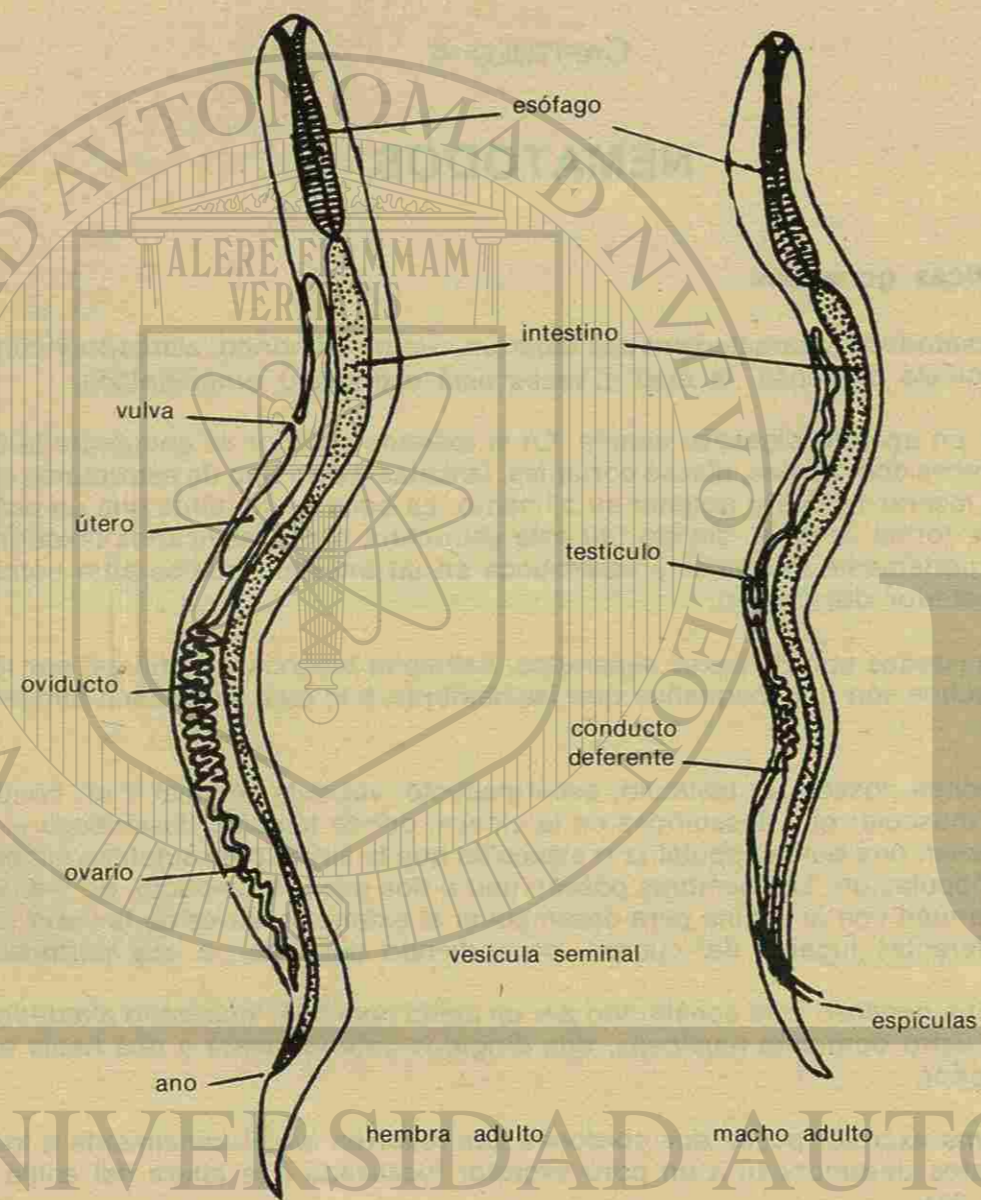


Fig. 61 Morfología general de nemátodos

Clasificación

La clase Nematoda se subdivide en dos subclases, de acuerdo a la presencia de órganos quimiorreceptores. Subclase Adenophorea: fasmidios ausentes, papilas caudales ausentes o escasas. Esófago cilíndrico o con glándulas esofágicas libres en el pseudoceloma y formando un esticosoma o trofosoma. Huevos no embrionados, con tapones polares. En esta subclase se incluye al orden *Trichuridea* y *Dioctophymidae*, ambas con nemátodos parásitos de *Micropterus*. Dentro del orden *Trichuridea* sólo a *Capillaria* se le ha reportado como parásito del robalo y en *Dioctophymidae* se encuentran a *Dioctophyma* y a *Eustrongylides* que en estado adulto parasitan riñones, cavidad peritoneal de mamíferos y glándulas del proventrículo de aves piscívoras, utilizando peces como hospederos intermediarios.

Subclase Secernentea: Presentan fasmidios en la parte posterior, generalmente, con un esófago bien desarrollado, muscular y con huevecillos ovoides. Posee los órdenes Oxiuridea, Ascariridea, Spiruridea y Filariidea.

El Orden Ascariridea (gusanos robustos) pertenecen a la familia Heterochelidae con los géneros *Contraecum* y *Porrocaecum*.

El género *Dacnitoidea* de la familia Cucullanidae pertenece al Orden Spiruridae que incluye nemátodos cuyo hábitat no es intestino, sino cavidades y tejido, y el género *Camallanus* de la familia Camallanidae se incluye dentro del mismo Orden y parasita estómago e intestino de peces. También en el orden Spiruridea se encuentra a *Rhabdochona* y *Spinitectus* dentro de la familia Rhabdochonidae y la familia Spiruridae con el género *Spiroxys*. Del orden Filariidae, sólo el género *Philometra* se encuentra parasitando cavidades del cuerpo, son vivíparos y utilizan como hospederos intermediarios a los copépodos.

Nemátodos parásitos de *Micropterus*

Familia Heterochelidae

Contraecum

(Figura No. 62)

Estos organismos presentan labios sin anillos dentigeros, con interlabios. Ventriculo esofágico reducido con un apéndice posterior sólido. Con ciegos intestinales. La hembra presenta la vulva en la región anterior del cuerpo. Son ovíparos. Los adultos se desarrollan en peces, aves piscívoras y mamíferos. Los huevecillos expulsados por el hospedero definitivo con las heces son ingeridos por los invertebrados *Acertia bifilosa* y *Eurytemora affinis* (copépodos), donde se desarrolla su segundo estadio larvario; en el segundo hospedero intermediario se desarrolla el tercer estadio larvario el cual se encuentra fuera del intestino y es el infectivo para el siguiente pez predador o ave.

Porrocaecum

(Figura No. 63)

(Larva: Presenta ventrículos esofágicos y un ciego intestinal extendido anterodorsalmente al esófago. Sin ciegos esofágicos. Interlabios armados con dientes. Únicamente la larva se desarrolla en la cavidad corporal de peces y el adulto en garzas.

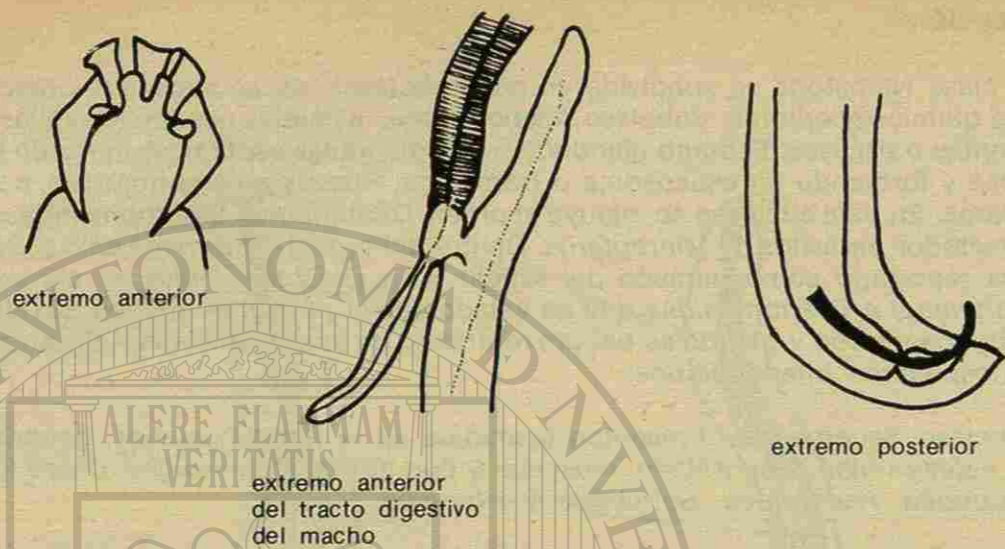


Figura 62. *Contracaecum*.

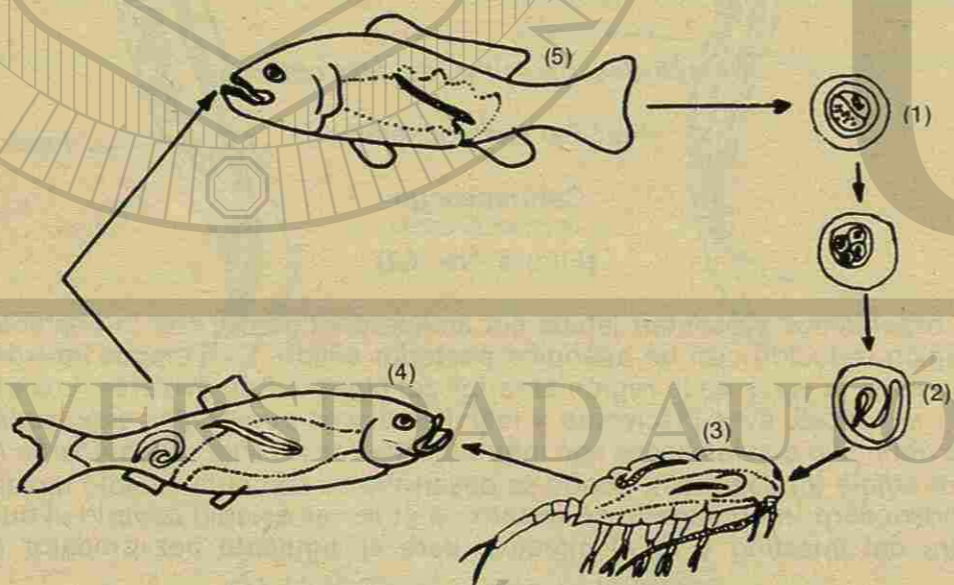


Fig. 62a. Ciclo biológico de *Contracaecum*. (1) Huevo en primer estadio de división, excretado en heces. (2) Larva desarrollada. (3) Copépodo, primer intermediario, en él se desarrolla el segundo estadio larvario en hemocele. (4) *Clupea*, pez donde se desarrolla el tercer estadio, el cual migra a cavidad celómica. (5) Pez predator que al ingerir una presa infectada adquiere la infección desarrollándose entonces en parásito adulto.

Familia Rhabdochonidae

Rhabdochona

(Figura No. 64)

Presenta boca con dos labios, cápsula bucal en forma de embudo. Macho con cola cónica, puntiaguda y curvada. Hembra con la vulva en la región media del cuerpo. Oviparos. El estado larvario se desarrolla en las moscas de mayo. El adulto se localiza en intestino de peces de agua dulce.

Spinitectus

(Figura No. 65)

Nematodos pequeños, se caracterizan por poseer a lo largo de la cutícula anillos de espinas dirigidos hacia la parte posterior. La larva se desarrolla en las moscas de mayo y los adultos en el intestino de peces.

Familia Spiruridae

Spiroxys

(Figura No. 66)

La larva presenta una boca con labios trilobulados, se localiza en mesenterio de peces o ninfas de moscas dragón, quienes son los primeros intermediarios. El adulto parasita estómago de tortugas e intestino de anfibios.

Familia Filariidae

Philometra

(Figura No. 67)

Son gusanos filariformes, con el extremo anterior redondeado. Esófago corto y cilíndrico. Macho con dos espículas iguales. La hembra presenta ano y vulva atrofiados y es mucho mayor que el macho. En peces se desarrolla el adulto en tejido. Los hospederos intermediarios son los copépodos.

Familia Cucullanidae

Dacnitoides

(Figura No. 68)

Presenta cápsula bucal no quitinizada, pseudocápsula formada por una dilatación del extremo anterior del esófago. Macho con ventosa preanal, hembra con la vulva localizada justo atrás de la mitad del cuerpo. Parasitan el intestino de peces.

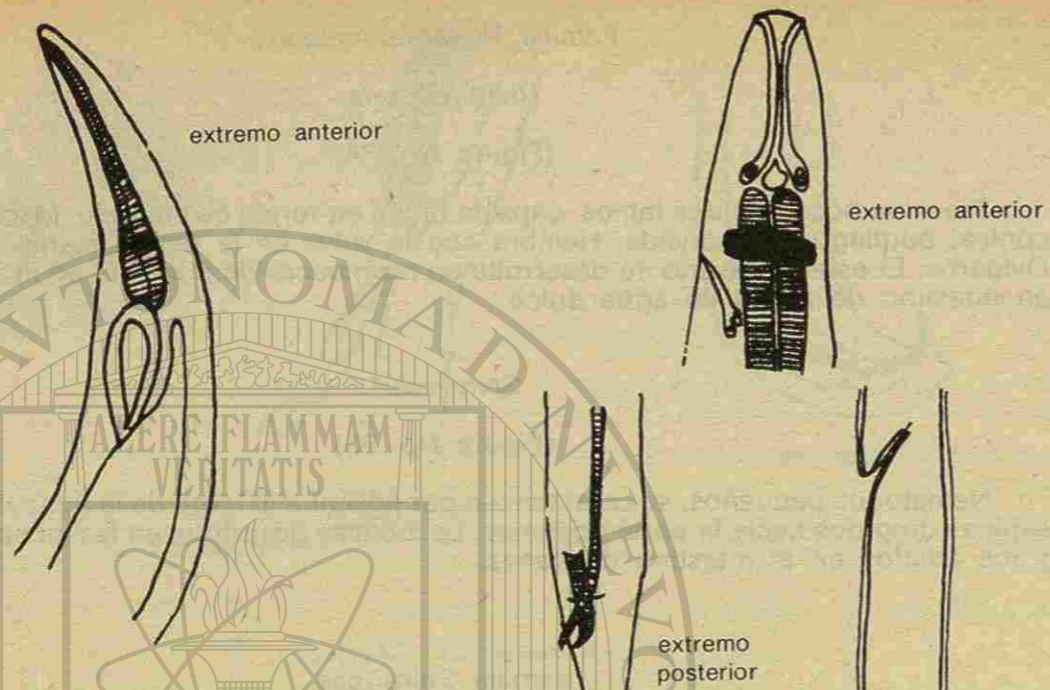


Fig. 63. *Porrocaecum*

Fig. 64. *Rhabdochona*



Fig. 65. *Spinitecus*

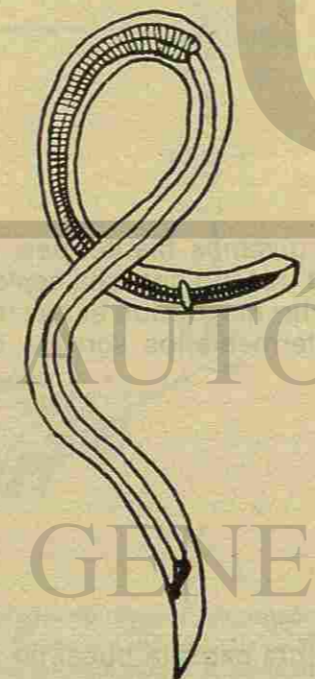


Fig. 66. *Spiroxys*

Familia Camallanidae

Camallanus

(Figura No. 69)

Boca semejante a una hendidura, cápsula bucal con dos valvas laterales quitinosas. Una estructura quitinosa semejante a un tridente, se localiza junto a las valvas y al esófago dorsal y ventralmente. Parasitan estómago e intestino de peces, anfibios y reptiles. La larva infectiva se desarrolla en copépodos.

Orden Dioctophymidea

Dioctophyma

(Figura No. 70)

El segundo estadio se encuentra enquistado en mesenterio de peces y se caracteriza por presentar seis papilas cefálicas. El primer estadio se desarrolla en oligoquetos. El adulto se presenta en riñón y peritoneo de mamíferos.

Eustrongylides

(Figura No. 71)

Su estadio larvario posee un color rojo, se enquista en músculo y celoma de peces. El quiste mide aproximadamente 1 cm. de diámetro y la larva 10 cm. de longitud. Parasitan aves piscívoras en su estado adulto.

Orden Trichuridae

Capillaria

(Figura No. 72)

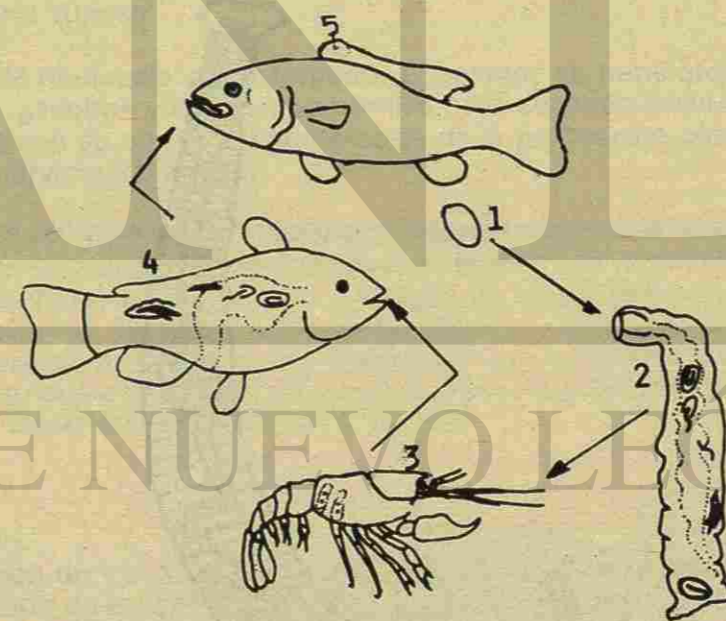
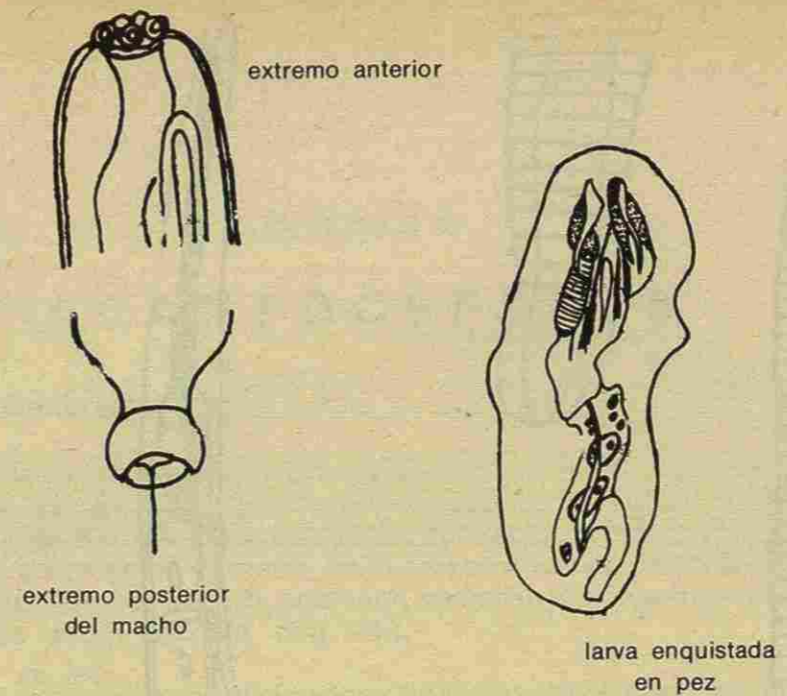
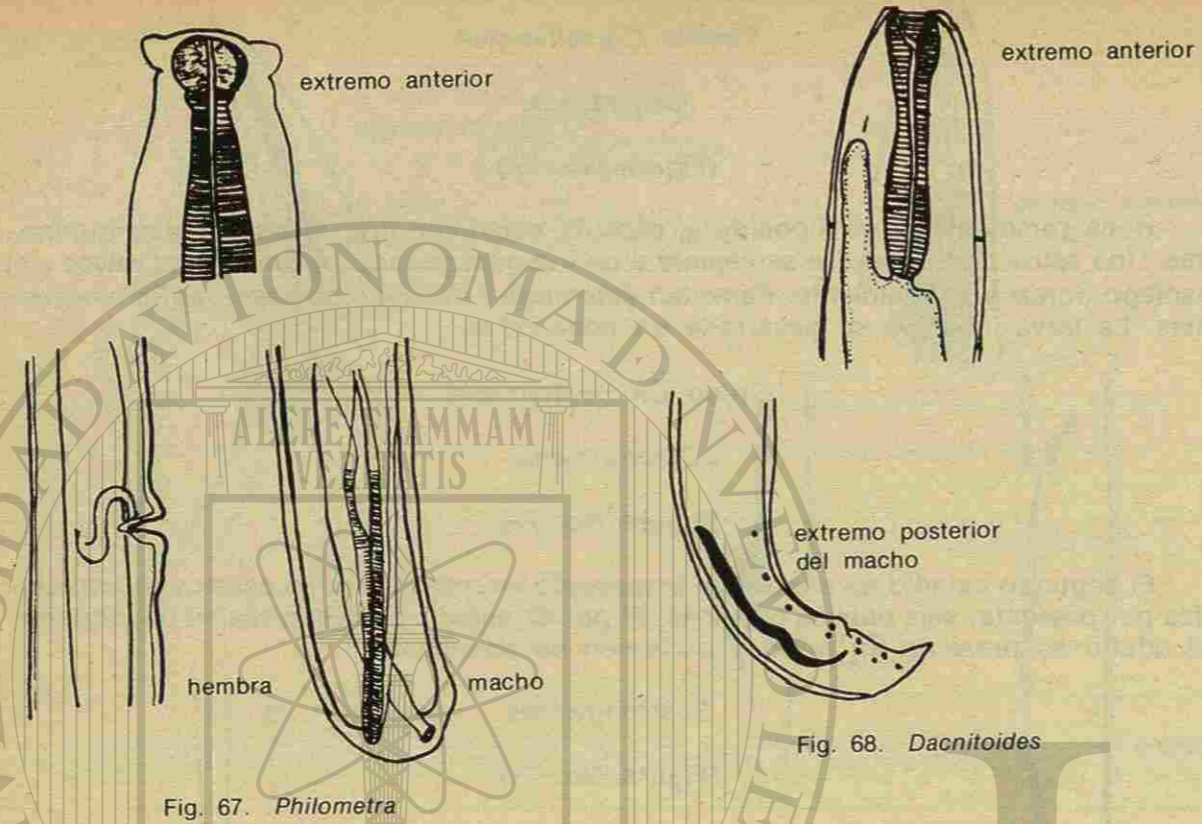
Boca simple, esófago largo ensanchado, gradualmente hacia el extremo posterior. Macho con ano terminal o subterminal con una aleta caudal membranosa y una espícula larga y delgada con vaina. Parasitan tracto digestivo, hígado o vejiga urinaria de vertebrados.

Familia Goeziidae

Goezia

(Figura No. 73)

Organismos de aproximadamente 30 mm., boca rodeada de tres labios, espículas anchas y curvadas, bulva usualmente anterior a la mitad del cuerpo. Huevos esféricos, extremo caudal redondo y con procesos digitiformes. El adulto se desarrolla en peces dulceacuícolas.



- (1) Huevo inmaduro excretado con la orina.
 (2) Anélido primer intermediario.
 (3) Segunda larva adquirida por el cangrejo.
 (4) Pez donde ocurre el desarrollo de la tercera muda la cual se enquista en celoma.
 (5) Centrarchido, pez carnívoro donde el nemátodo madura.

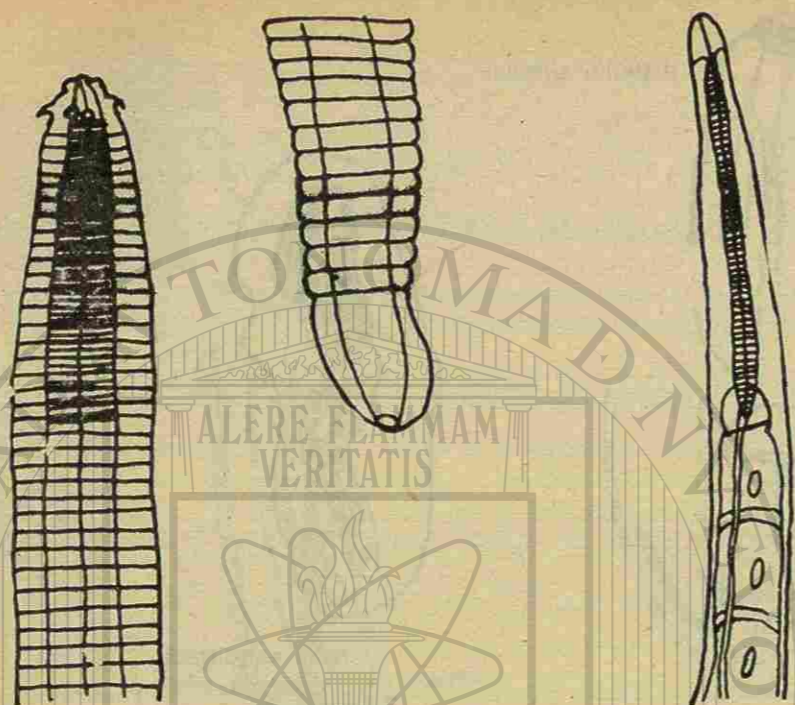


Fig. 71. *Eustrongylides*



Fig. 72. *Capillaria*



Fig. 73. *Goezia*

ACANTOCEFALOS

Características Generales

Los acantocéfalos son gusanos con espinas en la región cefálica (proboscide); pseudocelomados, sin aparato digestivo ni circulatorio, con sexos separados, dimorfismo sexual presente. Son parásitos exclusivos del tracto digestivo. El cuerpo del acantocéfalo se divide en prosoma y tronco; en el prosoma se encuentra la proboscide y el cuello y en el tronco, que es la parte posterior, se hallan los órganos reproductores. Se alimentan a través de su cutícula. (Fig. 74.)

Su ciclo biológico puede ser el siguiente: Los huevecillos salen con las heces fecales del hospedero definitivo, caen al agua y son ingeridos por el hospedero intermedio (generalmente un artrópodo), los huevos maduros poseen en su interior una larva (acantor) parcialmente formada, que termina su desarrollo cuando el huevo es ingerido, abandona su cubierta para luego perforar la pared intestinal del huevo hospedador. El acantor es alargado, fusiforme de extremos agudos, armada de un rostelo con ganchos y cutícula corporal rugosa.

Una vez en el hemocele del artrópodo, el acantor se transforma y se redondea, pierde el rostelo, ganchos y espinas corporales para después desarrollar una proboscide rudimentaria con su correspondiente bolsa de la proboscide convirtiéndose así en una nueva fase larvaria (acantela).

La acantela va evolucionando y aparecen órganos propios del adulto; incluso gónadas que no son funcionales. Lo más frecuente es que en ese momento se produzca un engrosamiento del tegumento y la larva se rodee de una membrana producida por el hospedero (Cistacanto). Esta fase es la forma infectiva que posee la proboscide totalmente retraída; cuando el artrópodo es ingerido por un vertebrado susceptible, el cistacanto abandona su cubierta y extiende su proboscide, sujetándose al epitelio intestinal completando su desarrollo en unos 6-12 meses.

Clasificación

La clasificación de los acantocéfalos o gusanos de cabeza espinosa se basa en el tipo de organización de los ganchos de la proboscide (hileras longitudinales, en espiral, etc). Células de cemento sincitiales o no, número de éstas, etc. En estado adulto son gusanos intestinales.

Orden Neoechinorhynchidea. El adulto parasita exclusivamente peces, las glándulas de cemento son sincitiales, proboscide pequeña, desigual número de ganchos, en este orden se incluye a *Neoechinorhynchus* que parasita en su estado adulto a *Microp-terus* sp.

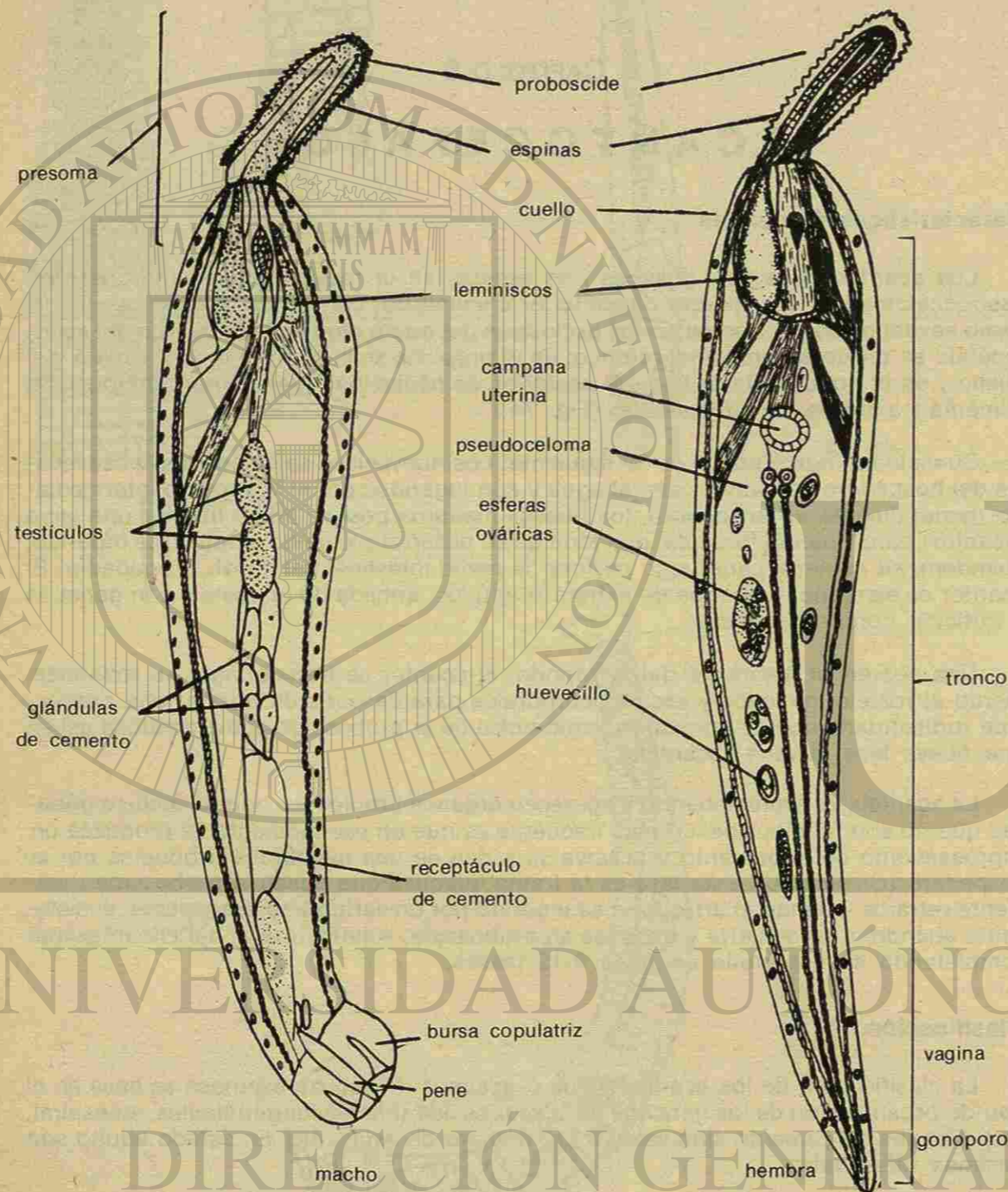


Fig. 74. Morfología general de acantocéfalos.

Orden Echinorhynchidea. El adulto parasita varios vertebrados acuáticos, posee glándulas de cemento divididas en dos o más lóbulos y su proboscide presenta un gran número de ganchos. Los géneros de importancia en robalo son: *Echinorhynchus*, *Leptorhynchoides*, *Acanthocephalus*, *Pomphorhynchus* y *Poliacanthorhynchus*.

Acantocéfalos parásitos de *Micropterus*

Orden Neoechinorhynchidea

Neoechinorhynchus

(Figura No. 75)

Cuerpo delicado, curvado ventralmente. Proboscis pequeña y esférica, con ganchos acomodados en seis hileras en espiral, tres ganchos por hilera, hipodermis con núcleos gigantes. La larva se desarrolla en pequeños crustáceos.

Orden Echinorhynchidea

Echinorhynchus

(Figura No. 76)

Cuerpo delgado y cilíndrico. Proboscis tubular con numerosos ganchos. Glándulas de cemento en cadenas situadas en la línea media del cuerpo.

Leptorhynchoides

(Figura No. 77)

Cuerpo cilíndrico algo acintado en los extremos, proboscis extremadamente larga, curvada ventralmente. Núcleos hipodérmicos dendríticos. Lemniscos tubulares o filariformes. Glándulas de cemento compactas, generalmente ocho. Los peces se infectan al ingerir anfípodos.

Pomphorhynchus

(Figura No. 78)

Tronco espinoso. Cuello muy largo formando un bulbo anterior, proboscis larga y cilíndrica con 12 a 20 hileras de ganchos. De 10 a 14 ganchos por hilera, 6 glándulas de cemento ovales. La larva infectiva se encuentra en anfípodos.

Acanthocephalus

(Figura No. 79)

Cuerpo casi cilíndrico. Tronco con numerosos núcleos hipodérmicos pequeños. Proboscis ovoide, claviforme o cilíndrica, con 6-28 hileras de ganchos (4-15 ganchos cada una), 6 glándulas de cemento compactas o piriformes muy juntas o pares en tandem. La larva se desarrolla en *Asellus* y *Gammarus*.

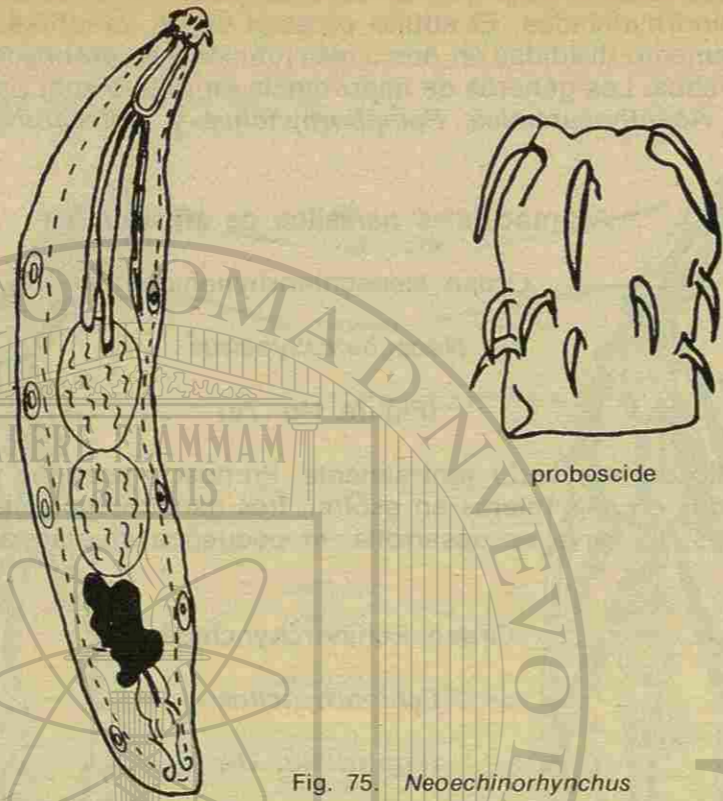


Fig. 75. *Neoechinorhynchus*

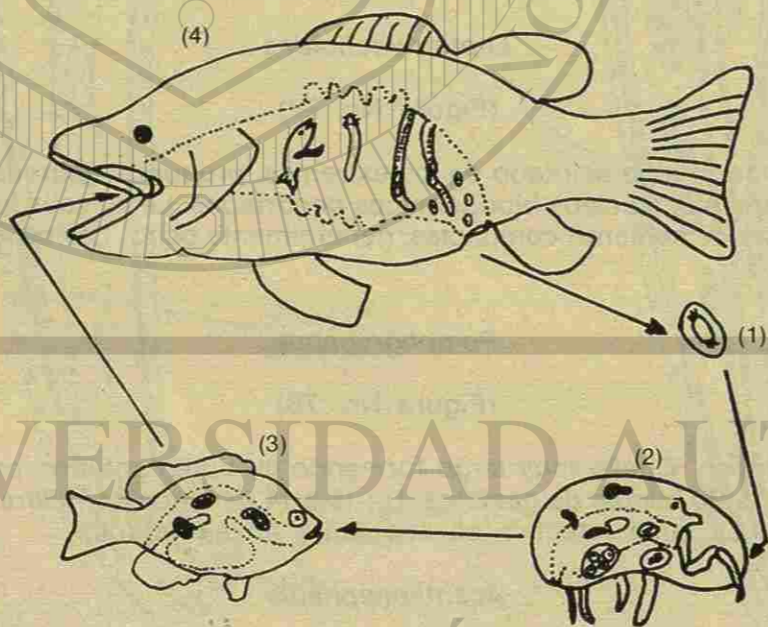


Fig. 75a. Ciclo biológico de *Neoechinorhynchus*

- (1) Huevo embrionado excretado en heces
- (2) Ostracodo primer intermediario
- (3) *Lepomis* segundo intermediario, en éste se desarrolla la acantella infectiva
- (4) Pez carnívoro hospedero definitivo, en él se desarrolla el adulto.

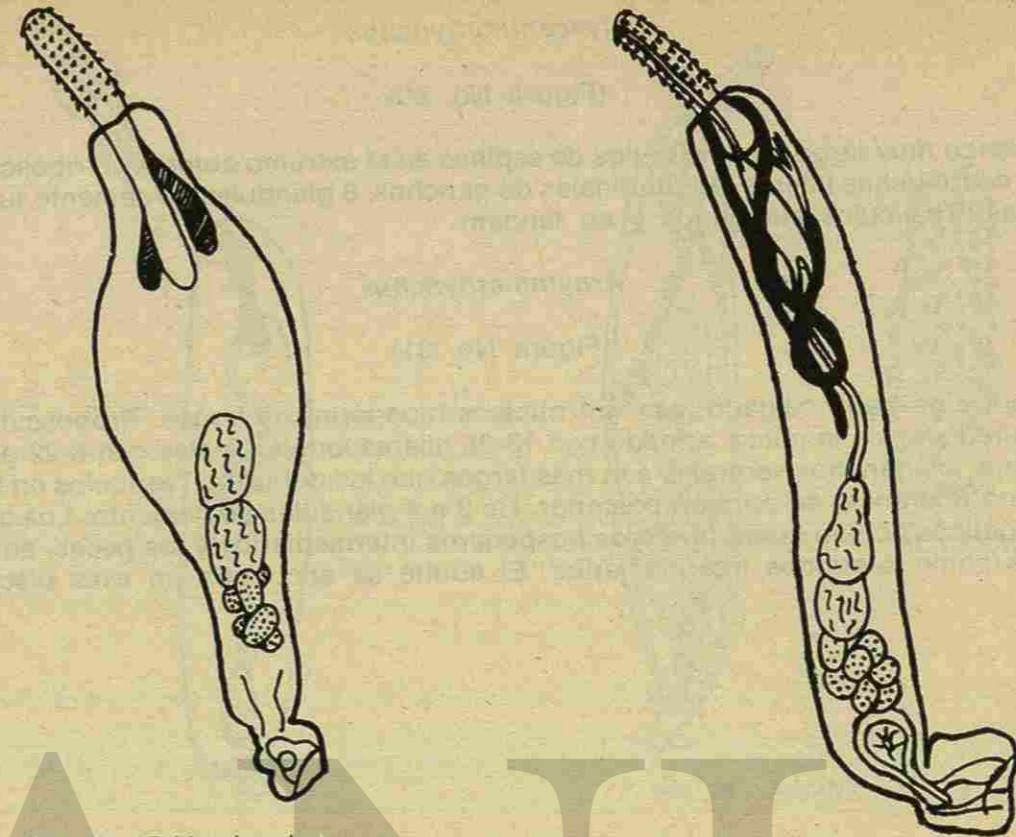


Fig. 76. *Echinorhynchus*

Fig. 77. *Leptorhynchoides*

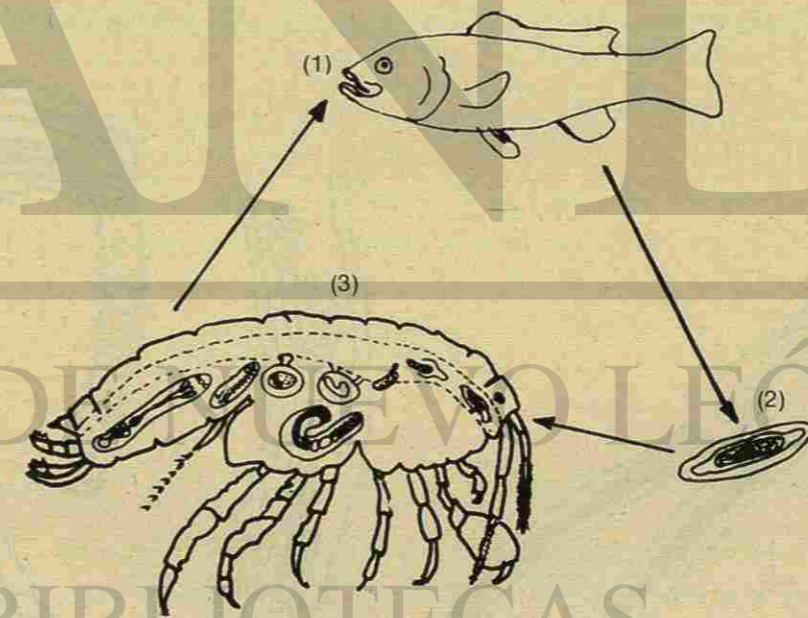


Fig. 77a. Ciclo biológico de *Leptorhynchoides*

- (1) Hospedero definitivo.
- (2) Huevecillo excretado.
- (3) Anfípodo intermediario. En él se desarrolla el acanthor y la acanthelia; la última larva es la infectiva para el pez.

Polyacanthorhynchus

(Figura No. 80)

Tronco muy largo, 8 a 9 círculos de espinas en el extremo anterior. Proboscis clavi-forme con muchas hileras longitudinales de ganchos, 8 glándulas de cemento tubulares y largas. Testículos elongados y en tandem.

Arhythmorhynchus

(Figura No. 81)

Forma de baúl, delgado, casi sin núcleos hipodérmicos largos. Proboscide abul-bada alrededor de la mitad, armado con 13-36 hileras longitudinales con 8-22 ganchos cada una, los ganchos ventrales son más largos que los dorsales. Testículos en tandem en la protuberancia de porción posterior. De 2 a 4 glándulas de cemento. Los artrópo-dos acuáticos actúan como primeros hospederos intermedios y los peces, anfibios y reptiles como segundos intermedios. El adulto se encuentra en aves piscívoras.

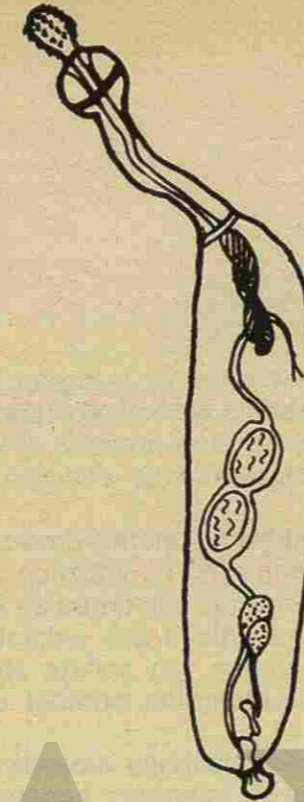


Fig. 78. *Pomphorhynchus*

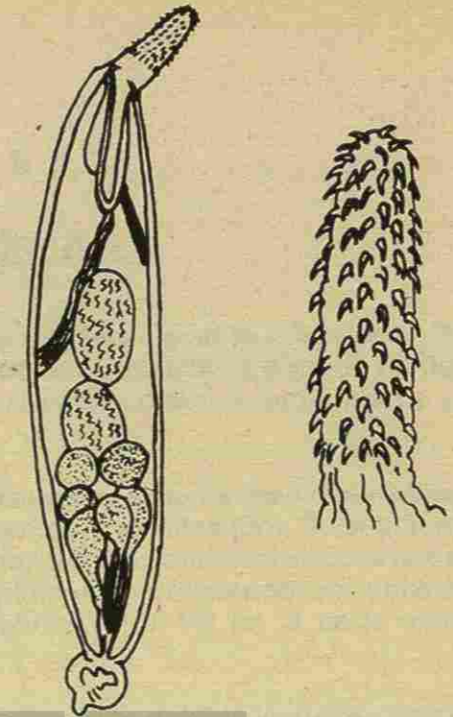


Fig. 79. *Acanthocephalus*

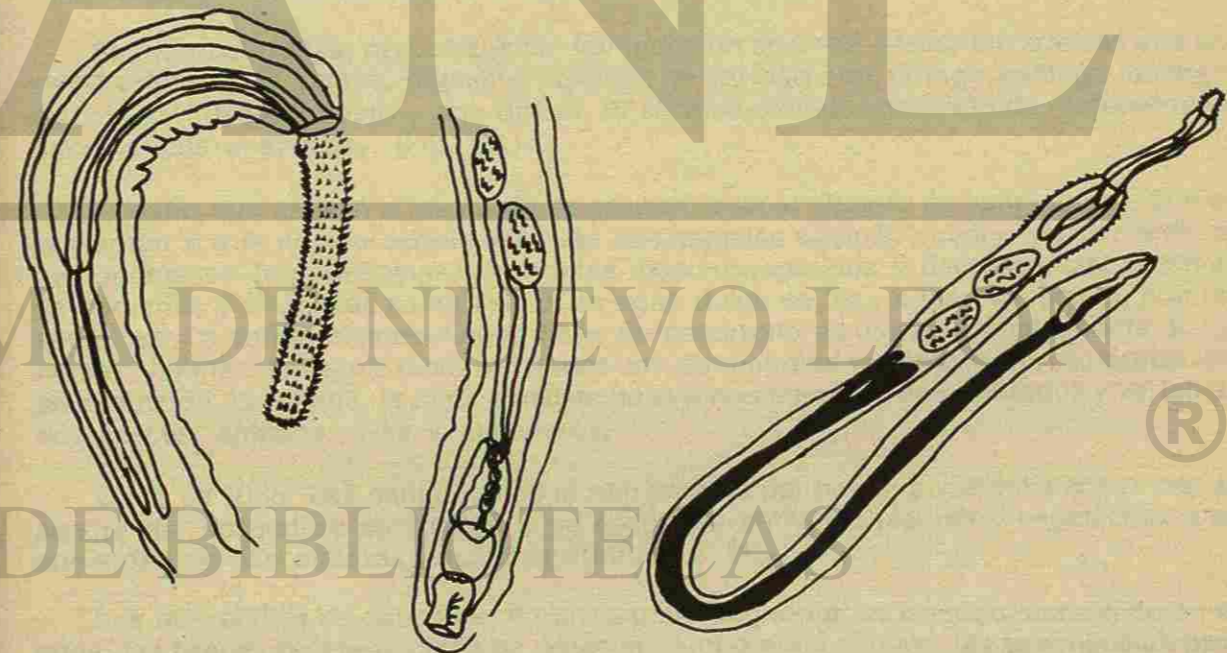


Fig. 80. *Polyacanthorhynchus*

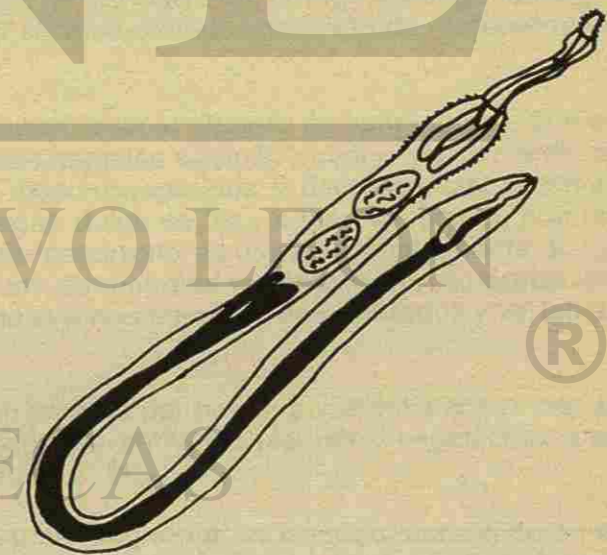
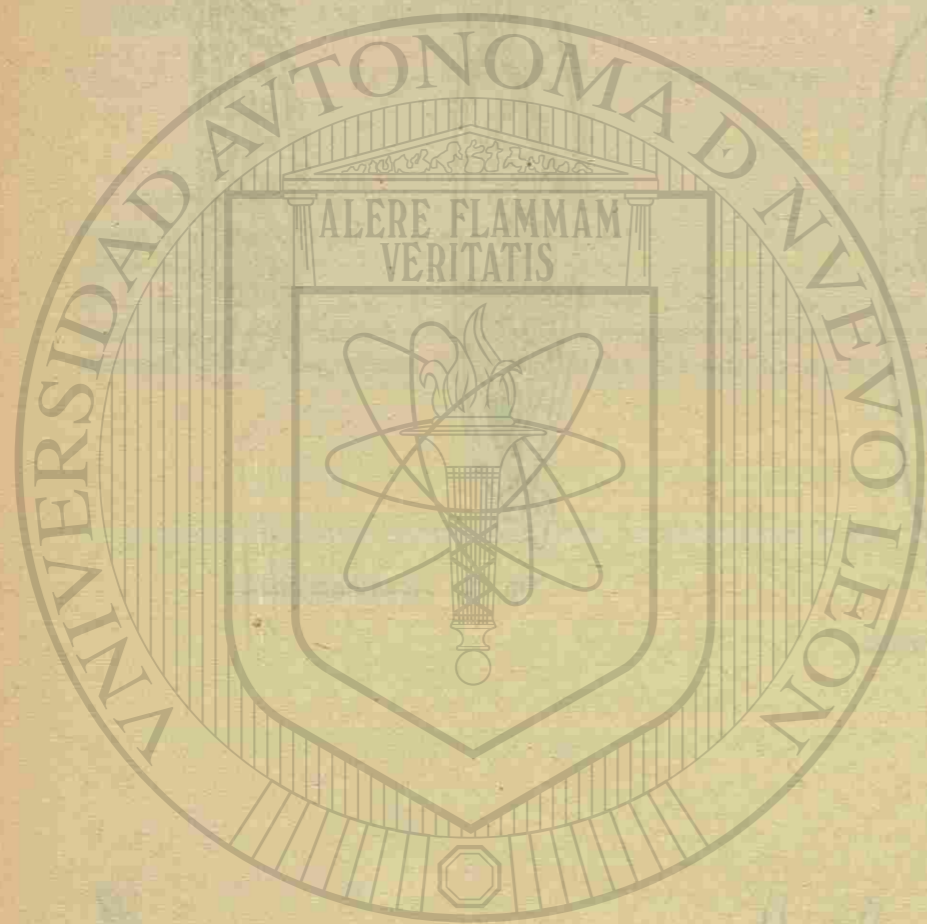


Fig. 81. *Arhythmorhynchus*



CAPÍTULO 6

SANGUIJUELAS

Su longitud varía de 1 a 30 cms, cuerpo de longitud variable y ligeramente aplastado, ocasionalmente cilíndrico, en algunas especies se encuentra dividido en dos secciones; la sección anterior pequeña y angosta; la parte posterior larga, ancha y aplastada. Algunos con vesículas laterales.

Extremo anterior modificado, con una ventosa generalmente bien desarrollada. Su cuerpo consiste en un número definido de segmentos o somitas (34). Su segmentación interna es completa por una anillación secundaria, con las somitas divididas por surcos superficiales que alcanzan únicamente el integumento produciendo un número diferente de anillos por somita en las distintas especies (2 a 14) en la parte media del cuerpo (somita completa).

El sistema nervioso consiste de ganglios cerebrales y nervios ventrales en cadena. Los órganos cutáneos sensoriales se presentan en todas las especies y muchas de éstas presentan ojos en el extremo anterior del cuerpo y manchas semejantes a ojos en la ventosa posterior.

Su cuerpo tiene poder de contracción y expansión y está cubierto por una cutícula delgada con epidermis estratificada (entre las células hay numerosas células glandulares), mesénquima estratificado y 3 capas de músculos (anular, diagonal y longitudinal).

Son hermafroditas, pero necesitan fecundación cruzada, presentan además una cavidad celómica. El aparato digestivo consiste de cavidad oral, faringe, esófago, buche o estómago, intestino, recto y ano dorsal. El sistema excretor consiste de metanefridios metaméricos apareados. (Fig. 82.)

El daño que causan a los peces es proporcional al número de sanguijuelas que se presentan y a la acción expoliativa. Las sanguijuelas además pueden ser vectores de hemoparásitos (tripanosomas, cryptobias, haemogregarinas y dactilosomas), además de bacterias y virus. Las sanguijuelas de agua dulce se fijan a los capullos de plantas acuáticas y a varios objetos sumergidos. Su desarrollo es directo. Ampliamente distribuidas, habitan en agua dulce en todos los continentes excepto en la Antártida. Su alimentación es variada, la dieta consiste de algunos animales invertebrados y vertebrados (peces, anfibios, aves y mamíferos).

Ciclo de Vida: Las sanguijuelas al alimentarse del pez una vez satisfechas con la sangre del hospedero se sueltan y se esconden entre las piedras y vegetación o se sumergen en las malezas acuáticas verticales.

Los huevecillos se depositan en un capullo pegado a un sustrato sumergido en el agua, las formas recién nacidos se parecen mucho a los adultos, las sanguijuelas producen un capullo de paredes finas delgadas y después de la oviposición colocan sus

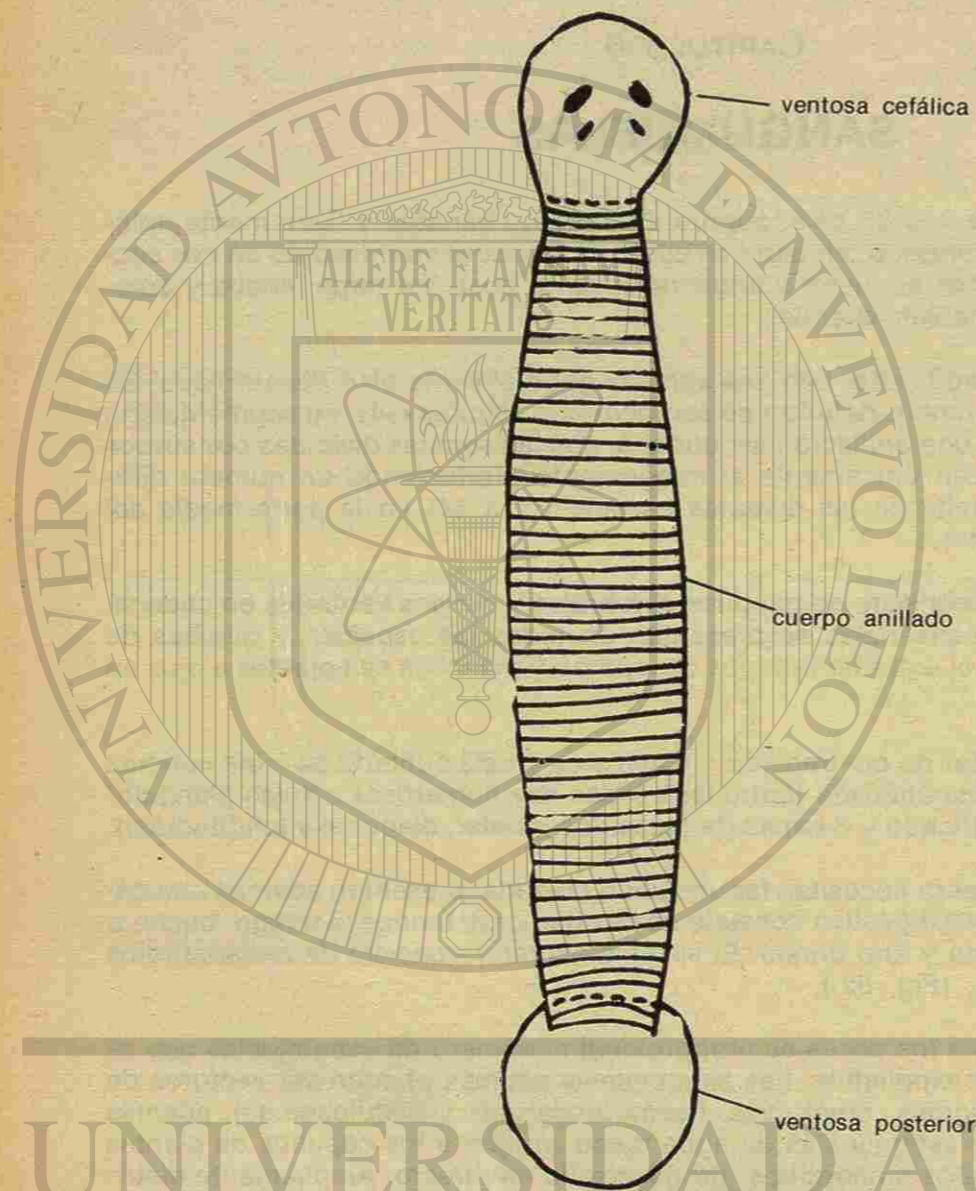


Fig. 83. Morfología general de sanguijuelas.

cuerpos sobre éstos y asemejan una conducta protectora, la camada se pega dentro de un tipo de tubo sobre la parte ventral del progenitor, y son llevados de esta manera hasta que alcanzan un estado de desarrollo que les permita obtener su propia alimentación. Este proceso de desarrollo puede durar de 24 días a 4 meses, según sea la especie.

Algunas familias como la Piscicolidae causan anemia y son la puerta de entrada a infecciones secundarias, en la región bucal del hospedero pueden ocasionar hiperplasia epitelial, hiperanemia y hemorragia en los estratos dérmicos e hipodérmicos. Además las infecciones en ojos y las necrosis de tejido dan como resultado mortalidad masiva en peces dulceacuícolas.

Clasificación

La clase Hirudinea se divide en dos órdenes: *Pharyngobdellida* y *Rhynchobdellida* de los cuales sólo el segundo orden tiene géneros de importancia de sanidad piscícola.

Sanguijuelas parásitas de *Micropterus*

Orden Rhynchordellida

Familia Glossiphoniidae

Placobdella

(Figura No. 83)

Somitas completas trianuladas. Los ojos sobre la somita III aparecen como un par unido en una masa de pigmento común.

Familia Piscicolidae

Cystobranchnus

(Figura No. 84)

Cuerpo elongado y aplanado. Vesícula lateral pequeña. Ventosa posterior muy larga y de tamaño medio. Manchas oculares sobre la ventosa posterior.

Piscicola

(Figura No. 85)

Cuerpo largo cilíndrico y algo comprimido. Vesícula seminal de tamaño mediano. Manchas oculares sobre la ventosa posterior.

Illinobdella

(Figura No. 86)

Forma claviforme, ambas ventosas son mucho más pequeñas que el grosor del cuerpo, ventosa con boca central, estómago con 6 cámaras.

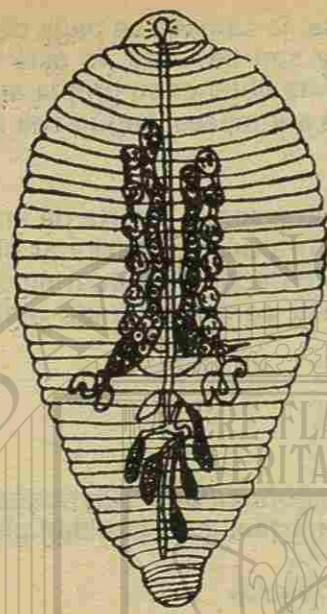


Fig. 83. *Placobdella*

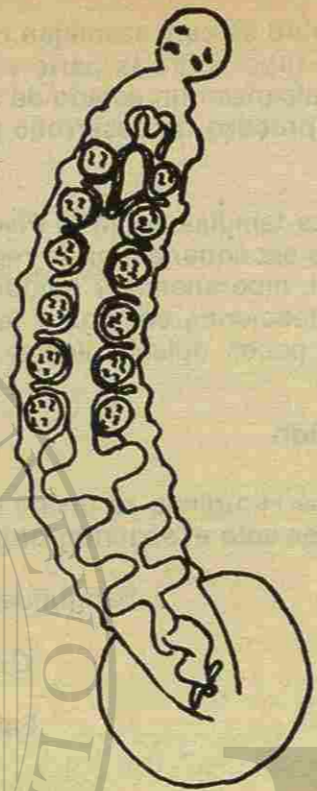


Fig. 84. *Cystobranchus*



Fig. 85. *Piscicola*

Piscicolaria

(Figura No. 87)

Forma claviforme. No se observa una clara división en el extremo anterior del cuerpo, vesícula ausente; 3 anillos por segmento.

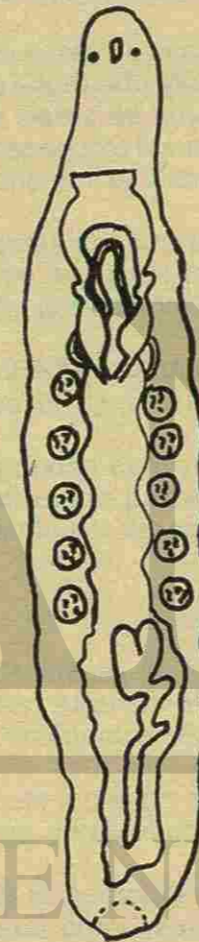


Fig. 86. *Illinobdella*

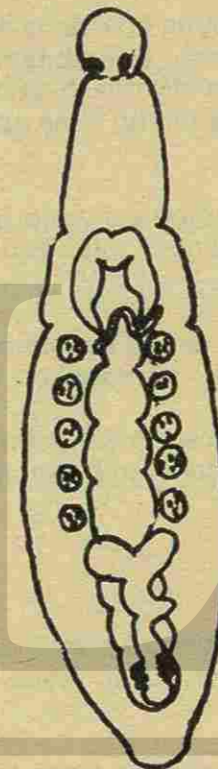
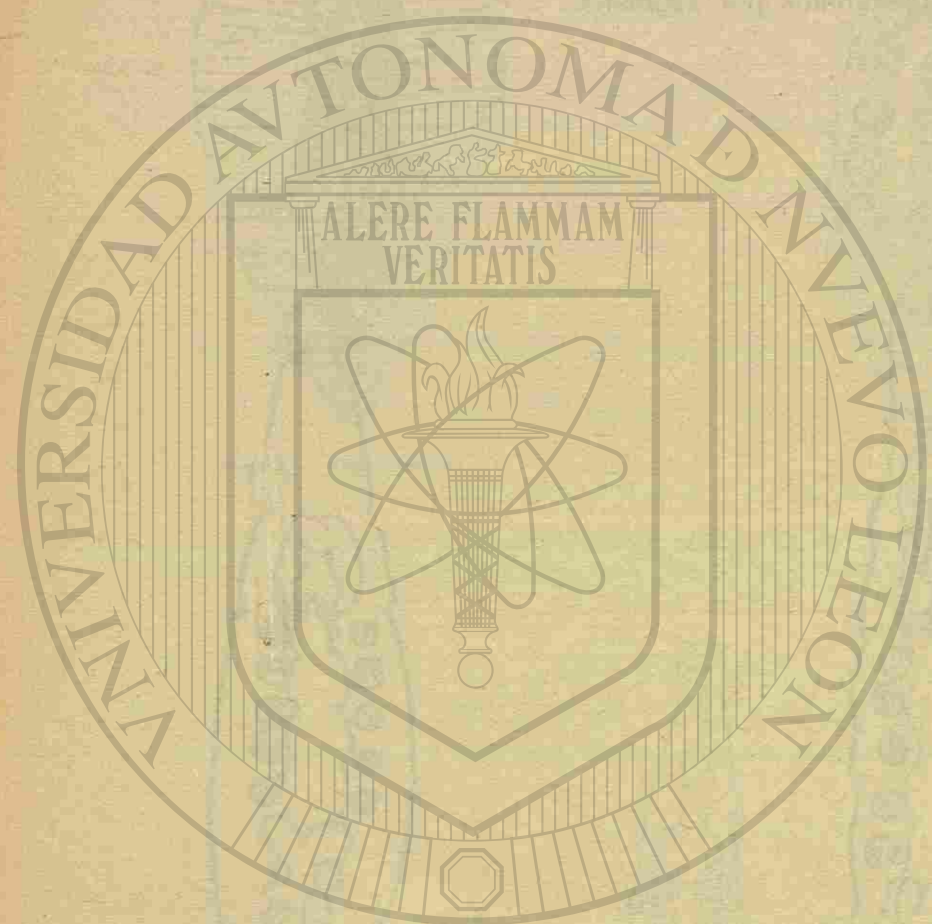


Fig. 87. *Piscicolaria*



CAPÍTULO 7

COPEPODOS Y LINGUATULIDOS

La mayoría de los copépodos son de vida libre, algunos de ellos en su estado adulto parasitan peces y además intervienen en los ciclos biológicos de algunos helmintos (céstodos, nemátodos, etc.).

Presentan seis pares de miembros torácicos y conservan en su estado adulto un ojo larvario o naupliar formado de tres ocelos. Poseen palpos, mandíbulas, proboscides chupadoras y dos pares de antenas. Son de sexos separados, su desarrollo es directo sin cambiar de hospedero, las aberturas genitales se encuentran en el primer segmento abdominal y el ano en el último. (Fig. 88).

Algunas especies abandonan los huevos en el agua, pero otras los aglomeran en uno o dos ovisacos mediante una secreción producida en el oviducto, los cuales penden del segmento genital de la hembra.

El embrión sufre seis mudas hasta convertirse en estado adulto. La primer larva que sale del huevo se le llama nauplio y a las cinco restantes copepodido. (Fig. 89).

Las maxilas pueden convertirse en órganos de adhesión mientras otros se sujetan del hospedero utilizando procesos cefálicos o ventosas quitinosas. Los copépodos se alimentan generalmente de sangre o tejidos.

Clasificación

En la clase Crustácea se ha registrado a la Subclase Brachiura y Copépoda como parásitos de peces. Algunos autores consideran a Brachiura como un Orden, sin embargo, aquí lo consideraremos bajo la subclase Copépoda.

En Brachiura se incluyen aquellos crustáceos redondos u ovals, convexos dorsalmente y cubiertos completamente por un caparacho cefalotorácico.

En Copépoda se acomodan aquellos crustáceos de cuerpo elongado, más o menos fusiformes sin ojos compuestos y con un saco de huevos.

Copépodos ectoparásitos de *Micropterus* ®

Ergasilus

(Figura No. 90)

Las hembras maduras son piriformes y miden aproximadamente de 1-1.5 mm. de largo. El primer segmento torácico está fusionado. Posee cinco pares de patas. Se localizan en agallas.

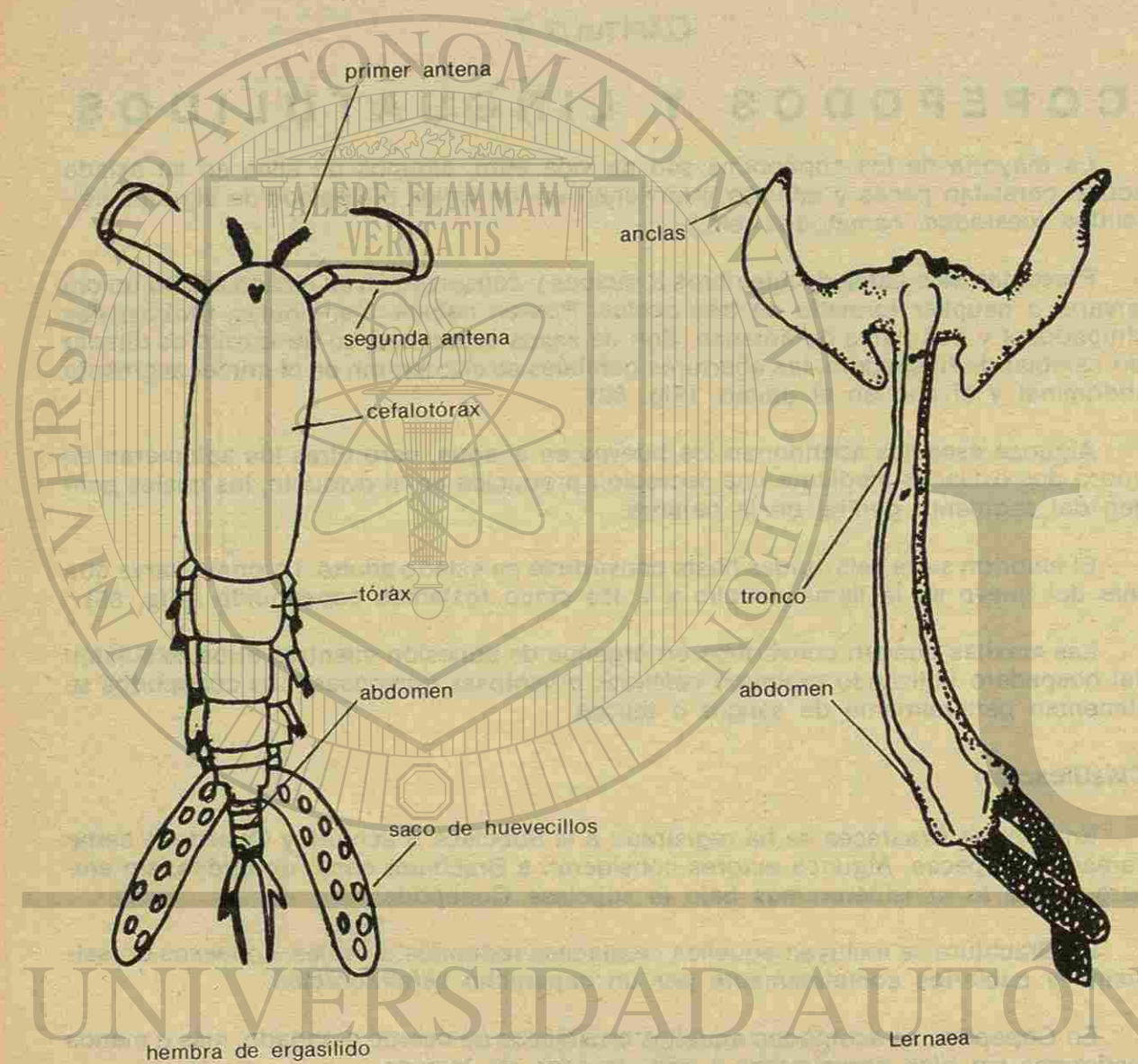


Fig. 88. Morfología general de copéodos

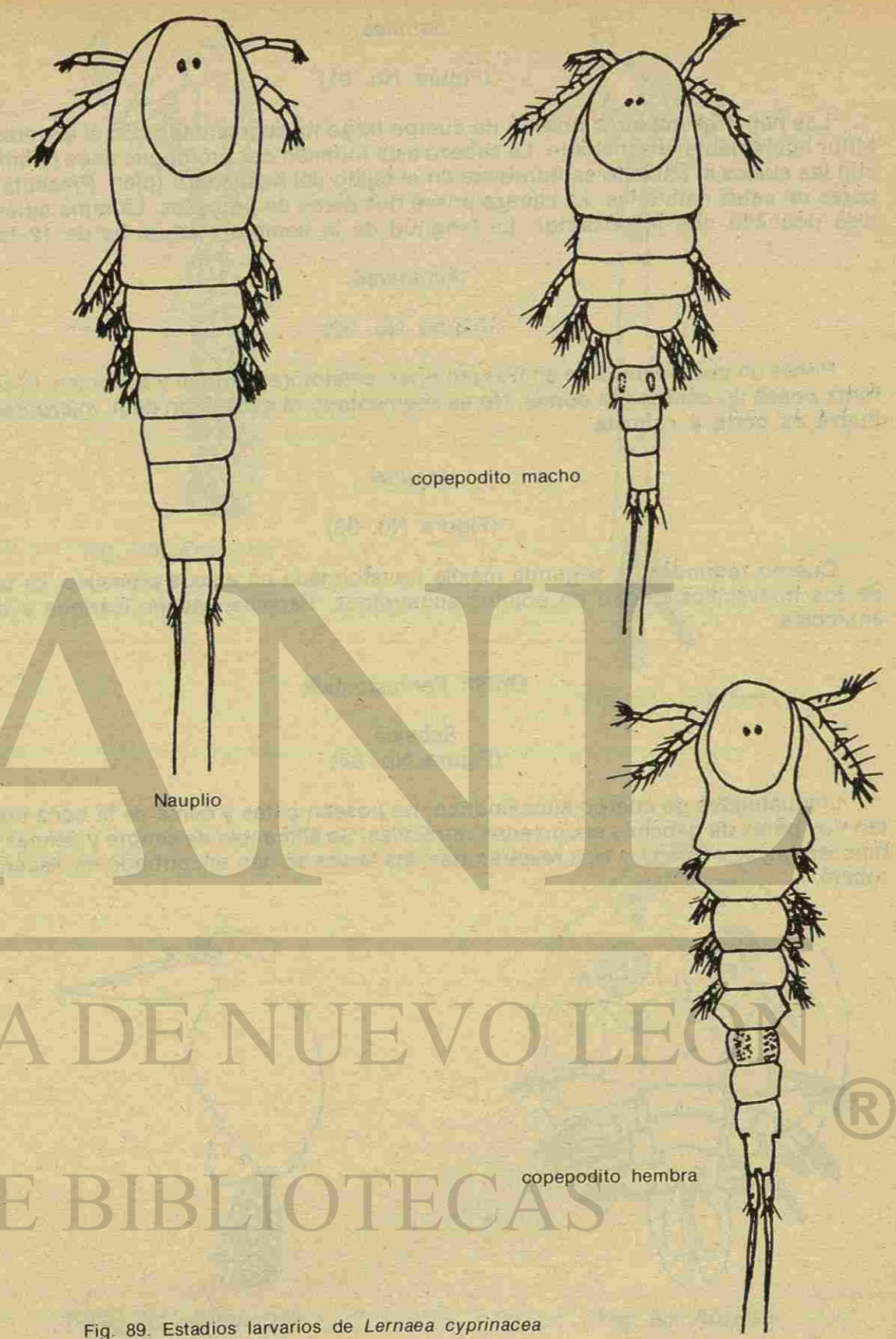


Fig. 89. Estadios larvarios de *Lernaea cyprinacea*

Lernaea

(Figura No. 91)

Las hembras maduras poseen un cuerpo largo no segmentado con el extremo posterior ligeramente ensanchado. La cabeza está formada por prolongaciones ramificadas con las cuales el parásito se introduce en el tejido del hospedero (piel). Presenta cinco pares de patas natatorias. La cabeza posee dos pares de procesos. La rama anterior es más pequeña que la posterior. La longitud de la hembra madura es de 12-15 mm.

Achtheres

(Figura No. 92)

Posee un cuerpo dividido en tres regiones: cefalotórax, tronco y abdomen. El cefalotórax posee un carapacho dorsal. No es segmentado (a excepción de *A. micropteri*). La hueva es corta y robusta.

Argulus

(Figura No. 93)

Cuerpo redondeado, segunda maxila transformada en discos prensiles. La puesta de los huevecillos ocurre en objetos sumergidos. Parasitan peces marinos y dulceacuícolas.

Orden Pentastomida

Sebekia

(Figura No. 94)

Linguatúlidos de cuerpo subcilíndrico; no poseen patas y cerca de la boca presentan dos pares de ganchos encorvados retráctiles. Se alimentan de sangre y células de la mucosa bucal, esófago y vías respiratorias, las larvas se han encontrado en vísceras de robalo.

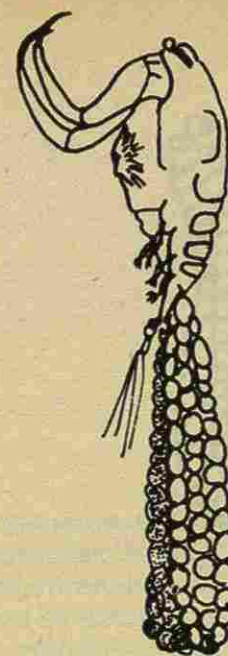


Fig. 90. *Ergasilus*

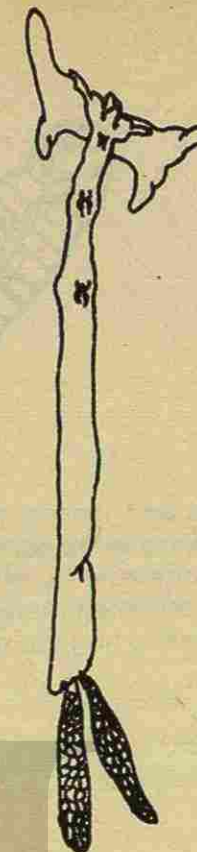


Fig. 91. *Lernaea*

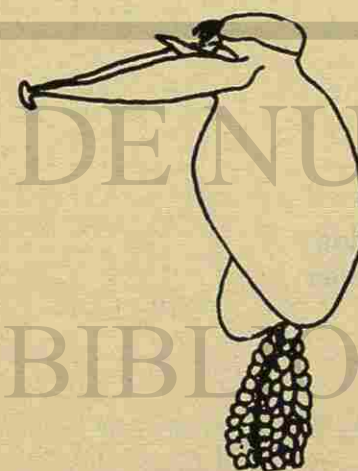


Fig. 92. *Achtheres*

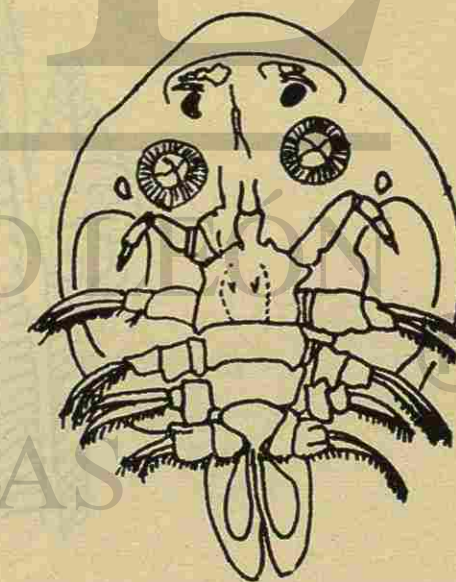


Fig. 93. *Argulus*

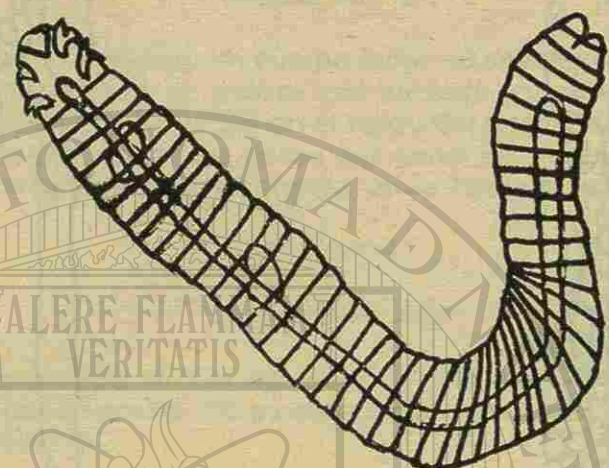
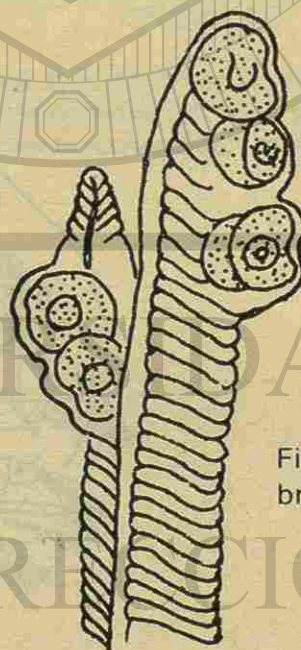


Fig. 94. Larva de Sebekia



Filamentos
branquiales

Fig. 95. Glochidia

CAPÍTULO 8

MOLUSCOS

Glochidia

(Figura No. 95)

Ocasionalmente son encontrados como parásitos de peces. Las larvas de estos moluscos parasitan agallas y aletas de peces enquistándose en el epitelio semejando quistes metacercariales engrosados. Parasita al pez durante un mes aproximadamente, pero mientras se encuentra dentro del tumor se alimenta osmóticamente a expensas del pez, transformándose luego en un molusco joven que sale al agua cuando se rompe la pared del tumor.

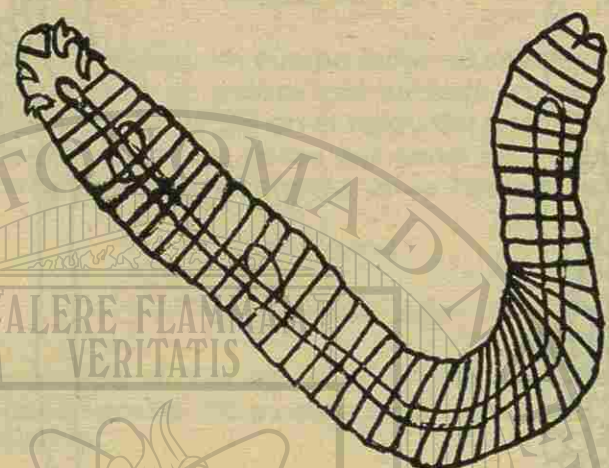


Fig. 94. Larva de Sebekia



Filamentos
branquiales

Fig. 95. Glochidia

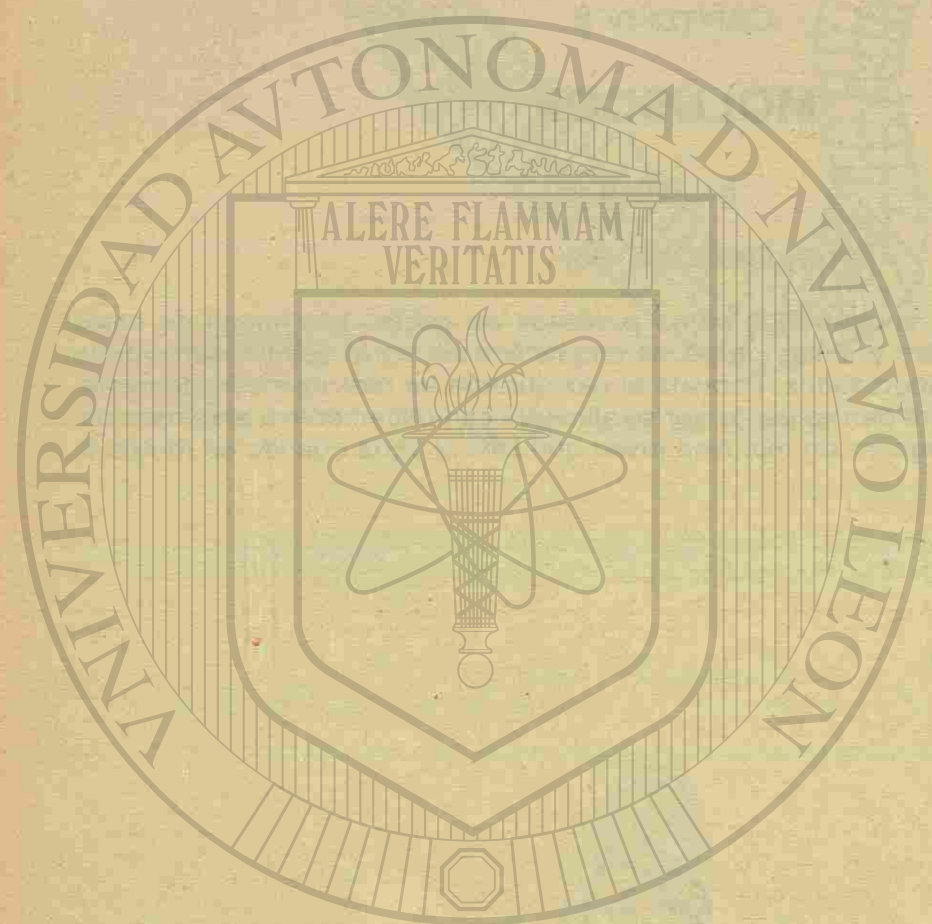
CAPÍTULO 8

MOLUSCOS

Glochidia

(Figura No. 95)

Ocasionalmente son encontrados como parásitos de peces. Las larvas de estos moluscos parasitan agallas y aletas de peces enquistándose en el epitelio semejando quistes metacercariales engrosados. Parasita al pez durante un mes aproximadamente, pero mientras se encuentra dentro del tumor se alimenta osmóticamente a expensas del pez, transformándose luego en un molusco joven que sale al agua cuando se rompe la pared del tumor.



CAPÍTULO 9

ASPECTOS ETIOLÓGICOS Y PATOLÓGICOS DE LAS ENFERMEDADES DE PECES

Introducción

Los peces en cautiverio y de vida silvestre son susceptibles a sufrir enfermedades, pasando generalmente casi inadvertidas aquellas que afectan a especies silvestres. La mayoría de los conocimientos que sobre Ictioparasitología se tienen se han logrado gracias a la experiencia que se ha tenido en especies de importancia económica.

Son muchos factores que se interrelacionan en un momento dado en favor o en contra para el establecimiento de una enfermedad, por ejemplo las condiciones del medio ambiente, temperatura, pH, concentración de sales, tensión de gases (oxígeno), etc., así como la especie de pez (raza), edad, sexo, estado de salud, manejo adecuado del hospedero (stress), etc.; especie (cepa) del parásito, etc.

Ocasionalmente el agente etiológico puede causar una sintomatología diferente en distintas especies de peces y a veces, inclusive en la misma población, dependiendo de las condiciones ecológicas (etiológicas).

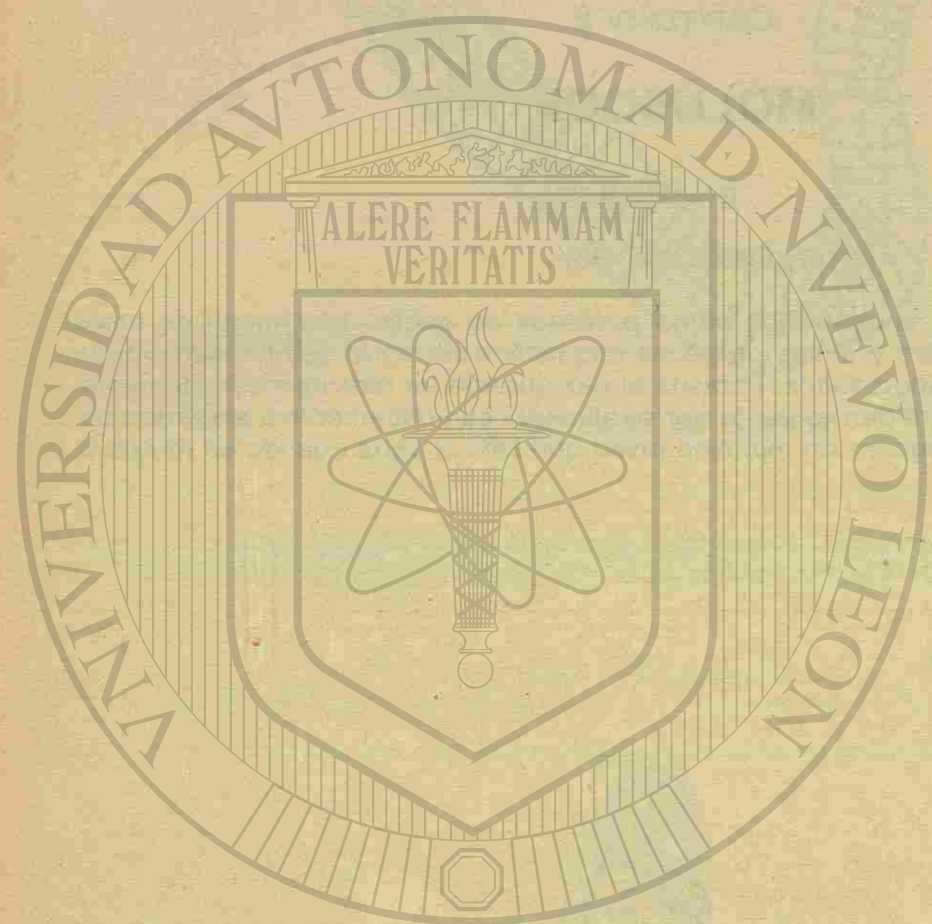
Infección y Enfermedad

Estar infectado significa albergar o tener agentes de enfermedad sobre o dentro del cuerpo mientras, que estar enfermo implica albergar el agente etiológico y presentar signos clínicos de enfermedad (síntomas). Cuando el parásito ha logrado entrar al hospedero (vía boca, piel, agallas, ano, etc.) se produce un período de incubación que termina con la aparición de los primeros síntomas, éste es seguido por un período prodrómico, donde la enfermedad presenta signos y síntomas no característicos, la siguiente manifestación clínica es el período de estado durante el cual la enfermedad infecciosa se presenta con signos y síntomas propios de ella.

Después del período de estado le sigue el período asintomático, durante el cual se mantiene la infección sin presentar manifestaciones clínicas; con o sin lesiones causadas por el agente etiológico. En el período de remisión o convalecencia, la sintomatología con sus signos y síntomas tiende a desaparecer, pero el pez no se ha curado. Durante estas tres manifestaciones el hospedero puede dispersar el agente etiológico, o bien, funcionar como portadores infectados, pero no enfermos.

Importancia del Medio Ambiente

Es bien conocido en la epidemiología que un agente infeccioso causa enfermedad al hospedero si las condiciones del medio ambiente le son propicias.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 9

ASPECTOS ETIOLÓGICOS Y PATOLÓGICOS DE LAS ENFERMEDADES DE PECES

Introducción

Los peces en cautiverio y de vida silvestre son susceptibles a sufrir enfermedades, pasando generalmente casi inadvertidas aquellas que afectan a especies silvestres. La mayoría de los conocimientos que sobre Ictioparasitología se tienen se han logrado gracias a la experiencia que se ha tenido en especies de importancia económica.

Son muchos factores que se interrelacionan en un momento dado en favor o en contra para el establecimiento de una enfermedad, por ejemplo las condiciones del medio ambiente, temperatura, pH, concentración de sales, tensión de gases (oxígeno), etc., así como la especie de pez (raza), edad, sexo, estado de salud, manejo adecuado del hospedero (stress), etc.; especie (cepa) del parásito, etc.

Ocasionalmente el agente etiológico puede causar una sintomatología diferente en distintas especies de peces y a veces, inclusive en la misma población, dependiendo de las condiciones ecológicas (etiológicas).

Infección y Enfermedad

Estar infectado significa albergar o tener agentes de enfermedad sobre o dentro del cuerpo mientras, que estar enfermo implica albergar el agente etiológico y presentar signos clínicos de enfermedad (síntomas). Cuando el parásito ha logrado entrar al hospedero (vía boca, piel, agallas, ano, etc.) se produce un período de incubación que termina con la aparición de los primeros síntomas, éste es seguido por un período prodrómico, donde la enfermedad presenta signos y síntomas no característicos, la siguiente manifestación clínica es el período de estado durante el cual la enfermedad infecciosa se presenta con signos y síntomas propios de ella.

Después del período de estado le sigue el período asintomático, durante el cual se mantiene la infección sin presentar manifestaciones clínicas; con o sin lesiones causadas por el agente etiológico. En el período de remisión o convalecencia, la sintomatología con sus signos y síntomas tiende a desaparecer, pero el pez no se ha curado. Durante estas tres manifestaciones el hospedero puede dispersar el agente etiológico, o bien, funcionar como portadores infectados, pero no enfermos.

Importancia del Medio Ambiente

Es bien conocido en la epidemiología que un agente infeccioso causa enfermedad al hospedero si las condiciones del medio ambiente le son propicias.

El agua es un medio ecológico muy crítico, siendo sus características fisicoquímicas afectadas, tanto por factores naturales como por el efecto nocivo de las actividades humanas (polución). El medio acuático continental y las costas son más sensibles que el medio marino. En consecuencia los peces dulceacuícolas en estas áreas están expuestas a un frecuente stress y si éste coincide con la presencia de un organismo patógeno, es factible la aparición de la enfermedad.

TEMPERATURA: El pez se puede ver afectado por la temperatura en su metabolismo, respuesta inmune, reproducción, etc. al igual que el medio ambiente, pues la temperatura afecta la cantidad de oxígeno disuelto en el agua, demanda bioquímica de oxígeno, así como la toxicidad de contaminantes y el crecimiento de patógenos de peces.

La temperatura tiene un significado importante sobre las enfermedades de peces, en lugares donde hay mucha variación en los cambios de temperatura estacionales, por ejemplo, se ha observado un incremento en la mortalidad de la carpa durante la primavera (en zonas geográficas con inviernos muy fríos) con infecciones causadas por *Aeromonas liquefaciens*, así como otras enfermedades poco conocidas. Con una temperatura ligeramente por arriba del punto de congelación, muchas bacterias se adhieren al tejido de los peces y cuando se incrementa, éstos pueden enfermar, pues aparentemente con una baja temperatura la defensa celular y humoral no se activa, la temperatura corporal del hospedero, es baja lo que permite la multiplicación, bacteriana y la aparición de enfermedades agudas.

GASES DISUELTOS EN EL AGUA: El oxígeno es esencial para la respiración, pero el nitrógeno es biológicamente inerte, ambos se disuelven en el agua e intervienen en las enfermedades de peces si se presentan en altas o bajas concentraciones. La sobresaturación del agua con oxígeno y particularmente con nitrógeno combinados con cambios de la presión atmosférica y temperatura, producen frecuentemente una embolia por gases ("enfermedad de burbujas" de gas) la lesión causada por estas burbujas puede ser la puerta de entrada para los agentes patógenos (bacterias, hongos).

Los cambios en la concentración de gases pueden ser provocados por medios mecánicos (turbinas, etc.) o bien por una sobrepoblación de plantas u organismos productores de oxígeno.

EUTROFICACION: En aguas con alto contenido de material orgánico hay frecuentes fluctuaciones de oxígeno disuelto y PH. siendo éste un medio propicio para numerosos patógenos, por ejemplo *Pseudomonas*, *Aeromonas* y mixobacterias. La reducción del contenido de oxígeno del agua es un factor importante que permite la aparición del "stress" en los peces que viven en un medio eutrófico. En aguas oligotróficas el número de bacterias es pequeño y su distribución es más uniforme que en uno eutrófico. En aguas enriquecidas con estiércol y aguas negras, las bacterias de pigmento amarillo son numerosas y se observan frecuentes ataques de columnaria.

AGUAS RESIDUALES: Es difícil definir la importancia de cada factor de stress cuando los peces se encuentran en la naturaleza. El stress es complejo y sus efectos son aditivos o sinérgicos. Las aguas residuales pueden contener residuos domésticos y numerosas sustancias químicas, por lo que se recomienda que éstas sean tratadas antes de verterlas a los ríos. En las aguas residuales tratadas el número de bacterias coliformes es muy bajo, mas no las *Aeromonas*, la cual puede multiplicarse en el fango del fondo, pues crece bien a 2-20°C, a diferencia de los coliformes que se reproducen a la temperatura corporal humana. *Aeromonas* es un indicador importante y puede

usarse en los monitoreos de la contaminación orgánica del agua, sin embargo, es patógeno para peces de agua dulce y vertebrados acuáticos de sangre fría (ocasionalmente para el hombre). *A. liquefaciens* (*A. punctata*, *A. hydrophila*) es la bacteria patógena más común de peces de agua dulce. La abundancia de esta bacteria en aguas habitadas por peces depende de materia orgánica, por lo que las aguas negras, el alimento de los peces y su excremento contribuyen a la multiplicación de *Aeromonas* incrementando el D B O. El efecto de la contaminación sobre los peces marinos puede provocar exoftalmia, inflamación externa y los peces de fondo pueden mostrar epitelomas, papilomas y una acumulación de fluido en la cavidad celómica con hemorragias internas.

PESTICIDAS: Ciertos pesticidas causan un efecto patológico en el hígado, encontrándose en este órgano una cantidad mayor de bacterias, en comparación con los peces de lagos oligotróficos, por lo cual se supone que las sustancias químicas agravan el efecto del stress causado por la contaminación antropogénica, resultando en una alta incidencia de infecciones en peces.

CONTAMINACION INDUSTRIAL: Algunas especies de peces son usadas en ocasiones como monitores en pruebas cortas para determinar el grado de contaminación química aguda, el papel de las enfermedades no es importante, pues los productos (contaminantes) causan un daño grave antes de que la infección y la enfermedad puedan desarrollarse; en ensayos más prolongados, el stress causado por la sustancia a prueba incrementa la posibilidad de un ataque por algún agente patógeno, de tal manera que en muchos casos estos agentes actúan como oportunistas.

METALES: Las sales de zinc, cobre y otros metales causan coagulación, precipitación de mucus y daño citológico a las agallas, la coagulación trae como resultado una reducción en el intercambio de gases en las agallas, hipoxia de tejidos y muerte. Cuando el efecto de las sales metálicas no es suficiente para causar hipoxia fatal, la hipoxia parcial y las lesiones en agallas reducen la resistencia del pez y son la puerta de entrada para los agentes etiológicos que causan enfermedad. La contaminación por cobre y zinc, combinada con la alta temperatura del agua y su disminución en volumen incrementa la tasa de mortalidad cuando *A. liquefaciens* está presente. Los peces infectados naturalmente, por esta bacteria presentan aletas en estado de putrefacción, ulceración externa y petequias musculares.

PRODUCTOS METABOLICOS DE PECES: En sistemas cerrados como acuarios, estanques o presas el cúmulo de desechos de origen animal (excretas, etc.) son una fuente importante en la producción de amonio, de tal suerte que en las piscifactorías, si no se limpian los estanques en forma adecuada al llenar éstos de agua se incrementa la demanda de oxígeno, siendo estos dos factores una limitante en la producción de peces.

SOBREPOBLACION: Las enfermedades bacterianas, por su tasa de reproducción combinado con el hacinamiento de los peces, son la causa más predominante en la aparición de enfermedades como la aleta roja, enfermedades de agallas, columnaritis y septicemia (causada por *Aeromonas* en agua dulce y *Vibrio* en agua salada). Las bacterias entéricas como *Edwardsiella* se incrementan rápidamente en cultivos de estanques.

En síntesis: Las bacterias, virus y protozoarios son agentes infecciosos y al multiplicarse dentro o sobre del pez, incrementan su número lo suficiente como para causar enfermedad aunque el pez haya sido expuesto a unas pocas inicialmente. Otros parásitos (platelmintos, nemátodos, céstodos, copépodos, etc.) normalmente no se multipli-

can en o sobre un solo huésped y la dosis de exposición determina si ocurre sólo una infección o una infección y enfermedad.

La enfermedad puede también ser ocasionada por factores ambientales, como la falta de O₂, pH y metales pesados, temperatura, productos químicos, toxinas en el agua y son denominados factores etiológicos generales. El segundo factor que puede ser decisivo para la aparición de una enfermedad son aquellos factores etiológicos individuales adquiridos, que son las deficiencias o excesos nutritivos, la especie, raza, sexo y constitución del pez. Ambos tipos de factores etiológicos (generales o individuales) intervienen en favor o en contra del agente infeccioso.

El estado de salud del pez depende de tres factores: el huésped (pez), el agente patógeno (bacterias, virus, parásitos) y el medio ambiente, los cuales deben presentarse en un equilibrio muy delicado y cuando el huésped y el agente patógeno se presentan al mismo tiempo y en el mismo lugar (exposición), además de que el medio ambiente favorece al agente patógeno, y se desarrolla la enfermedad. Cuando algunos agentes patógenos son virulentos, aún sin estar influenciados por el medio ambiente y con una sola exposición y dosis mínima, causan enfermedad tan pronto invaden al pez, un ejemplo es la enfermedad bacteriana de las agallas (BGD), esta bacteria habita en agua y tierra y los peces están expuestos constantemente a ella, la enfermedad se produce cuando los peces se someten a stress debido a la sobrepoblación.

Efectos de los agentes etiológicos sobre el huésped

Los mecanismos por los cuales los agentes infecciosos actúan sobre los peces pueden ser:

Mecánica por obstrucción: Ej. céstodos y nemátodos que habitan en el intestino.

Mecánica por compresión: Ej. esporas de *Myxosoma cerebralis*; larvas de nemátodos de cavidad celómica, metacercarias de *Clinostomum*, etc.

Expoliadora: como protozoarios ecto o endocomensales.

Tóxica: Infecciones virales o bacterianas.

Traumática y perforante: Larva de *Proteocephalus ambloplitis* que migran a través de la piel, mesenterios, órganos internos y vasos sanguíneos.

Irritativa o inflamatoria: Parásitos en la superficie del cuerpo (*Trichodina*, *Ichthyophthirius*), si esto ocurre en agallas, la irritación trae como consecuencia un aumento en la producción de mucus (*Scyphidia*) y producen asfixia.

Efectos del huésped sobre el agente etiológico

El pez, lo mismo que cualquier organismo está capacitado para defenderse de todo agente extraño y conservar su integridad funcional, algunas de las barreras o mecanismos de defensa que le sirven son:

1. Piel: constituye una barrera física contra la invasión, aunque muchos parásitos son capaces de penetrarla sin problema.

2. Mucosa: Es la primera línea de defensa de un pez, pues a medida que los parásitos invaden la piel y las agallas producen irritación y el pez secreta más mucus

eliminando la capa de mucus anterior, y en su caída arrastra parásitos y reduciendo la carga parasitaria.

3. Inflamación: Las células de defensa (macrófagos, pinocitos, eosinófilos, monocitos y células endoteliales) migran al área de invasión y destruyen al agente infectante (fagocitosis).

4. Formación de cápsulas: El parásito ya localizado es rodeado por una capa de tejido fibroso o conectivo producido por el hospedero.

5. Inmunidad. El pez es el organismo más primitivo que posee la capacidad de respuesta inmune humoral, produciendo anticuerpos contra partículas extrañas (bacterias, virus, protozoarios, etc.)

Enfermedades causadas por protozoarios

Los protozoos son quizá el grupo más importante de parásitos que afectan a todos los tipos de peces en general.

ESPOROZOARIOS: Los miembros del género *Eimeria* son parásitos intracelulares, viven usualmente en el epitelio intestinal ocasionando debilidad, edema general, ascitis y exoftalmia; otros daños ocasionados son enteritis y anemia, siendo comunes las infecciones bacterianas, secundarias. El daño a gónadas indica su alta patogenicidad y su efecto adverso en la reproducción, causando también necrosis en las células de la vejiga natatoria, estos síntomas variados ocasionan altas tasas de mortalidad.

CNIDIOSPORIDIOS: La reacción de los peces al ser parasitados por myxosporidios y microsporidios es el encapsular los quistes con tejido conectivo. En los Myxosporidios se considera que las especies celozoicas no causan un daño grave, pero las formas histozoicas son dañinas y por tanto de importancia económica. Las diferentes clases de myxosporidios poseen sitios específicos, por ejemplo agallas y vejiga natatoria que son los órganos regularmente más afectados en peces dulceacuícolas mientras que la vesícula biliar y la vejiga urinaria son afectados en peces marinos.

Kudoa, *Chloromyxum* y *Unicápsula* producen necrosis y licuefacción de músculo causando ulceraciones, *Myxosoma cerebralis* causa la "enfermedad del torneo", los síntomas clínicos son: torcimiento de la espina dorsal, deformación craneal y lesiones en tejido cartilaginoso; en otros peces se observan daños al esqueleto lo cual lesiona el nervio caudal y los peces jóvenes pierden el control de la producción de pigmento y su cola adquiere un color negro. Otras afecciones son gránulos epiteloideos que ocasionan daños secundarios en centrarchidos.

Myxobolus ciproini causa anemia perniciosa y muerte cuando afecta órganos internos. *Henneguya* es una forma intralamelar que ocasiona la muerte en peces jóvenes. Las lesiones en piel son la puerta de entrada para *Aeromonas* y, a otras bacterias, *Myxidium* oviforme produce abscesos en hígado.

CILIADOS: De los ciliados, el que causa mayor daño a la población de peces es *Ichthyophthirius multifiliis* ("Ich"), por ser un parásito obligatorio infestando rápidamente piel y agallas debido a cientos de formas juveniles llamados tomites producidos a partir de una sola célula. Produce irritación severa con exudado de mucus e hiperplasia de epitelio dando la apariencia de manchas blancas por las pústulas, donde se encuentra el parásito.

Chilodonella es importante durante el invierno, es parásito de peces jóvenes de los cuales se alimenta de tejido epitelial causando irritación, secreción de mucus y escamación de piel y agallas.

Otra afección común es la trichodiniasis que se caracteriza por secreción excesiva de mucus ("blue slim"), debilidad, hiperplasia y necrosis de epidermis. La completa destrucción de epitelio y agallas provoca la muerte; *Tripartiella* y *Glosatella* también parasitan agallas y piel oscureciendo el color normal del epitelio mientras que *Scyphidia* y *Epistilis* provocan la muerte en peces dulceacuícolas. El gran número de parásitos sobre las agallas causando "sofocación", otro ejemplo es *Trichophyra* que provoca epizootias esporádicas debido a la hipertrofia severa de branquias.

TREMATODOS ADULTOS: Estos se localizan frecuentemente en el intestino y algunas veces en el estómago, esófago, boca, sistema urinario, bilis y sistema circulatorio. Los tremátodos reportados como patógenos son:

Sanguinicola. Se localiza en vasos sanguíneos del arco branquial, los huevecillos que producen se encapsulan en los capilares branquiales donde se transforman en miracidios perforando la pared de las agallas; cuando migran ocasionan hemorragias seguidas de necrosis séptica.

METACERCARIAS (LARVAS DE TREMATODOS)

Diplostomulum. Frecuentemente produce la llamada "catarata ocular" y provoca protuberancias hacia el nervio óptico. Las cercarias al penetrar por ojos provocan proliferación del epitelio adyacente opacando el lente óptico causando ceguera al transformarse en metacercarias al ocupar la cámara vítrea, ocasionalmente se han reportado como parásitos que pueden llegar a deformar la cavidad cefálica de los peces.

Posthodiplostomulum. Este parásito se observa envuelto en un quiste vesicular en vísceras, el cual es una cápsula de tejido conectivo. Invaden la cavidad del cuerpo y músculo causando una marcada exoftalmosis.

Neascus. (Larva de *Uvulifer*, *Crassiphiela* y *Posthodiplostomulum*), causa la formación de manchas negras "black spot", debido a la migración de melanocitos en los quistes localizados en piel y músculo de peces de agua dulce.

Bucephalus. Sus quistes se localizan en boca y base de la aleta caudal provocando congestión, hemorragia y exoftalmia, la necrosis séptica de aletas, contribuye al desarrollo de los síntomas, como reacción hística. La migración de las cercarias, a través del cuerpo del pez, produce necrosis en músculo o córnea y retina, provocando hemorragias internas.

CESTODOS: Los cestodos causan poco daño en intestino y ciegos pilóricos de *Micropterus* spp. mientras que las larvas (pleurocercoide), son capaces de causar daños serios, particularmente aquellas que al no enquistarse continúan migrando.

Proteocephalus. Causa fibrosis extensa en vísceras particularmente en gónadas de *Micropterus* spp. y en ocasiones se transforma en adhesiones fibrosas.

Trianocephorus. Se encapsula en músculo o en vísceras (*T. crassus* y *T. nodulosus* respectivamente) variando la sintomatología según la localización del quiste.

Ligula. Esta larva pleurocercoide es de gran tamaño por lo cual ocasiona serios daños como son la compresión de órganos abdominales, proliferación de tejido conectivo y obliteración de gónadas, ocasionalmente puede provocar la muerte.

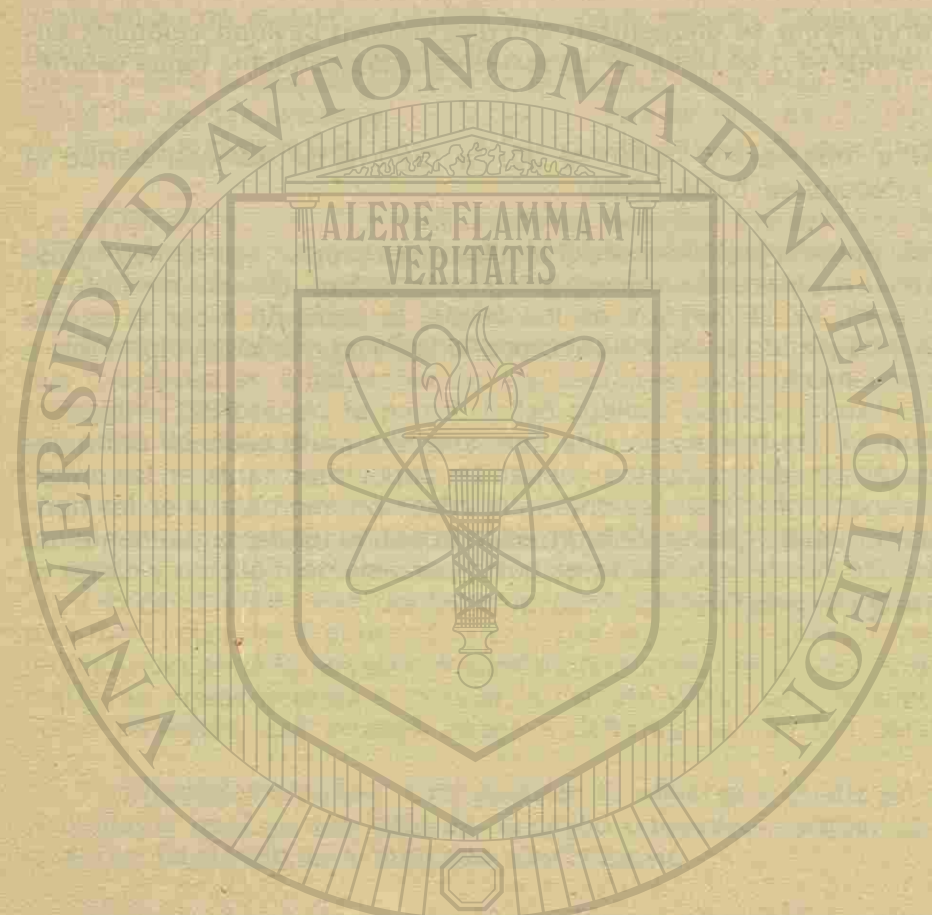
NEMATODOS: Los adultos y las larvas en vísceras producen un daño importante.

Philometra y *Contraecaecum* se encuentran comúnmente en cavidad celómica enquistándose abajo de la cerosa o en vísceras, causando desde exoftalmia hasta esterilidad y muerte.

Spinitectus ocasiona inflamación intestinal por la ruptura de mucosa siendo la puerta de entrada a infecciones bacterianas.

ACANTOCEFALOS: El daño producido es el resultado de la inserción de la proboscide en la pared intestinal destruyendo mucosa y tejido conectivo. Ocasionalmente no se observan síntomas pero, en la mayoría de los casos, la reacción local es severa perforando el intestino y causando peritonitis acompañada de leucocitosis, hiperemia e hiperplasia de tejido conectivo.

CRUSTACEOS: Aunque las formas de vida libre son una parte esencial en la cadena alimenticia, los parásitos (ectoparásitos) juegan un papel importante en las enfermedades de peces causando linfocitosis, es común la infección microbiana en las heridas causadas por sus órganos de fijación. El pronóstico depende fundamentalmente del sitio de inserción causando desde lesiones leves hasta parálisis de músculo y aletas al romper tendones o cordones nerviosos.



CAPÍTULO 10

CLAVES PARA LA DETERMINACION CLINICA DE LAS ENFERMEDADES MAS COMUNES EN PECES

I) MORTALIDAD EN MASA

1. Mortalidad en masa que afecta todas las especies de peces:
Stress por causa desconocida, por manejo manual, falta de oxígeno, hipersaturación de gases tóxicos producidos por algas (fitotoxinas), pesticidas y otros productos tóxicos.
2. Mortalidad en masa que afecta solamente a peces de una sola especie:
Epiteliocistiasis (Epiteliomas), mixobacteriosis trichodiniasis, costiasis, chilodonellosis, ichtyophthiriasis, dactylogyrosis, gyrodactylosis.
3. Mortalidad en masa que afecta solamente a peces pequeños:
Pesticidas u otros productos tóxicos, *epiteliocistiasis, trichodiniasis, costiasis, chilodonellosis dactylogyrosis y gyrodactylosis.*

II) MORTALIDAD ESPORADICA

1. Mortalidad esporádica que afecta todas las especies:
Stress por causa desconocida, por mal manejo, malnutrición y avitaminosis.
2. Mortalidad esporádica que afecta una sola especie
Mala nutrición, epiteliocistiasis, bacterias gram negativas, septicemia, myxobacteriosis, saprolegniasis, branchiomycosis, trichodiniasis, costiasis, chilodonellosis, glosatelliasis, scyphidiasis, epistiliasis, ichtyophthiriasis, myxosporidiasis, dactylogyrosis, gyrodactylosis, clinostomiasis, infecciones, por sanguijuelas, ergasilosis, lerneosis y argulosis.
3. Mortalidad esporádica que afecta solamente a peces pequeños (juveniles)
Malnutrición, epiteliocistiasis, trichodiniasis ichtyophthiriasis, dactylogyrosis, clinostomiasis.
4. Mortalidad esporádica que afecta solamente peces grandes (adultos):
Stress por manejo, falta de oxígeno, septicemia

III) CUANDO TIENEN INQUIETUD GENERAL

1. Avitaminosis, toxinas, fitotoxinas, pesticidas y otros productos tóxicos, trichodiniasis, costiasis glosatelliasis, gyrodactylosis, infecciones por sanguijuelas y argulosis.

IV) CUANDO SUBEN A TOMAR AIRE A LA SUPERFICIE

1. Falta de oxígeno, pesticidas u otras toxinas, epitelosistiasis, bacterias gram negativas, septicemia myxobacteriosis, saprolegniasis, branchiomycosis dactylogyrosis y ergasilosis.

V) CUANDO TIENEN PEREZA, Poca MOVILIDAD

1. Stress (causa desconocida), stress por manejo, malnutrición, avitaminosis, falta de oxígeno, hipersaturación de gases epitelosistiasis bacterias gram negativas, septicemia, myxobacteriosis, saprolegniasis, branchiomycosis, dactylogyrosis.

VI) CUANDO TIENEN PERDIDA DE PESO MUY MARCADA

1. Trichodiniasis, costiasis, chilonellosis, glosatelliasis, Sciphidiasis, Epistiliasis, ichthyophthiriasis y gyrodactylosis.

VII) CUERPO, ALETAS, FORMA Y COLOR

1. Enflaquecimiento marcado del cuerpo
Malnutrición, avitaminosis, epitelosistiasis, acantocéfalos, larvas de nemátodos, larvas de céstodos, ergasilosis, lernaosis, infecciones por isópodos.
2. Hidropesia
Stress por causa desconocida, stress por manejo, bacterias gram negativas, septicemia, clinostomiasis, larvas de céstodos.
3. Deformación de las espinas
Avitaminosis.
4. Aletas erizadas
Stress por causa desconocida, stress por manejo, malnutrición, hipersaturación de gases, linfocitosis, myxobacteriosis, saprolegniasis, argulosis.

VIII) PIEL

1. Decoloración de la piel
Stress por causa desconocida, stress por manejo, avitaminosis, myxobacteriosis, costiasis, chilonellosis, glossatelliasis, scyphidiasis, epistilosis, gyrodactylosis, papilomas.
2. Piel oscura
Stress por causa desconocida, stress por manejo, malnutrición, bacterias gram negativas, myxosporidiasis.
3. Pérdida de escamas (descamación)
Stress por causa desconocida, stress por manejo, malnutrición, avitaminosis, bacterias gram negativas, septicemia, saprolegniasis, clinostomiasis.
4. Escamas erizadas
Glosatelliasis, scyphidiasis, epistilosis.
5. Piel abrillantada y blanqueza
Costiasis, gyrodactylosis, argulosis, infecciones por isópodos.

6. Ulceras pequeñas o petequias rojas
Bacterias gram negativas, epistiliasis, gyrodactylosis, infecciones por sanguijuelas, lernaosis, argulosis, infecciones por isópodos.
7. Hemorragias focales
Bacterias gram negativas, myxobacteriosis, epistilosis, costiasis, gyrodactylosis, infecciones por sanguijuelas, lernaosis, argulosis e infecciones por isópodos.
8. Hemorragias extensivas
Stress por causa desconocida, por mal manejo, bacterias, gram negativas, septicemia, myxobacteriosis, saprolegniasis, costiasis, chilonellosis y gyrodactylosis.
9. Necrosis en piel.
Myxobacteriosis, saprolegniasis, clinostomiasis, argulosis y papilomas.
10. Mucosidades excesivas
Stress por causas desconocidas, por mal manejo, myxobacteriosis, saprolegniasis, trichodiniasis, costiasis, chilonellosis, ichthyophthiriasis y gyrodactylogyrosis.
11. Pequeñas heridas que semejan perforaciones
Infecciones por sanguijuelas e isópodos, lernaosis, argulosis.
12. Manchas blancas de menos de 1 mm de diámetro
Ichthyophthiriasis.
13. Acúmulos o racimos de pústulas o verrugas
Linfocitosis.
14. Quistes o nódulos blancos
Linfocitosis, myxosporidiasis y papilomas.
15. Nódulos o tumores de gran tamaño
Myxosporidiasis y papilomas.
16. Crecimientos de mechones blancos (en forma de algodón)
Saprolegniasis.
17. Numerosos nódulos rojos
Infecciones por sanguijuelas, lernaosis.
18. Quistes (puntos) oscuros o iridiscentes
Metacercarias (black spot) u otras infecciones.
19. Quistes amarillos mayores de 2 mm de diámetro
Clinostomiasis
20. Lesiones necróticas subcutáneas de color pardo (color café)
Bacterias gram negativas, myxobacteriosis, saprolegniasis.
21. Ectoparásitos grandes y visibles
Infecciones por sanguijuelas e isópodos, lernaosis y argulosis.

22. Burbujas de aire dentro de las aletas
Hipersaturación de gases.

IX) OJOS.

1. Exoftalmosis
Stress por causa desconocida, por mal manejo, avitaminosis, hipersaturación de gases, bacterias gram negativas y septicemia.
2. Opacidad de la córnea
Stress por causa desconocida, por mal manejo, avitaminosis, bacterias gram negativas, trichodiniasis, costiasis, chironomiasis, gyrodactylosis.
3. Lente opaco
Stress por causa desconocida, avitaminosis, metacercaria (diplostomiasis).
4. Deformación del ojo o ceguera
Diplostomiasis, malnutrición y bacterias gram negativas.
5. Manchas blancas
Ichthyophthiriasis.

X) AGALLAS Y FILAMENTOS BRANQUIALES

1. Palidez
Bacterias gram negativas, septicemia, costiasis, tripanosomiasis, coccidiasis (cnidosporidiasis), hemogregarinas, gyrodactylosis y dactylogyrosis.
2. Placas blancas
Myxobacteriosis y ergasilosis.
3. Placas pardas (café) o blancuzcas
Branchimicosis.
4. Filamentos deformados
Metacercarias, infecciones por isópodos.
5. Puntos blancos
Epiteliosistosis, ichthyophthiriasis y microsporidiasis.
6. Nódulos blancos
Myxosporidiasis.

XI) CAVIDAD ABDOMINAL

1. Líquido hemorrágico y purulento
Bacterias gram negativas septicemia
2. Líquido claro
Stress por causa desconocida o por mal manejo.
3. Peritonitis
Bacterias gram negativas. Acantocéfalos, larvas de nemátodos.

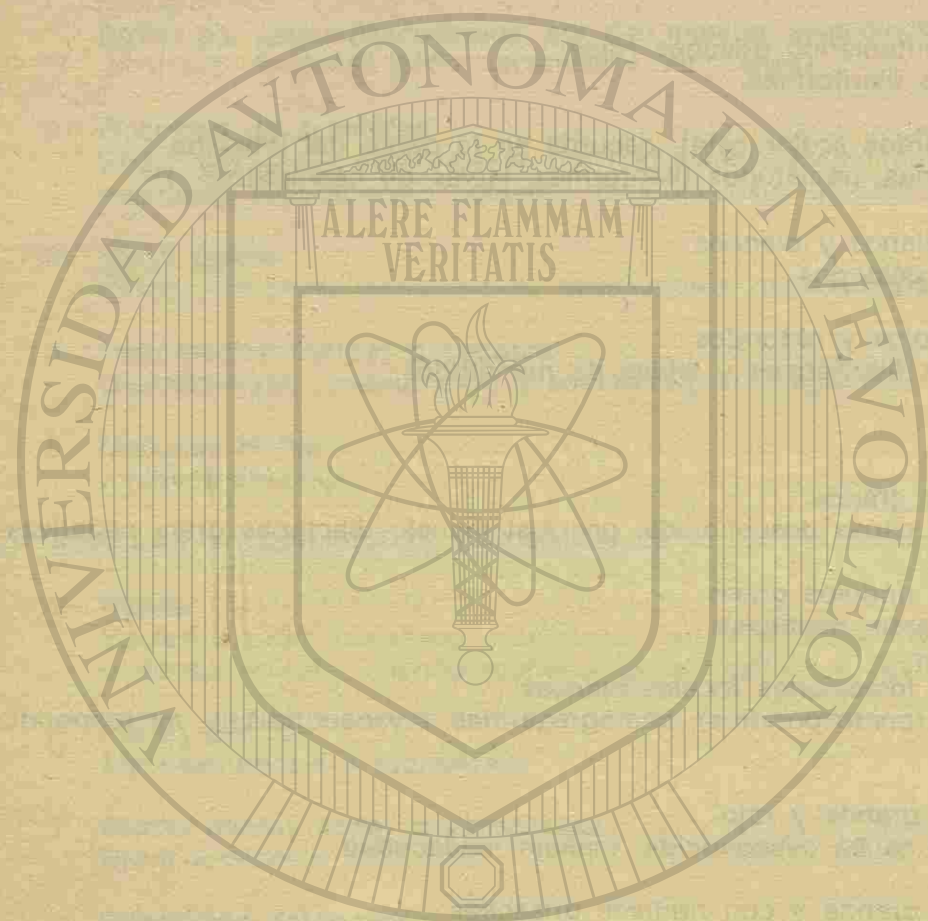
4. Quistes y/o nódulos blancos
Coccidios (cnidosporidios) y hemogregarinas, myxosporidiasis, microsporidiasis, metacercarias, larvas de nemátodos, larvas de céstodos.
5. Quistes amarillos
Clinostomiasis
6. Quistes conteniendo gusanos rojos
Nemátodos filariformes.
7. Quistes pardos (color café), oscuros en la pared del intestino
Metacercarias, nemátodos filariformes, larvas de nemátodos.
8. Gusanos planos y blancos
Larvas de céstodos.
9. Gusanos rojos y redondos
Nemátodos filariformes y larvas de nemátodos.

XII) VISCERAS

1. Riñón muy grande
Stress por causa desconocida, por mal manejo, bacterias gram negativas.
2. Riñón con nódulos grises
Bacterias gram negativas
3. Riñón con infecciones focales blancas
Coccidios (cnidosporidios), hemogregarinas, myxosporidiasis, microsporidiasis.
4. Bazo muy grande y rojo
Stress por causa desconocida, manejo inadecuado.
5. Bazo muy grande y con nódulos grisáceos
Bacterias gram negativas, coccidios, hemogregarinas, myxosporidiasis, microsporidiasis.
6. Hígado amarillo y/o verdoso
Malnutrición.
7. Hemorragias en músculo e intestino
Stress por causa desconocida, por mal manejo, bacterias gram negativas, septicemia, acantocéfalos, larvas de nemátodos.

XIII) SANGRE

- Anemia y hematocrito bajo.
Bacterias gram negativas, septicemia, tripanosomiasis.



CAPÍTULO 11

PREVENCIÓN Y TRATAMIENTO DE ENFERMEDADES DE PECES

Es obvio que para eludir las enfermedades infecciosas en cualquier organismo, la prevención es el mecanismo más apropiado y saludable para los peces así como para el ecosistema circundante, evitando posibles daños secundarios por su contaminación (al preparar en forma inapropiada algún tratamiento) a los sistemas vivos que forman parte del hábitat con los cuales los peces mantienen una estrecha interrelación.

Sin embargo, en numerosas ocasiones, debido al stress, sobrepoblación, condiciones desfavorables del agua, mala nutrición de los peces, etc. Las enfermedades parasitarias se hacen presentes quedando como alternativa el tratamiento con agentes químicos.

La quimioterapia presenta variaciones considerables en su efectividad, dependiendo de la calidad del agua (temperatura, oxígeno, pH, etc.) edad y especie del pez, vegetación, tipo de estanque o recipiente, etc.

Prevención de las enfermedades de peces

Generalidades: Es más efectivo y económico prevenir una enfermedad que tratarla, es por ello recomendable el no cultivar peces en estanques donde la manifestación del agente infeccioso es inevitable por lo cual se debe hacer un previo estudio del ecosistema, proporcionando a los peces un medio ambiente favorable para su desarrollo. Otra recomendación es no tratar infecciones víricas o bacterianas con antibióticos o sulfas para profilaxis, pues pueden crear resistencia al agente patógeno, éstos pueden sustituirse por formol, permanganato de potasio, sulfato de cobre y sulfato de magnesio.

Tratamiento

Para efectuar el cálculo de un tratamiento debemos conocer la concentración del producto químico, como regla general, los compuestos químicos en polvo o cristales pueden considerarse con un 100% de actividad; los líquidos y antibióticos deben tener impresa la concentración en la etiqueta. La mayoría de los productos químicos o drogas deben tener un porcentaje de toxicidad para el pez. De otra manera no serán efectivos contra el agente patógeno. La dosis de tratamiento, se basa en el nivel en el cual se proporciona un margen de seguridad para el pez, y según el producto químico. Uno de los aspectos más importantes para efectuar la aplicación correcta de un tratamiento son los cálculos y su verificación.

Tipos de tratamiento

Inmersión: Consiste en sumergir los peces en una solución química concentrada durante un período relativamente corto, por lo cual el margen de seguridad entre la

dosis eficaz y la que causa la muerte de los peces es muy pequeña considerándose como la última alternativa. Sus desventajas son: (1) los peces deben manipularse, tomarlos con la red, sumergirlos e introducirlos a otro estanque (2) aumenta los costos de mano de obra, por el tiempo adicional.

Baño prolongado: Consiste en tratar el estanque, en donde el agua se encuentra estancada en forma natural o artificial. En lagunas grandes con flujos de agua mínimo o nulo se llama "baño de duración indefinida", y se debe ajustar la concentración del tratamiento para que el compuesto se disipe naturalmente; en lagunas pequeñas o canales cuando se cierra el flujo de agua durante el tiempo del tratamiento, se llama "baño prolongado estático" o "flush" y generalmente dura una hora. Este tratamiento es recomendable porque permite tratar las unidades de crianza además de los peces, los cuales no se manipulan y requiere poca mano de obra. El único inconveniente es la disminución en la cantidad de oxígeno disuelto durante el estancamiento del agua para lo cual se recomienda aereación.

Flujo constante o goteo: Consiste en agregar el compuesto químico a la entrada del agua de una unidad durante el tiempo que dura el tratamiento (aproximadamente una hora). Es el más popular y efectivo utilizado en las piscifactorías. Presenta las mismas ventajas que el tratamiento por baño prolongado y además no ocurre la disminución en la concentración de oxígeno disuelto, sin embargo, cuando el flujo de agua es muy elevado resulta muy caro el tratamiento ocasionando además "zonas calientes" si el flujo de agua no es constante.

Oral: Sólo se usa para tratar infecciones sistémicas generalmente causadas por bacterias, siendo el más efectivo y el más factible para tratar infecciones sistémicas en lotes de peces en producción. Si sólo se desea tratar algunos peces tales como lotes de sementales, la inyección da buenos resultados.

Medidas sanitarias en una Piscifactoría

La higiene comprende toda práctica que conduce a la preservación de la salud y la sanidad contribuyendo a la salud general de todos los peces. Algunas medidas sanitarias usadas en las piscifactorías son: (1) Prevención del contacto entre el agente infeccioso y el huésped. (2) Manipulación del ambiente para favorecer al huésped o desfavorecer al agente patógeno. (3) Tratamiento profiláctico; (4) quimioterapia de peces enfermos e (5) inmunización.

Algunas sugerencias para mantener en buenas condiciones higiénicas una piscifactoría son:

1. Inspeccionar y limpiar las fuentes de agua cuando menos una vez al año.
2. Desinfectar las unidades de crianza no metálica y el equipo con 200 ppm de cloro activo.
3. Desinfectar el equipo auxiliar (botas, redes, cubos, unidades de distribución, etc.) con 1,000 ppm de Hiamine 3,500 o Roccal activo.
4. Remover los peces muertos o moribundos diariamente para enterrarlos e incinerarlos.
5. Desinfectar los huevos que llegan a la piscifactoría con Betadine, Wescodyne, Acriflavina, Violeta de genciana, etc.

6. Desinfectar los camiones de distribución en un lugar retirado a los estanques o fuentes de agua para evitar la contaminación de la piscifactoría.
7. Si se reciben peces, enfermos o no inspeccionados, éstos se deben mantener aislados en cuarentena, desinfectando luego el equipo utilizado para su manejo.

La capacitación del personal que labora en la piscifactoría para detectar y tratar una enfermedad aumenta la posibilidad de salvar a los peces, de esta forma se puede administrar correctamente un tratamiento evitando esperar el diagnóstico de un laboratorio de patología externo a la estación, ya que el uso indiscriminado de tratamientos no es recomendable, sin embargo los tratamientos administrativos con una observación cuidadosa de los signos pueden significar la diferencia entre la pérdida de pocos peces y la pérdida de todos los peces. Las enfermedades infecciosas pueden controlarse mediante la inspección, contención y erradicación ayudado por la terapia, quimioprofilaxis, manipulación del ambiente y vacunación, con la cual se evita el contacto entre el agente patógeno y el huésped.

La identificación de las áreas de incidencia de la enfermedad se logra inspeccionando las poblaciones de peces; se recomienda no transferir peces enfermos en áreas donde no se sabe si esa enfermedad existe. La erradicación, cuando es factible, puede lograrse eliminando el huésped intermediario y/o definitivo. La desinfección se lleva a cabo mediante el uso de productos químicos de instalaciones y equipo.

Desinfección

Es una técnica empleada para reducir o eliminar agentes patógenos, para lo cual se recomienda lo siguiente:

1. Desinfección por fases. Su realización es posible si el diseño de la piscifactoría y la fuente de agua lo permiten, pues se trata de desinfectar partes de la piscifactoría mientras otras están en producción.
2. Al parecer, es más efectivo inundar todas las estructuras de cultivo durante 24 horas con 200 ppm de hipoclorito de calcio o sodio.
3. Eliminar, previamente a la desinfección, la mayor cantidad de materia orgánica posible, pues ésta neutraliza al cloro.
4. Por motivos de seguridad, al neutralizar el cloro se deben usar 5 veces más de tiosulfato de sodio que de cloro, por lo tanto, para neutralizar 200 ppm de cloro se utilizarán 3.8 gr/gal o 28.3 gr/pie³.

Desinfección de los huevos de peces

Toda hueva que entre a la piscifactoría debe ser desinfectada, aunque provenga de un lugar libre de enfermedades. El Betadine y el Wescodyne son los desinfectantes de huevos. Si la hueva está próxima a eclosionar, el Betadine puede causar problemas por su toxicidad y sólo en este caso se recomienda utilizar acriflavina o violeta de genciana.

TRATAMIENTO DE LAS ENFERMEDADES DE PECES

COMPUESTO QUIMICO	UTILIZACION	DOSIS	RECOMENDACIONES
Acido acético	Costiasis, ectoparásitos	1:1500 (2,000 ppm)/20 seg.	
Acriflavina (tripaflavina)	Antibacteriano	3 ppm (11.4 mg/gal; 04 oz/1000 gal)	Para Tratamiento de tanques y transporte
Bayluscide	Caracoles y peces de fondo	100 lb/sup. acre; 1/3 de área a intervalo	
Baytex	Insectos predadores, canchales	0.25 ppm de ingrediente activo (0.26 oz del conc. a 93%)/1000 ft. cu 11.7 oz/ a ft	En tiempo caluroso 17 ppm para centrarchidos; en frío la mitad
Betadine	Desinfección de huevos	1:100 (1 pt de sol.n más 12 gal y 3 partes de agua) por inmersión a 10 min	Germicida, puede matar hueva de ciprinidos
	Furunculosis	1:20 000 (6.4 fl oz/1000 gal por 1/2 hr o 3 pt/1000 cu pt)	Uselo justo después de manejar el pez; a PH mayor de 6 y en agua con bajo contenido de materia org. a PH mayor de 8 pierde la actividad
Hidróxido de calcio (cal hidratada)	Desinfectante	1-2 ton/acre rocíe sobre el desagüe en el estanque y la ribera	Use con precaución
Hipoclorito de calcio (HTH) (70% de cloro activo)	Desinfectante de estanques, mata todos los peces y algunos parásitos	En estanques: 10 ppm de Cl disponible (1.9 oz HTH/1000 gal. 14 oz HTH/1000 cu ft 38.3 lbs HTH/a ft) En el fondo de los estanques: Rocíe en las manchas húmedas. Deje disipar el Cl o neutralizar con tiosulfato de sodio	Mezcla de agua antes de aplicar Use con precaución, es peligroso para los ojos, nariz, etc.
Oxido de Ca			Se convierte en hidróxido de calcio cuando se humedece. Use con cuidado y con ropa adecuada
Cloranfenicol	Contra infecciones bacterianas	Oralmente: 50/75 mg/kg peso/día durante 5-10 días; Inyectado: 20 mg/lb; En agua 10-50 ppm (1.3-6.7 oz/1,000 gal)	
Cambiotic (penicilina con estreptomina)		Inyecte 20 mg/lb del pez	
Sulfato de cobre	Ectoparásitos, algas, caracoles, columnarisis	Para tratar estanques: Si el agua tiene menos del 40% de alcalinidad no use Cu ²⁺ SO ₄ . Si tiene 40-50 ppm de alcalinidad use 0.33 ppm (0.33 oz/1000 cu-ft 0.9 lb/a ft). Si tiene 60-90 ppm utilice 0.5 ppm (0.5 oz/1000 cu-ft 1.4 lb/a ft) y repita al día siguiente. Si tiene 100-200 ppm use 0.5 ppm o 1	La dosis empleada no mata los estadios libres de Ich en experimentos de laboratorio

COMPUESTO QUIMICO	UTILIZACION	DOSIS	RECOMENDACIONES
		ppm (0.5 1 oz/1000 cu-ft 1.4-2.7 lb/ a ft). Si tiene más de 200 ppm use 2 ppm (2 oz/1000 cu ft)	
		Use en días alternados para Ich. Para columnarisis y hongos aplique una vez	
	Desinfección de Huevas	5 ppm (0.67 oz/1000 gal)/1 hr	
	Hongos de invierno	Igual que la dosis usada para estanques, pero se repite a intervalos de 3 días/3 veces	
Diesel o keroseno	Mata larvas de insectos	Use al menos 15 gal/sup. acre. Use más si hace aire	Puede sustituirlo por 1 de aceite de algodón y 4 de diesel; o 5 de keroseno y 1 de aceite de motor
Di-n-butil-tin-óxido	Para céstodos, tremátodos y acantocéfalos	En alimento 250 mg/kg (113 gr o 407/1000 lb) de pez en una dosis o el 0.3% en el alimento por 3 días al 3% de peso corporal	
Diquat (25% activo)	Herbicida y alguicida	5.4. ppm activo (58.7 lbs/a ft para hierba indeseable de fondo 3 lb/acre para la flotante	En agua clara da mejor resultado
	Columnaria y bacterias externas	2-4 ppm (8-16 oz/1000 cu-ft	
Enheptin (2 amino, 5 nitrotiazol)	Hexamitiasis	0.2% en el alimento/3 días o 2 ppm (7.6 mg/gal 0.057 g/cu-ft) en el agua	
Eritromicina	Bacterias	En alimento, 100 mg/kg (4-5 g/100 lb) de pez/día por 14 días	
Formaldehído	Ectoparásitos	Tratamiento de estanque: 25 ppm (1-5 pt/1000 cu-ft). Para Ich	Si cierra la entrada de agua, use agitador y reinicie el flujo después del tratamiento
	Ich. Gyrodactylosis	Use cada 3 días/1 semana de goldfish. Use más de 40 ppm	
	Chitodonella	Use 15 ppm. Para tanques 116 ppm. (0.63 ml/gal) por una hr	
	Desinfección de huevos	2000 ppm/15 min (2.5 oz/10 gal)	
Formaldehído más verde de malaquita	Ectoparásitos especialmente para Ich	Tratamiento de estanques: 2.83 g de verde de malaquita en. 1.5 pt de formalina/1000 cu-ft	Use tres aplicaciones en días alternos
Furacin ^R (niz ^R nitrofurazona)	Bacteremia y columnaris	En alimento: 7.5 gr activo/100 kg de pez diariamente por dos semanas. Si usa una mezcla al 4.59% use 2.6 oz/100 lb. de pez diariamente; o 26 oz/1000 lb. de pez diariamente. En agua: 5.20 ppm del ingrediente activo.	En peces pequeños y peces tropicales, se ha determinado su baja toxicidad

COMPUESTO QUIMICO	UTILIZACION	DOSIS	RECOMENDACIONES
-------------------	-------------	-------	-----------------

		Para una mezcla al 4.59% use 0.9-3.6 lb/1000 gal durante una hora min.	
	Furunculosis	20 ppm/4 hrs. Repita a los 2 días	Una cantidad regular en el alimento ayuda a prevenir
	Profilaxis en traslado	5-10 ppm (0.9 - 1.8 lbs/1000 gal de agua) cuando use 4.59 de la fórmula activa	
	Tratamiento de huevos	200 ppm de ing. activo por 15 min (usando el 4.59 % de la mezcla una 3.6 lbs/100 gal)	
Furanace (p7138 nifurpirinol)	Bacteriemia	El agua: 1 ppm (0.13 oz o 3.8 g/1000 gal 1 oz/1000 cu-ft) en tanque por 1 hr durante 1-3 días consecutivos (para mixobacteriemia 1-2 ppm para Aeromonas)	
Hipoclorito de sodio 5.25%	Desinfectante	10 ppm de Cl activo (1.7 pt/1000 gal de agua).	
Hyamin 3500	Columnariasis y entermedades bacterianas en agallas	En agua 2 ppm (2 oz de ing. activo/1000 cu-ft) 3 ppm 4 ppm	Si el carbonato de calcio del agua es menor de 100 usar 3 ppm. Si está entre 100-200 ppm. Si es más de 200
Kanamicina (Cantrex Resistomicin)	Bacteremia	50 mg/kg de pez (23 mg/lb 0.8 oz/1000 lb. Para crías de peces inyecte 20 mg/kg)	
Verde de malaquita	Ectoparásitos y hongos	En estanque: 0.1 ppm (378 mg/1000 gal 0.1 oz/1000 cu-ft) Para Ich. use semanalmente por 2-3 semanas. En tanques. Para hongos use 1 ppm (0.13 oz/1000 gal) por 30 min en flujo rápido	La trucha puede tolerar 1.3 ppm/1 hr. El bagre no tolera altas concentraciones
		En inmersión 66 ppm (8.8 oz/1000 gal; 66 oz/1000 cu-ft) por 10-30 seg	Use menos frecuentemente en invierno. Es menos efectivo para prevenir hongos sobre las huevas
		54 ppm (18.9 g/1000 gal) por 1 hr para hueva de trucha	
Malation	Copépodos (Lernaea)	0.25 ppm del ingrediente activo (1-3 pt 50%/a ft) si el agua está a menos de 27°C. Use 4 veces/semana	
	Matanza selectivamente centrarchidos	0.5 ppm (1-3 qt del líquido al 50%/a ft).	Uselo en la mañana muy temprano a 60-80°F. A ciprínidos y bagre ocasionalmente los mata
Mazoten ^R	Lernaea, Argulus, Achteres	80% del ing. activo mata adultos y larvas de Argulus, pero no adultos de Lernaea. 4 veces/semana para Lernaea, si el agua está a 27°C use 0.25 ppm	En verano aplíquelo en la mañana y no lo use si hace mucho calor

COMPUESTO QUIMICO	UTILIZACION	DOSIS	RECOMENDACIONES
-------------------	-------------	-------	-----------------

	Tremátodos de agallas, cuerpo, sanguijuelas y ninfas de insectos	0.25-0.5 ppm del ingrediente activo (0.04 oz/1000 gal; 0.85-1.7 lb de Masoten/a-ft). Sanguijuelas de carpa a 5°C use 1 ppm, a más use 2 ppm	
		<i>Dactylogyrus</i> : 0.5 ppm dos veces a intervalos de 3 días. 2 ppm de ingrediente activo para <i>Gyrodactylus</i>	
Metilparation	Cangrejos de río y larvas de insectos	0.25-0.5 ppm del ingrediente activo (0.68-1.36 lbs/a ft). En tiempo caluroso use 0.5-1 ppm	
Azul de Metileno	<i>Chilodonella</i> , <i>Ichtyoboda</i> , <i>Costia Ich</i> y <i>Gyrodactylus</i>	En tanques: Use 3 ppm o 4 oz/1000 gal. 3 oz/1000 cu. Para Ich use tres veces en días alternados	Es tóxico para plantas de acuario
Metronidazol (Dimetridazole 1 B)	Para Ectoprotzoarios de acuario y Hexamita	4 mg/lit (15 mg/gal, 4 oz/1000 cu-ft) por 3-4 días 0.15% en el alimento/3 días	
Dicromato de potasio	Para protozoarios externos	5 ppm (0.67 oz/1000 gal 5 oz/1000 cu-ft 13.6 lbs/a ft. Puede usarse en días alternados si es necesario	Es tóxico para el goldfish pero probablemente más tóxico para el bagre
Permanganato de potasio	Tratamiento de estanque para peces, cebo y trucha. Para ectoparásitos, algas y hongos de invierno	5 ppm (0.67 oz/1000 gal 5 oz/1000 cu-ft) para escamas. Precaución. Use 3 ppm (0.4 oz/1000 gal) o menos si hay poca materia orgánica en el estanque. 3 ppm mata a tomites de Ich	Use una muestra de prueba antes de tratar el estanque. No use más de 2 ppm para bagre a menos que haya poca materia orgánica. Si el color púrpura se torna café pardo en pocas horas, repita la aplicación las veces necesarias para mantener el color púrpura por 12 horas
	Tratamiento de estanques deficientes de oxígeno	2 ppm (5.4 lbs/a ft. Repita en 1 o 2 días si es necesario	
	Ectoparásitos	Inmersión: 1:1000 por 10-40 seg	
	Baño para bagre	5 ppm (0.67 oz/1000 gal) por 30 min a 1 hora	Vigile continuamente los peces para detectar señales de stress
	Baño prolongado para Lernaea	25 ppm (3.34 oz/1000 gal) para carpa por 90 min, entonces adicione otros 25 ppm a la misma agua de desagüe después de 60 min y deje a la carpa 40 hr en agua dulce antes de venderla	Una segunda dosis de 25 ppm mata a la carpa.
	Columnariasis en estanque y <i>A hydrophila</i> externa	3 ppm (8-2 lbs/a ft) y repita a los 3-4 días pero no más de 2 ppm (5-4 lbs/a ft para bagre	
	Profiláctico para transporte	2-3 ppm (0.26 0.38 ft oz/1000 gal) en agua. No más de 2 ppm para bagre	

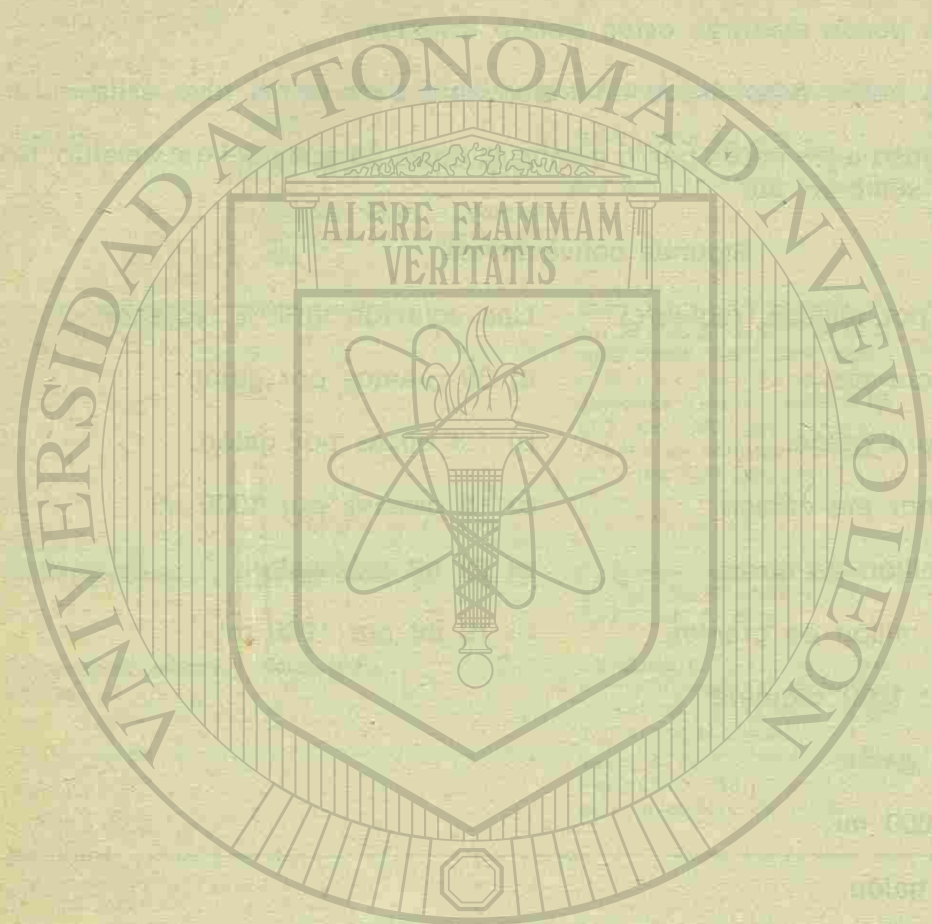
COMPUESTO QUIMICO	UTILIZACION	DOSIS	RECOMENDACIONES
Roccal (solución del 10-15% de cloruro de benzalconio)	Bacterias en agallas de trucha	1-2 ppm del ingrediente activo por 1 hr 4 ppm/1 hr para bagre	Es tóxico en agua blanda y menos tóxico en agua dura
Rotenona (Noxfish)	Tratamiento selectivo para shad Uso normal en estanques	0.10-0.13 ppm 30-40 a ft/gal 0.5-0.1 ppm 6.3 a ft/gal 2-4 ppm; 1.5-0.75 a ft/gal	Aplicación: Premezcle la rotenona 1 gal/gal de agua. Aplique uniformemente sobre la superficie de agua. Use más para el cangrejo de río
Cloruro de sodio	Cangrejo de río o carpa en estanques con materia orgánica Ectoparásitos	Baño: 1-3 (83-250 lbs/1000 gal) por 30 min. 2 hrs para peces de agua dulce. Baño prolongado: 0.2% (16.7 lbs/1000 gal). Sanguijuelas: Use al menos 0.1% (8.3 lbs/1000 gal). <i>Lernaea</i> : (adulto) en tanques. Use 0.5% (41.7 lbs/1000 gal) por 3 días.	El bagre tolera 1.2% de sal. Deje en el tanque tanto tiempo como sea posible
Sulfamerazina	Profiláctico en transporte Bacteriemia	Use 0.2% en agua. En alimento: 250 mg/kg (11.3 g/1000 lbs) de peso corporal/día por 14 días.	
Terramicina, Oxitetraciclina	Bacteriemia	En alimento: 3-4 g del ingrediente activo/1000 lbs de pez por 14-15 días (3,5,4,7 oz del ing act/100 lbs de alimento). En agua: 20 ppm (TM50-11% del ing activo use 24.3 oz/1000 gal). Inyección, 20 mg/lb	

Recomendaciones para dosificar los tratamientos

1. Diluya los compuestos químicos lo más posible antes de aplicarlos en el agua.
2. Mezcle el compuesto en el agua lo mejor posible.
3. Observe los peces mientras estén siendo tratados.
4. Observe los peces después de un tratamiento para ver si tuvo éxito.
5. Dejar en reposo a los peces por lo menos 48 horas después del tratamiento. No inventariar, sembrar, etc.

Algunas conversiones

- 1 ppm (una parte por millón). requiere
- a) 3.7 libras por acre pie.
 - b) 0.0038 gramos por galón.
 - c) 0.0283 gramos por pie cúbico.
 - d) 1 libra en un millón de libras.
 - e) 1 gramo en un millón de gramos.
- Una solución al 1 % requiere
- a) 38 gramos por galón.
 - b) 1.3 onzas por galón.
 - c) 10 gramos por 1000 ml.
 - d) 38 ml. por galón.
 - e) 10 ml por 1000 ml.
- Una solución de 1: 1000 requiere:
- a) 3-8 gramos por galón.
 - b) 1 gramo por 1,000 ml.
 - c) 0.13 onzas por galón.
 - d) 1 ml por 1000 ml.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 12

TECNICAS DE LABORATORIO

Para la identificación de las diversas formas parasitarias, es necesario procesar debidamente el material infectado utilizando adecuadamente las técnicas que se incluyen en el diagnóstico de certeza o de laboratorio, éste comprende el examen macroscópico (con pequeños aumentos) y el examen microscópico. Ambos se describen a continuación:

Examen macroscópico. Es la parte inicial del diagnóstico, incluye las observaciones a simple vista, con lupa y estereoscopio.

Examen microscópico. Se logra mediante preparaciones directas, permanentes y métodos de enriquecimiento; éstos se describen enseguida.

a) Preparaciones directas. Incluye microscopía con contraste de fases, fluorescencia, campo claro u oscuro examinándose el material en fresco o con tinciones vitales.

b) Preparaciones permanentes. El diagnóstico con este método se aplica en improntas de vísceras, gota gruesa, frotis de heces o directamente preparando protozoarios, helmintos o bacterias. Este se realiza utilizando básicamente microscopía de campo claro.

c) Métodos de enriquecimiento. Estos pueden ser mecánicos (soluciones de alta o baja densidad para heces fecales) o biológicos (Coprocultivos, higotropismo, fototropismo, xenocultivos ya sea por reproducción, concentración o mediante cultivos de sangre, heces, exudados, etc.).

En cuanto se obtenga el ejemplar con sospechas de infección parasitaria debe examinarse visualmente (examen macroscópico) piel, aletas, branquias y boca en búsqueda de quistes, coloración anormal, hemorragias externas, secreción excesiva de mucus o pústulas de las cuales se toma una muestra y se observa bajo el microscopio compuesto (examen microscópico directo).

Enseguida se disecta separando con cuidado cada uno de los órganos y branquias, los cuales son examinados macroscópicamente, incluyendo la cavidad celómica.

La identificación definitiva se realiza con la ayuda de técnicas de fijación, tinción y transparentación para lograr las preparaciones permanentes, las cuales se mencionan enseguida.

Microsporidios y coccidios

1. Preparar frotis en portaobjetos de los quistes, tomando en cuenta que su localización en el pez es importante para su clasificación.

2. Fijar con alcohol sublimado.
3. Teñir con Hematoxilina férrica.

Otra manera

1. Dejar secar el frotis.
2. Fijar con Metanol Absoluto.
3. Teñir con el colorante de Giemsa.

Myxosporidios

De los quistes localizados en piel y agallas.

1. Comprimir entre portaobjetos y cubreobjetos para examinar tamaño y forma del quiste y cápsulas polares (se recomienda usar un poco de lugol). Examinar el material en fresco con un microscopio.
2. Fijar otros frotis en alcohol.
3. Teñir con azul de metileno. Determinar el tiempo de tinción mediante pruebas.
4. Lavar con agua.
5. Deshidratar gradualmente en alcohol etílico 70%, 80%, 90% y 100% 3 min. en c/u.
6. Transparentar en Xilol por 3-5 min.
7. Montar en Resina Sintética o Bálsamo de Canadá.

Las cápsulas polares se tiñen de azul oscuro y las esporas aparecen sobre un azul claro.

Las vacuolas yodofílicas se tiñen de café, si el frotis se realiza sobre una gota de Lugol.

Si se desea puede fijar el material, con o sin una muestra de tejido, en formol al 10% o alcohol 70%.

También puede teñirse con Giemsa o Hematoxilina.

Ciliados

1. Fijar el frotis de tejido o branquias en alcohol sublimado, procurando eliminar los restos de tejido.
2. Teñir con hematoxilina De la Field o de Heidenhain. Determinar el tiempo de tinción.
3. Lavar con agua destilada hasta que adquiera un color azul.

4. Si la preparación está sobreteñida, decolorar con atumbre férrico y lavar con agua destilada.
5. Deshidratar en Etanol 70%, 80%, 90% y 100 % 3 min. en cada uno.
6. Transparentar en Xilol 3.5 min.
7. Montar en Resina Sintética o Bálsamo de Canadá.

Impregnación con Plata, es útil para determinar la infraciliatura de los ciliados e identificarlos para lo cual:

1. El frotis se seca rápidamente al aire.
2. Introducir en una solución de nitrato de plata al 12% durante 5-10 min.
3. Lavar con agua destilada o irradiar con luz u. v. por 5-10 min. o exponerlos a la luz solar por varias horas.
4. Examinar la preparación al microscopio cuando tiene un color oscuro.

Tremátodos Monogéneos

Estos se identifican examinando los ganchos marginales y anclas del opistohaptor y el aparato reproductor

1. Colocar el tremátodo entre porta y cubreobjeto.
2. Fijar con una mezcla de glicerina alcohol.
3. Dejar evaporar el alcohol.
4. Conservar al parásito entre porta y cubreobjeto, eliminar las burbujas de aire, agregando gotas de glicerina, en el borde del cubreobjetos.
5. Limpiar el portaobjetos alrededor del cubreobjetos.
6. Sellar con laca, esmalte para uñas, o asfalto, manteniendo la preparación en posición horizontal.

Tremátodos digéneos, céstodos y acantocéfalos

Los tremátodos vivos se introducen en un tubo de ensaye con agua o solución salina al 0.6% y se agitan, para ayudar a su relajamiento. Luego se comprime entre portaobjetos si son muy pequeñas entre portaobjetos y cubreobjetos. Se colocan en una caja de petri y se agrega alcohol al 70%, formol al 10% o AFA por media hora o 1 hora mínimo.

Los céstodos adultos se trabajan de manera similar procurando obtener el escólex. Para fijar los acantocéfalos estos deben tener la proboscide fuera del tronco, esto se logra colocándolos en agua destilada. Céstodos y acantocéfalos se fijan y se tiñen de manera similar que los tremátodos digéneos.

Procedimiento de fijación:

1. Fijarlos entre portaobjetos y cubreobjetos, dependiendo del tamaño. Introducir entre las dos laminillas AFA o formol al 10% durante 2 hrs.
2. Lavar durante varias horas en etanol 70% o si se desea pueden preservarlos en esta misma solución por tiempo indefinido.

La tinción se realiza con carmín alumbre o carmín bórax.

Tinción con Carmín Alumbre.

1. Colocar en agua por 20 min. o más en cajas petri.
2. Introducir el colorante por 5 min. a 1 hora, según el tamaño.
3. Lavar en agua destilada.
4. Transferir a etanol 70, 80, 90 y 100% para deshidratar, durante 3-5 min. en c/u.
5. Transparentar en xilol o salicilato de metilo, colocando el ejemplar entre dos laminillas por 30 min. a 5 horas.
6. Montar en resina sintética.

Tinción con Carmín Bórax

1. Del etanol 70% transferir al colorante durante varias horas en cajas de petri.
2. Si se sobretiñe, introducirlos en etanol acidulado (99 ml. de etanol 70% y 1 ml. de ácido clorhídrico Q.P.) se observa el estereoscopio para sacarlos al momento en que ya se hayan diferenciado las estructuras.
3. Lavar en etanol 70%.
4. Deshidratar en etanol, transparentar en salicilato de metilo y montar, igual que en la técnica anterior.

Nemátodos

1. Lavar en solución salina al 0.6%.
2. Introducirlos en agua caliente (hervir) sacarlos inmediatamente después de que se extiendan.
3. Fijar en Formol 5-10% o en AFA durante varias horas.
4. Preservar en alcohol al 70%.

Transparentación en glicerina.

1. Del Etanol 70%, donde pueden preservarse durante varias horas o días, se transfieren sucesivamente a la glicerina al 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90 y 100%

dejándolo en cada una un tiempo de 30 min a 2 horas a 40°C, según su tamaño.

2. Montar en glicerina gelatina, sellando la preparación semipermanente con negro de asfalto o esmalte de uñas.

Transparentación en Lactofenol.

1. Del Etanol al 70% transferir a lactofenol durante varias horas.
2. Examinar entonces, si se desea, colocándolos entre un portaobjetos y un cubreobjetos con gotas de Lactofenol.

La preparación semipermanente puede obtenerse de manera similar a la anterior.

Sanguijuelas

1. Fijar en formol 5%. En esta solución conservan su pigmentación pero pueden preservarse en etanol 70%.
2. Examinar con una lupa o con estereoscopio.

Crustáceos

1. Fijar igual que las sanguijuelas.
2. Transparentar en glicerina (igual que los nemátodos).
3. Montar en glicerina gelatina.

REACTIVOS

FIJADORES

1) Alcohol sublimado	Etanol absoluto	70 ml.
	Agua destilada	30 ml.

Para usarse: Calentar hasta que aparezcan vapores de alcohol a 60°C, colocar la laminilla boca abajo, en una cubeta o caja petri y bañar la laminilla con la solución. Dejarla en contacto con los vapores por 15-20 min.

- 2) AFA (Alcohol, Formol, Acido acético).

Formol 37-40%	10 ml.
Etanol 95%	25 ml.
Glicerina	10 ml.
Agua Destilada	50 ml.
*Acido acético	5 ml.

* Agregar antes de usarse

3) Metanol.

Utilizar de preferencia el alcohol libre de acetona. Se sumergen las laminillas de 3 a 5 min.

4) Formol 10%

Formol comercial (37-40%)	10 ml.
Agua destilada	90 ml.

5) Hematoxilina (solución madre).

Hematoxilina en cristales	10 gr.
Etanol 95%	90 ml.

Preparación de la solución de trabajo.

Hematoxilina (solución madre)	10 ml.
Agua destilada	90 ml.

Se disuelve la hematoxilina en una pequeña cantidad de alcohol, luego se agrega el resto. Dejar madurar 6 semanas

6) Azul de metileno.

Azul de metileno (polvo)	3.5 gr.
Agua destilada	100 ml.

Añadir el colorante y agitar cuidadosamente. Dejar reposar unas horas. Filtrar y conservar en fresco con tapón de rosca.

7) Alumbre carmín.

Alumbre de potasio	30 gr.
Carmín de cochinillos	30 gr.
Agua destilada	400 ml.

Disolver el alumbre de potasio en agua destilada, luego agregar el colorante, agitar y filtrar.

8) Carmín Bórax.

Carmín	1.5 gr.
Borax	2 gr.
Agua destilada	50 ml.
Etanol 70%	50 ml.

Disolver el colorante en etanol 70%, por separado disolver el Bórax en el agua destilada, agitando. Mezclar ambas soluciones y filtrar.

9) Colorante de Giemsa (solución madre).

Colorante en polvo	3.8 gr.
Glicerol	125 gr.
Metanol (libre de acetona)	373 gr.

Disolver el colorante en la glicerina aproximadamente a 60° durante una hora. Dejar enfriar. Filtrar y agregar el metanol, agitando cuidadosamente. Guardar en frasco oscuro.

La solución de trabajo se prepara de la siguiente manera:

Solución madre del colorante de Giemsa	2 ml.
Agua destilada	8 ml.

Para teñir, fijar laminillas con metanol 3 min; introducir la laminilla a la solución de trabajo durante 30-45 min.; posteriormente en una solución buffer pH 7 o 7.2 o en agua de la llave con unas gotas de colorante. Finalmente lavar la laminilla con el chorro de agua para eliminar partículas.

10) Lugol

Yodo	5 gr.
Yodo de Potasio	10 gr.
Agua destilada	100 ml.

Guardar en frasco oscuro

Mordientes

11) Alumbre férrico amoniacal al 4%

Alumbre férrico amoniacal	4 gr.
Agua destilada	100 ml.

12) Alumbre férrico amoniacal 0.25%

Alumbre férrico amoniacal	0.25 gr.
Agua destilada	100 ml.®

13) Glicerina alcohol (para monogéneos)

Glicerina	25 ml.
Alcohol etílico	75 ml.

14) Lactofenol

Fenol en cristales	20 gr.
Acido láctico	20 ml.
Glicerina	40 ml.
Agua destilada	20 ml.

15) Otros transportadores, Xilol, Salicilato de Metilo, creosota purísima de Haya, tolueno, etc., los cuales se emplean tal como se expenden en las casas comerciales.

Medios de montaje

16) Resina sintética. A un volumen dado de Xilol, se le agrega resina sintética en polvo, agitando vigorosamente hasta que se disuelva o se deje reparar durante varios días.

Se emplea la solución cristalina (sin burbujas).

17) Glicerina gelatina.

Gelatina en polvo	3.5 gr.
Glicerina	25 ml.
Acido férrico (o fenol)	1 gr.
Agua destilada	21 ml.

18) Asfalto

El asfalto sólido se disuelve con xilol, hasta obtener una solución semilíquida, se emplea sellando el borde del cubre con la superficie del porta objetos, procurando que esté limpio.

LISTA DE PARASITOS REPORTADOS EN

MICROPTERUS SPP

Micropterus dolomieu

PROTOZOA

Ambiphrya tholiformis
 Apiosoma micropteri
 Chilodonella dentatus
 Eimeria micropteri
 Ichthyophthirius multifiliis
 Myxidium sp.
 Myxobolus kostiri
 Myxobolus sp
 M. osburni
 Scyphidia micropteri
 S. tholiformis
 Trichodina domerguei
 T. fultoni
 Trichodina sp
 Trichophrya micropteri

TREMATODA

Acolpenteron ureteroecetes
 Acolpenteron sp
 Actinocleidus bursatus
 A. fusiformis
 Allacanthochasmus varius
 Ancyrocephalus sp
 Apophallus venustus
 Asymphyllodora sp
 Azygia angusticauda
 A. longa
 A. loossii
 A. tereticolle
 Bucephalopsis pusilla
 Bucephalus papillosus
 Bunodera cornuta
 Caecincola parvulus
 Centrovarium lobotes
 Clavunculus bursatus
 C. unguis
 Cleidodiscus banghami
 C. glenorensis
 C. fusiformis

C. megalonchus
 Clinostomum marginatum
 C. complanatum
 Crepidodistomum cooperi
 C. cornutum
 Cryptogonimus chlyi
 Dactylogyrus extensus
 Diplostomulum sheuringi
 D. volvens
 Diplostomulum sp
 Gyrodactylus medius
 G. macrochiri
 Leptocleidus megalonchus
 Leuceruthrus micropteri
 Maritrema medium
 M. obstipum
 Microphallus opacus
 Neascus sp
 Neochasmus umbellus
 Phyllodistomum lohrenzi
 P. superbum
 Pisciamphostoma stunkardi
 Posthodiplostomum minimum
 Proterometra macrostoma
 Proterometra sp
 Psilostomum ondatrae
 Rhipidocotyle papillosum
 R. septapillata
 Sanguinicola huronis
 Tetracleidus banghami
 Tetracleidus sp
 Urocleidus dispar
 U. ferox
 U. furcatus
 U. principalis
 Uvulifer ambloplitis

HIRUDINEOS

Illinobdella moorei

CRUSTACEA

Argulus flavescens

Micropterus salmoides

PROTOZOA

Acanthamoeba polyphaga
Eimeria micropteri
Epistylis sp
Chilodonella cyprini
Henneguya mictospora
Ichthyophthirius multifiliis
Myxobolus inornatus
M. microcystus
Myxobolus sp
Myxosoma cartilaginis
Scyphidia micropteri
S. tholiformis
Trichodina domerguei
T. fultoni
T. myakkae
T. nigra
T. pediculus

TREMATODA

Acolpenteron ureterocestes
Actinocleidus bursatus
A. fergusonii
A. fusiformis
A. micropteri
A. mizellei
Alloglossidium corti
Azygia angusticauda
A. loossi
A. micropteri
A. tereticolle
Bucephalus polymorphus
Bucephalopsis pusilla
Bunodera cornuta
B. lucioperca
Caecincola latosoma
C. parvulus
C. wakullata
Clavunculus bursatus
C. furcatus
C. unguis
Clinostomum marginatum
Crassiphiala ambloplitis
Crepidostomum cooperi
C. cornutum
C. ictaluri

Ergasilus versicolor

Lernaea anomala

Crepidostomum sp
Cryptogonimus chyli
C. spinorum
Diplostomulum scheuringi
Diplostomulum sp
Diplostomulum spathaceum
Diplostomulum sp
Gyrodactylus macrochiri
Haploleidus furcatus
Homalometron armatum
Leptocleidus megalonchus
Leuceruthrus micropteri
Microphallus opacus
Multigonotylus micropteri
Neascus sp
Neochasmus umbellus
Onchocleidus contortus
O. helcis
O. principalis
Phyllodistomum lohrenzi
P. perarsei
Pisciamphostoma stunkardi
P. reynoldsi
Pisciamphistoma sp
Posthodiplostomum minimum
Proterometra dickermani
P. macrostoma
Rhipidocotyle papillosus
R. septapillata
Rhipidocotyle sp
Textrema hopkinsi
Sanguinicola huronis
Tetracotyle sp
Urocleidus dispar
U. furcatus
U. helcis
U. principalis
Uvulifer ambloplitis

CESTODA

Abothrium crassum
Bothriocephalus claviceps
B. cuspidatus
Bothriocephalus sp
Hymenolepis sp
Protocephalus ambloplitis
Protocephalus dolomieui

P. fluviatilis
P. nodulosa
P. pearsei
Protocephalus sp
Triaenophorus nodulosus

NEMATODA

Camallanus oxycephalus
Camallanus sp
Capillaria catenata
Capillaria sp
Contraecum brachyurum
C. multiapillatum
C. spiculigerum
Contraecum sp
Dacnitoides cotylophora
Dioctophyma sp
Philometra cylindracea
P. nodulosa
Porrocaecum spp
Spinitecus carolini
S. gracilis
Spinitecus sp
Spiroxis sp

ACANTOCEPHALA

Acanthocephalus parksidei
Echinorhynchus salmonis
Leptorhynchoides thecatus
Leptorhynchoides sp
Neoechinorhynchus cylindricus

Neoechinorhynchus cristatus
Poliacanthorhynchus kenyensis
Pomphorhynchus bulbocolli
P. rocci

HIRUDINEOS

Illinobdella moorei
Illinobdella sp
Piscicola punctata
Placobdella montifera

MOLUSCA

GLOCHIDIA

CRUSTACEA

Achtheres micropteri
Argulus appendiculosus
A. flavescens
Argulus sp
Ergasilus arthrosis
E. caeruleus
Ergasilus sp
E. versicolor
E. centrarchidarum
E. nigritis
Ergasilus sp
Lernaea anomala
L. cruciata
L. cyprinacea
Lernaea sp

Micropterus Punctulatus

CESTODA

Botriocephalus claviceps
B. cuspidatus
Botriocephalus sp
Ligula intestinalis
Protocephalus ambloplitis
P. fluviatilis
P. microcephalus
P. osburni
P. pearsei
Protocephalus sp
Triaenophorus cooperi
T. nodulosus

NEMATODA

Dacnitoides cotylophora
Eustrongylides tubifex
Camallanus oxycephalus
C. truncatus
Camallanus sp
Capillaria catenata
Contraecum brachyurum
Philometra cylindracea
Philometra sp
Rhabdochona cascadilla
Rhabdochona sp
Spinitecus carolini

S. gracilis
Spinitecus sp
Spiroxys sp

ACANTHOCEPHALA

Acanthocephalus tahlequahensis
Echinorhynchus coregoni
E. lateralis
E. salmonis
E. salvelini
E. thecatus
Echinorhynchus sp
Leptorhynchoides thecatus
Neoechinorhynchus cylindratus
N. rutili
Neoechinorhynchus sp
Pomphorhynchus bulbocollis

HIRUDINEOS

Cystobranchus verrillis
Illinobdella alba
I. elongata
I. moorei
I. richardsoni

PROTOZOA

Acanthamoeba polyphaga

CRUSTACEA

Achtheres ambloplitis
A. micropteri
Achtheres sp
Argulus sp
Copépodos internos
Ergasilus caeruleus
E. centrarchidarum
E. confusus
Ergasilus sp
Lernaea cruciata
L. cyprinacea

TREMATODA

Actinocleidus fergusonii
A. fusiformis
Alcopenteron ureteroecetes
Bucephalus papillosus
Caencicola parvulus
Clavunculus bursatus
C. unguis
Cleiodiscus banghami
C. rarus
Crepidostomum cornutum
Urocleidus furcatus
U. principalis

Micropterus coosae

TREMATODA

Cleiodiscus banghami
Leptocleidus megalonchus

REFERENCIAS

- Agarwal, S.M., 1959. *Studies on the morphology, systematics, and life history of Clinostomum giganticum* n. sp. (Trematoda Clinostomatidae) Indian J. Helminth. 11, (2);75-115.
- Alexander, C.G. 1960. *A survey of parasites of Oregon trout* Rep. to Oregon State Game Comm. pp1-34.
- Allison, L.N. 1950. *Common diseases of fish Michigan Michigan Dept. Conserv. Misc. Publ. 5:1-27.*
- Allison, R. 1957. *Some new results in the treatment of ponds to control some external parasites of fish.* The Progressive Fish Culturist. 19 (2);58-63.
- Anthony, J.D. 1963. *Parasites of eastern Wisconsin fishes Wisconsin Acad. Sci, Arts and Lett 52:83-95.*
- Arey, L.B. 1922. *Observations on an acquired immunity to a metazoan parasite.* Am. Soc. Zool. 20-20.
- Baldauf, R.J. 1958. *Formulation of controls of parasites in state fish hatcheries.* Coop. Res. Ann. Texas Game Fish. Comm. August 1958.
- Bangham, R.V., 1925. *A study of the cestode parasites of the black bass in Ohio, with special reference to their life history and distribution.* Ohio J. Sci. 25:225-270.
- Bangham, R.V. 1926b. *Parasites other than cestodes in black bass of Ohio.* Ohio J. Sci. 26(3):117-127.
- Bangham, R.V. 1933 *Parasites of spotted bass Micropterus pseudalplites Hubbs, and summary of parasites of small mouth and largemouth black bass from Ohio streams.* Tr. Am. Fish. Soc. 63:220-228.
- Bangham, R.V. 1939. *Parasites of Centrarchidae from southern Florida.* Tr. Am. Fish. Soc. 68:263-268.
- Bangham, R.V. 1940. *Parasites of fish of Algonquin Park lakes.* Prog. Fish Cult. Memo. 1 131 (52) 37.
- Bangham, R.V. 1941a. *Parasites of fresh water fish of southern Florida.* Proc. Florida Acad. Sci. 5:289-307.
- Bangham, R.V. 1941b. *Parasites from fish of Buckeye Lake Ohio.* Ohio J. Sci. 41 (6): 441-448.
- Bangham, R.V., 1941c. *Parasites of Algonquin Park Lakes.* Tr. Am. Fish. Soc. 70:161-171.

S. gracilis
Spinitecus sp
Spiroxys sp

ACANTHOCEPHALA

Acanthocephalus tahlequahensis
Echinorhynchus coregoni
E. lateralis
E. salmonis
E. salvelini
E. thecatus
Echinorhynchus sp
Leptorhynchoides thecatus
Neoechinorhynchus cylindratus
N. rutili
Neoechinorhynchus sp
Pomphorhynchus bulbocollis

HIRUDINEOS

Cystobranchus verrillis
Illinobdella alba
I. elongata
I. moorei
I. richardsoni

PROTOZOA

Acanthamoeba polyphaga

CRUSTACEA

Achtheres ambloplitis
A. micropteri
Achtheres sp
Argulus sp
Copépodos internos
Ergasilus caeruleus
E. centrarchidarum
E. confusus
Ergasilus sp
Lernaea cruciata
L. cyprinacea

TREMATODA

Actinocleidus fergusonii
A. fusiformis
Alcopenteron ureteroecetes
Bucephalus papillosus
Caencicola parvulus
Clavunculus bursatus
C. unguis
Cleiodiscus banghami
C. rarus
Crepidostomum cornutum
Urocleidus furcatus
U. principalis

Micropterus coosae

TREMATODA

Cleiodiscus banghami
Leptocleidus megalonchus

REFERENCIAS

- Agarwal, S.M., 1959. *Studies on the morphology, systematics, and life history of Clinostomum giganticum* n. sp. (Trematoda Clinostomatidae) Indian J. Helminth. 11, (2);75-115.
- Alexander, C.G. 1960. *A survey of parasites of Oregon trout* Rep. to Oregon State Game Comm. pp1-34.
- Allison, L.N. 1950. *Common diseases of fish Michigan Michigan Dept. Conserv. Misc. Publ. 5:1-27.*
- Allison, R. 1957. *Some new results in the treatment of ponds to control some external parasites of fish.* The Progressive Fish Culturist. 19 (2);58-63.
- Anthony, J.D. 1963. *Parasites of eastern Wisconsin fishes Wisconsin Acad. Sci, Arts and Lett 52:83-95.*
- Arey, L.B. 1922. *Observations on an acquired immunity to a metazoan parasite.* Am. Soc. Zool. 20-20.
- Baldauf, R.J. 1958. *Formulation of controls of parasites in state fish hatcheries.* Coop. Res. Ann. Texas Game Fish. Comm. August 1958.
- Bangham, R.V., 1925. *A study of the cestode parasites of the black bass in Ohio, with special reference to their life history and distribution.* Ohio J. Sci. 25:225-270.
- Bangham, R.V. 1926b. *Parasites other than cestodes in black bass of Ohio.* Ohio J. Sci. 26(3):117-127.
- Bangham, R.V. 1933 *Parasites of spotted bass Micropterus pseudalplites Hubbs, and summary of parasites of small mouth and largemouth black bass from Ohio streams.* Tr. Am. Fish. Soc. 63:220-228.
- Bangham, R.V. 1939. *Parasites of Centrarchidae from southern Florida.* Tr. Am. Fish. Soc. 68:263-268.
- Bangham, R.V. 1940. *Parasites of fish of Algonquin Park lakes.* Prog. Fish Cult. Memo. 1 131 (52) 37.
- Bangham, R.V. 1941a. *Parasites of fresh water fish of southern Florida.* Proc. Florida Acad. Sci. 5:289-307.
- Bangham, R.V. 1941b. *Parasites from fish of Buckeye Lake Ohio.* Ohio J. Sci. 41 (6): 441-448.
- Bangham, R.V., 1941c. *Parasites of Algonquin Park Lakes.* Tr. Am. Fish. Soc. 70:161-171.

- Bangham, R.V., 1944. *Parasites of northern Wisconsin fish*. Tr. Wisconsin Acad. Sci. Arts. And Lett. 36:291-325.
- Bangham, R.V., 1951. *Parasites of fish in the upper Snake River drainage and in Yellowstone Lake Wyoming Zoologica Scient. Contrib. New York Zool. Soc.* 36:(3): 213-217.
- Bangham, R.V., 1955. *Studies on fish parasites of Lake Huron and Manitoulin Island*. Am. Midl. Nat. 53(1): 184-196.
- Bangham, R.V. and J.R. Adams, 1954. *A survey of the parasites of freshwater fishes from the mainland of British Columbia*. J. Fish. Res. Bd. Canada 11 (6):673-708.
- Bangham, R.V. and C.E. Venard. 1942. *Studies on parasites of Reelfoot Lake fish*. IV Distribution studies and a check list of parasites. J. Tennessee Acad. Sci. 17 (1):22-38.
- Beaves, P. 1939a. *Morphology and life history of Psilostomum ondatrae Price*. 1931. J. Parasitol. 25(5):383-393.
- Bullock, W. L. 1962. *A new species of Acantocephalus from New England fishes with observations on variability*. J. Parasitol. 48(3):442-451.
- Bykhovskaya Pavlovskaya, I.E. et al. 1962. *Key to Parasites of Freshwater Fish of the USSR*. Zool. Inst. Acad. Sci. U.S.S.R. (English transl. TT. 64-11040. OTS. Dept. Commerce Washington, D.C. 919 pp.
- Caballero y C.E. y F.G. Jiménez. 1969. *Presencia de Prothenystra obesa (Diesing 1856), Travassos, 1920 (Tremátoda Digénea) en la vesícula biliar de peces comestibles de México*. Rev. Biol. Trop. 15(2):283-287.
- Caballero, Y.E. and H.A. Winter, 1954. *Metacercariae of Diplostomum spathaceum (Rudolp, 1819) Braun*. 1893. In *Freshwater fishes of México Ciencia*. 14(4-6):77-80.
- Cameron, T.W.M. 1945. *Fish carried parasites in Canada*. Canada J. Comp. Med. 9:245-254, 283-286, 302-311.
- Causey, D. 1957. *Parasitic Copepoda from Louisiana freshwater fish*. Am. Midl. Nat. 58(2):378-382.
- Cooper, A.R. 1915. *Trematodes from marine and fresh water fishes including one species of ectoparasitic turbellarian*. Tr. Roy. Soc. Canada. Sect. 4, 3 vol. 9:181-205.
- DeRoth, G.C. 1953. *Some parasites from Maine freshwater fishes*. Tr. Am. Micr. Soc. 72(1):49-50.
- Dolley, J.S. 1933. *Preliminary notes on the Biology of the St. Joseph River*. Am. Midl. Nat. 14(3):193-227.
- Du Pleessis, S.S. 1948. *A gyrodactyloid parasite from the ureters of largemouth bass at the Jonkershoek Inland Fish Hatchery*. Sout Africa. Tr. Am. Fish. Soc. 75:105-109.
- Fantham, H.B. and Annie Porter. 1947. *The parasitic fauna of vertebrates in certain Canadian fresh waters with some remarks on their ecology structure and importance*. Proc. Zool. Soc. 117(4):609-649.

- Fischthal, J.H. 1947a. *Parasites of northwest Wisconsin fishes I The 1944 survey*. Tr. Wisconsin Acad. Sci. Arts. and Lett. 37:157-220.
- 1947b. *Parasites of Brule River Survey*. Rep. no. 6. Tr. Wisconsin Acad. Sci. Arts. and Lett. 37:275-278.
- 1949a. *Sanguinicola uronis n. sp. ——— Trematoda Sanguinicolidae) from the blood system of the largemouth and smallmouth basses*. J. Parasitol. 35(6):566-568.
- 1949b. *Epistylis a peritrichous protozoan on hatchery brook trout*. Prog. Fish. Cult. 11(2):12-124.
- 1950a. *Additional hosts and geographical distributions records for the common fish acanthocephalan Leptorhynchoides thecatus*. J. Parasitol. 36(1):88.
- 1950b. *A new genus and species of Caryophyllaeidae (Cestoda) from fishes*. J. Parasitol. 36(6):228.
- 1950c. *Parasites of northwest Wisconsin fishes. II The 1945 survey*. Tr. Wisconsin Acad. Sci. Arts. and Lett. 49(1):87-113.
- 1956. *Observations on the occurrence of parasites in the fishes of certain south central New York and Game*. J. 3(2):225-233.
- Fichthal, J.H. and L.N. Allison, 1940. *Acolpenteron ureteroecetes n.g. n.sp. a monogenetic trematode from the ureters of black basses*. J. Parasitol. 26(6):34-35.
- Grabda, J. 1963. *Life cycle and morphogenesis of Lernaea cyprinacea L.* acta Parasitologica Polonica 11(14):169-198.
- Griffith, Ruth. 1953. *Preliminary survey of the parasites of fish of the Palouse area*. TR. Am. Micr. Soc. 72(1):51-57.
- Gustafson, P.V. 1942a. *A peculiar larval development of Rabdochona spp. (Nematoda Spiruroidea)*. J. Parasitol 28(6,2):30.
- 1942b. *Some parasites of fresh water fish of the Spokane area*. North west Sci. 16(1):28.
- Haderlie, E.C. 1953. *Parasites of the fresh water fishes of northern California*. Univ. Calif. Publ. Zool. 57(5):303-340.
- Hare, R.C. 1943. *An ecological study on the worms parasites of Portage Lakes fishes*. Ohio, J. Sci. 43(5):201-208.
- Hargis, W.J. (Jr.) 1952a. *Monogenetic trematodes of Westhampton Lake fishes. I Two new forms*. Am. Midl. Nat. 47(2):471-477.
- 1952b. *Monogenetic trematodes of Westhampton Lake fishes. II A list of species and key to the genera encountered*. Virginia, J. Sci. n. sp. 3 (2):112-115.

- 1952c. *A revision of the genera of the sub family tetraonchinae*. Proc. Helminth. Soc. Washington 19(1):40-44.
- Hoffman, G.L. 1953a. *Parasites of fish of Turtle River North Dakota* Acad. Sci. 7:12-19.
- 1958b. *Experimental studies on the cercaria and metacercaria of the striogid trematode Posthodiplostomum minimum*. Exper. Parasitol. 7(1):23-50.
- 1958c. *Experimental infection with strigeoid cercarie*. J. Parasitol. 44(2):229.
- 1967. *Parasites of North American freshwater fishes*. Univ. of California Press. 1:486.
- Hoffman, G.L. and F.P. Meyer, 1974. *Parasites of freshwater fishes*. T.F.H. Publications Neptune City. New Jersey. 224 pp.
- Hoffman, G.L. and R.E. Putz, 1964. *Studies on Gyrodactylus macrochiri n. sp. (Trematoda Monogenea) from Lepomis macrochirus*. Proc. Helminth. Soc. Washington. 31(1):76-82.
- Hoffman, G.L. R.E. Putz. and G.E. Dunbar, 1965. *Studies on Myxosoma cartilaginis n. sp. (Protozoa Myxosporidea) of centrarchid fish and synopsis of the Myxosoma of North American freshwater fishes*. J. Protozool. 12(3):319-332.
- Holl, R.J. 1929. *The phyllodistomes of North America*. Tr. Am. Micr. Soc. 48:(1): 48-53.
- Hopkins, S.H. 1933. *Note on the life history of Clinostomum marginatum (trematoda)*. Tr. Am. Micr. Soc. 52(2):147-149.
- 1934. *The papillose Allocreadiidae*, Illinois Biol. Monogr. 13(2):45-124.
- 1954. *The American species of trematode confused with Bucephalus (Bucephalopsis) haimeanus*. Parasitology 44(3 y 4):353-370.
- Hughins, E.J. 1959. *Parasites of fishes in South Dakota* South Dakota Exper. Sta. Bull. 484, 1-73.
- Hunter, G.W. 1929. *Life History studies on Proteocephalus pinguis*. La Rue. 21(4):487-496.
- Hunter, G.W. III and Wanda S. Hunter, 1931. *Studies on fish parasites in the Lawrence watershed*. In A biological survey of the St. Lawrence watershed. 20 Ann. Rep. New York State Conserv. Dept. Suppl. 197-216.
- Jones, R.O. 1950. *Propagation of fresh water mussels*. Prog. Fish. Cult. 12(1):13.
- Kniskern, V.B. 1950. *Rhipidocotyle septapapillata Krull 1934. (Trematoda) the cercaria and notes on the life history*. J. Parasitol. 36(2): 155-156.
- 1952. *Studies on the trematode family Bucephalidae Poche 1907. Part. I. A systematic review of the family Bucephalidae*. Tr. Am. Micr. Soc. 71(3):253-266.
- Krueger, R.F. 1954. *A survey of the helminth parasites of fishes From Van Buren Lake and Rocky Ford Creek*. Ohio J. Sci. 54(4): 277.

- Kudo, R.R. 1920. *Studies on Myxosporidia A synopsis of genera and species of Myxosporidia*. Illinois Biol. Monogr. 5(3-4):1-265.
- 1969. *Protozoologia*. Cia. Edit. Continental. 966 pp.
- Lawer, G.H. and W.B. Scott, 1954. *Notes on the geographical distribution and the hosts of the cestode genus Triaenophorus in North America*. J. Fish. Res. Bd. Canada 11(6): 884-893.
- Lafevre, G.W.C. Curtis 1912. *Studies on the reproduction and artificial propagation of freshwater mussels*. Bull U.S. Bur. Fish. 30:105-201.
- Lincicome, D.R. and H.J. Van Cleave, 1949. *Distribution of Leptorhynchoides theacus a common acanthocephalan parasitic in fishes*. Am. Midl. Nat. 21(2):421-431.
- Lucky, Z. 1977. *Methods for the Diagnosis of fish diseases Publ. for the Fish and Wildlife Services, U.S. Dept. of Int. and Nat. Sc. Found. Wash. D.C.*
- Lyster, D.L. 1939. *Parasites of freshwater fish I Internal trematodes of commercial fish in the central St. Lawrence watershed*. Canad. J. Research 17(7):154-168.
- Manter, H.W. 1926. *Some North American fish trematodes*. Illinois Biol. Monogr. 10 (2):127-264.
- 1962. *Notes on the taxonomy of certain digenetic trematodes of South American freshwater fishes*. Proc. Helminth. Soc. Washington 29(2):91-102.
- Markevich, A.P. 1940. *Diseases of Fresh Water Fishes*. (Ukrainian text). Kiev. 167 pp.
- Marshall, W.S. and N.C. Gilbert, 1905. *Notes on the food and parasites of some freshwater fishes from the lakes at Madison*. Wis. Rep. U.S. Bur. Fish. (1904). 513-522.
- Meehean, O.L. 1940. *A review of the parasitic crustacea of the genus Argulus in the collections of the United States National Museum*, Proc. U.S. Nat. Mus. 88(3087):459-522.
- Mehra, H.R. 1962. *Revision of Allocreadioidea Nicoll. 1934. I Families Lepoceediidae Nicoll 1934. Deropristiidae n. fam. Homalometridae n. fam. and Maseniidae Gupta 1953*. Proc. Nat. Acad. Sci. India 32(1):1-22.
- Melvin, M.D. y M.M. Brooke, 1971. *Métodos de Laboratorio para diagnóstico de parasitosis intestinales*. Ed. Interamericana.
- Meyer, A. 1933. *Acantocephala (concluded)*. In Bronns Klas u Ordnung Tierreichs 4 Abt. 2, Buch 2. Lief 2:333-582.
- Meyer, M.C. 1940. *A revision of the leeches (piscicolidae) Living on fresh water fishes of North America*. Tr. Am. Micr. Soc. 59(3):354-376.
- 1946. *Further notes on the leeches (Piscicolidae) living on fresh water fishes of North America*. Tr. Am. Micr. Soc. 65(3):237-249.
- 1954. 1962. *The larger animal parasites of the fresh water fishes of Maine State of Maine*. Dept. Inland Fish and Game Fish. res. and Management Div. Bull. no. 1. 88 pp.

- Meyer, M.C. and J.P. Moore 1954. Notes on *Canadies leeches* (Hirudinea), with the description of a new species Wasmann, J. Biol. 12(1):63-96.
- Meyer, F.P. 1967. Chemical Control of disease in Warm Water Ponds American Fishes and U.S. Trout News. p. 1-6.
- Mizelle, J.D. 1940a. Studies on monogenetic trematodes. II New species from Tennessee fishes. Tr. Am. Micr. Soc. 59(3):285-289.
- 1940b. Studies on monogenetic trematodes. III Redescriptions and variations in known species. J. Parasitol. 26(3):165-178.
- Mizelle, J.D. and J.P. Cronin. 1943. Studies on monogenetic trematodes X Gill parasites from Reelfoot Lake fishes Am. Midl. Nat. 30(1):196-222.
- Mizelle, J.D. and R.C. Hughes. 1938. The North American freshwater Tetraonchidae. Am. Midl. Nat. 20(2):341-343.
- Mizelle, J.D. and B.R. Regensberger. 1945. Studies on monogenetic trematodes. XII. Dactylogyridae from Wisconsin fishes. M. Midl. Nat. 34(3):673-700.
- Mizelle J.D.P.S. Stokely B.J. Jaskoski A.P. Seamster and L.H. Monaco 1956. North American freshwater Tetraonchidae. Am. Midl. Nat. 55(1).
- Moore, Emmeline. 1925. Diseases of fish 14 Ann. Rep. New York State Conser. Dept. 83-97.
- 1926 Fish diseases. In Problems in the freshwaters fisheries. 15 Ann. Rep. New York State Conserv. Dept. 139-146.
- Mueller, J.F. 1937a. The gyrodactylidae of North American freshwater fishes. Fish Culture New York 3(1):1-14.
- 1937b. Some species of Trichodina (Ciliata) from freshwater fishes. Tr. Am. Micr. Soc. 56(2):177-184.
- 1937c. Further studies on North America Gyrodactyloidea. Am. Midl. Nat. 18(2):207-219.
- 1940. Parasitism and disease in fishes of the Lake Ontario watershed 29 Ann. Rep. New York State Conserv. Dept. 211-225.
- Odling, T.O., E.G. Arsenau and G.H. Brownwill. 1962. Intestinal helminths of fish from Crosswood Lake. Superior National Forest. Minnesota J. Parasitol. 48(1):31.
- Olsen, O.W. 1977. Parasitología animal. I. EL PARASITISMO Y LOS PROTOZOOS. Edit. Aedos. España. pp. 21-284.
- Olsen, O.W. 1977. Parasitología animal. II. PLATELMINTOS, ACANTOCEFALOS Y NEMATHELMITOS. Edit. Aedos. España. pp 305-715.
- Osborn, H.L. 1910. On the structure of *Cryptogonimus* (nov. gen.) *chylis* (n. sp.) an aberrant distome from fishes of Michigan and New York. J. Exper. Zool. 9(3):517-536.

- Pearse, A.S. 1924a. Observations on parasitic worms from Wisconsin fishes. Tr. Wisconsin Acad. Sci. Arts and Lett., 21:147-160.
- 1924b. The parasites of lake fishes. Tr. Wisconsin Acad. Sci. Arts. and Lett. 21:161-194.
- Pennak, R.W. 1953. Fresh water Invertebrates of the United States. Ronald Press. N.J. 769 pp.
- Petrochenko, V.I. 1956. Acantocephala of Domestic and Wild Animals. (in Russian). Moscow, 435 pp.
- Petrushevskaya, M.G. 1962. On the systematics of flukes of the genus *Azygia* found in fishes in SSSR (Russian text English summary). Vestnik Leningrad Univ., 17(3): 72-92.
- Price, E.W. 1937. North American monogenetic trematodes. I. The superfamily Gyrodactyloidea. J. Wash. Acad. Sci., 27.
- Ribelin & Migaki. 1975. Pathology of fishes. The University of Wisconsin Press.
- Schell, S.C. 1970. How to Know the Trematoda. (The pictured Key Nature Series). W.M.C. Brown Co. Pub. 1-35.
- Schumacher, R.F. 1952. Argulus outbreaks in Minnesota Lakes. Prog. Fish Cult. 14(2):70.
- Seamster, A. 1938a. Gill trematodes from Oklahoma fishes Proc. Oklahoma Acad. Sci., 18:13-15.
- 1938b. Studies on Gill trematodes from Oklahoma fishes. Am. Midl. Nat. 20(3):603-612.
- Sindermann, C.J. 1953. Parasites of fishes of north central Massachusetts. Fisheries Rep. for Lakes of North Central Massachusetts. 5-28.
- Smith, R.F. 1949. Notes on *Ergasilus* parasites from the New Brunswick New Jersey area with a check list of all species and hosts east of the Mississippi River. Zoologica. 34 (3):127-132.
- Sparks, A.K. 1951. Some helminth parasites of the largemouth bass in Texas. Tr. Am. Micr. Soc. 70(4):351-358.
- Stunkard, H.W. 1959. The morphology and life history of the digenea. Biol. Bull. 117(3):562-581.
- Summers W.A. and H.J. Bennett. 1938. A preliminary survey of the trematodes from the gills of Louisiana. Acad. Sci. 4(1):247-248.
- Surber, E.W. 1942. *Scyphidia tholiformis* a peritrichous protozoan found on the gills and external surfaces of *Micropterus dolomieu* and *Micropterus salmoides*. Tr. Am. Fish. Soc. 72:197-203.

- Tidd, W.M. 1931. *A list of parasitic copepods and their fish hosts from Lake Erie*. Ohio J. Sci. 31(16):453-454.
- 1933. *A new species of Lernaea (parasitic Copepoda) from the goldfish*. Ohio J. Sci. 33(6):465-469.
- Tidd, W.M. and R.V. Bangham. 1945. *A new species of parasitic copepod Ergasilus osburni from the burbot*, Tr. Am. Micr. Soc. 64(3):225-227.
- Van Cleave, H.J. and J.F. Mueller. 1932. *Parasites of the Oneida Lake fishes, Part I. Descriptions of new genera and new species*. Roosevelt Wild Life Ann. 3(1):5-71.
- 1934. *Parasites of Oneida Lake fishes. Part III. A biological and ecological survey of the worm parasites*. Roosevelt Wild Life Ann. 3(3 y 4):161-334.
- Van Cleave, H.L., and L.H. Townsend. 1936. *On the assignment of Echinorynchus dirus to the genus Acantocephalus* Proc. Helminth. Soc. Washington. 3(2):63.
- Venard, C.E. and J.H. Warrel. 1953. *Some effects of two species of Acanthocephala on the alimentary canal of the largemouth bass*. J. Parasitol. 39(2):187-190.
- Ward, H.B. and T.B. Magath. 1916. *Notes on some nematodes from freshwater fishes*. J. Parasitol. 3(2):57-64.
- Wardle, R.A. 1932. *The cestoda of Canadian Fishes II, the Hudson Bay drainage system*. Contrib. Canad. Biol. and Fish. 7(30):337-403.
- Wilson, C.B. 1902. *North American parasitic copepods of the family Argulidae with a bibliography of the group and a systematic review of all know species*. Proc. U.S. Nat. Mus. 635-742.
- 1904. *The fish parasites of the genus Argulus found in the Woods Hole region*. Proc. U.S. Nat. Mus. 115-131.
- 1908. *North American parasitic copepods. A list of those found upon the fishes of the pacific Coast with descriptions of new genera and species*. Proc. U.S. Nat. Mus. 35(1652):431-481.
- 1911. *North American parasitic copepods. Part 9. The Lernaepodidae*. Proc. U.S. Nat. Mus. 39 (1783):189-223.
- 1915. *North American parasitic Copepoda belonging to the Lernaepodidae, with a revision of the entire family*. Proc. U.S. Nat. Mus. 47(2063):565-729.
- 1916. *Copepods parasites of freshwater fishes and their economic relations to mussel glochidia*. Bull. U.S. Bur. Fish. 34(1914):331-374.
- 1917a. *The economic relations anatomy and life history of the genus Lernaea*. Bur. Fish. Doc. 854:165-198.
- 1917b. *North American parasitic Copepoda belong ing to the Laernaeidae with a revision of the entire family*. Proc. U.S. Nat. Mus. 53(2194):1-150.

Woodhead, A.E. 1929. *Life history on the trematode family Bucephalidae*. Tr. Am. Micr. Soc. 48(3):256-275.

Worley, D.E. and R.V. Bangham. 1952. *Some parasites of fishes of the upper Gatineau River valley, Ohio* J. Sci. 52(4):210-212.

Yamaguti, S. 1953. *Systema Helminthum. Part I. Digenetic Trematodes of fishes*. Tokio. 405 pp.

———1958. *Systema Helminthum. Part II. The Digenetic Trematodes od vertebrates*. Interscience. New York, 1575. pp.

Yashoub. A., *On the biology of Learnaea in fish ponds Bamidgeh*. 11(4):80-89.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCION GENERAL DE BIBLIOTECAS



PARASITOS DE LA LOBINA MICROPTERUS SPP

Fernando Jiménez Guzmán. Lucio Galaviz Silva
y Feliciano Segovia Salinas.



Laboratorio de Parasitología "Dr. Eduardo Caballero y C."
Facultad de Ciencias Biológicas
Universidad Autónoma de Nuevo León

Apartado Postal No. 22
San Nicolás de los Garza, N.L. México.

La presente edición estuvo a cargo del Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero FONDEPESCA como parte de un amplio programa editorial, orientado a la promoción y desarrollo de la actividad acuacultural en nuestro país.

Para mayor información sobre otros títulos editados por este fideicomiso dirigirse a:

Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero FONDEPESCA, Gerencia de Apoyo a Comunidades Pesqueras.

Av. Prolongación Juárez núm. 27 Col. Locaxo, Cuajimalpa, D.F., C.P. 05360.
Tels. 8-12-34-19 y 8-12-35-20

U A N L

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCION GENERAL DE BIBLIOTECAS





U A N L

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECA