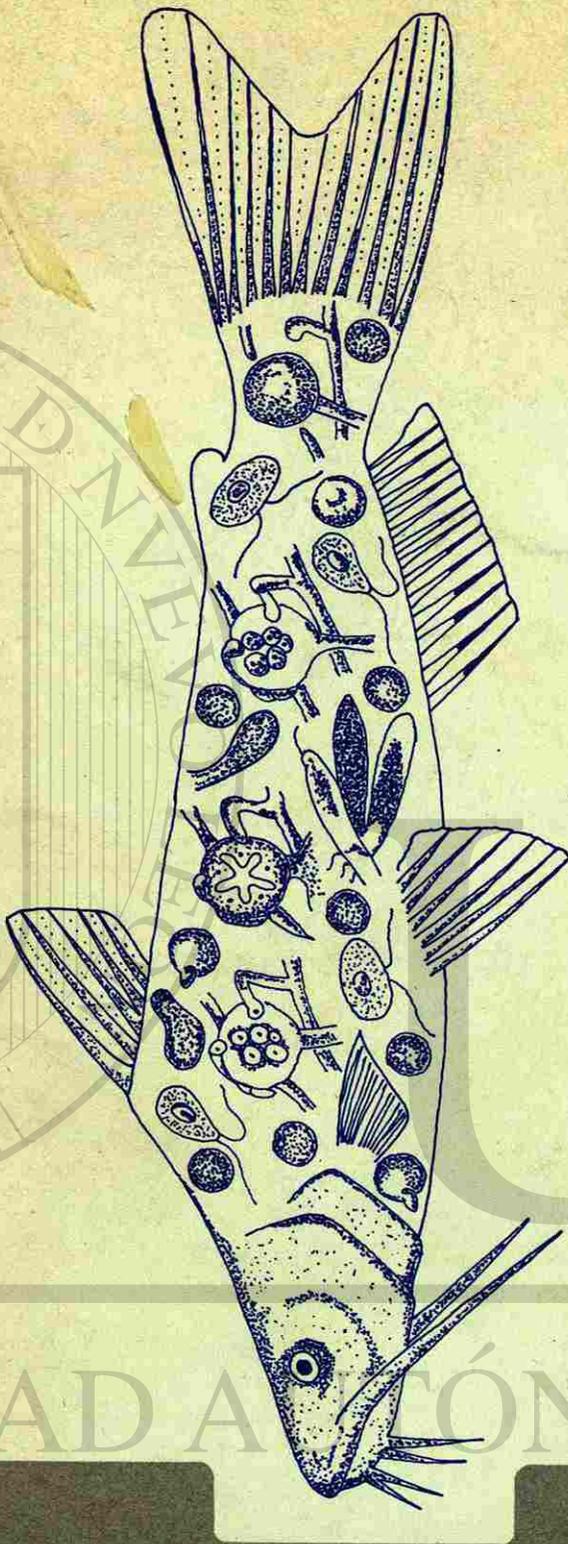


**PARASITOS
Y ENFERMEDADES
DEL BAGRE**
(*Ictalurus spp*)



PARASITOS Y ENFERMEDADES DEL BAGRE (*Ictalurus spp*)

SH17
.C32
P3
1988





UANI

DIRECTORIO

**PARASITOS
Y ENFERMEDADES
DEL BAGRE**

(Ictalurus spp)



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECA



ING. GREGORIO FARIAS LONGORIA
Rector de la Universidad Autónoma de
Nuevo León

M. en C. LUIS ESTEBAN CALZADILLA
Director de la Facultad de
Ciencias Biológicas de la U.A.N.L.

M. en C. FERNANDO JIMENEZ GUZMAN
Subdirector de las Bibliotecas

DR. GILBERTO A. COMPAÑAN JIMENEZ
Subdirector de Estudios de Postgrado

BIOL. MARIBEL TORRES MORALES
Secretaría de las Bibliotecas Biológicas



Director de Publicaciones

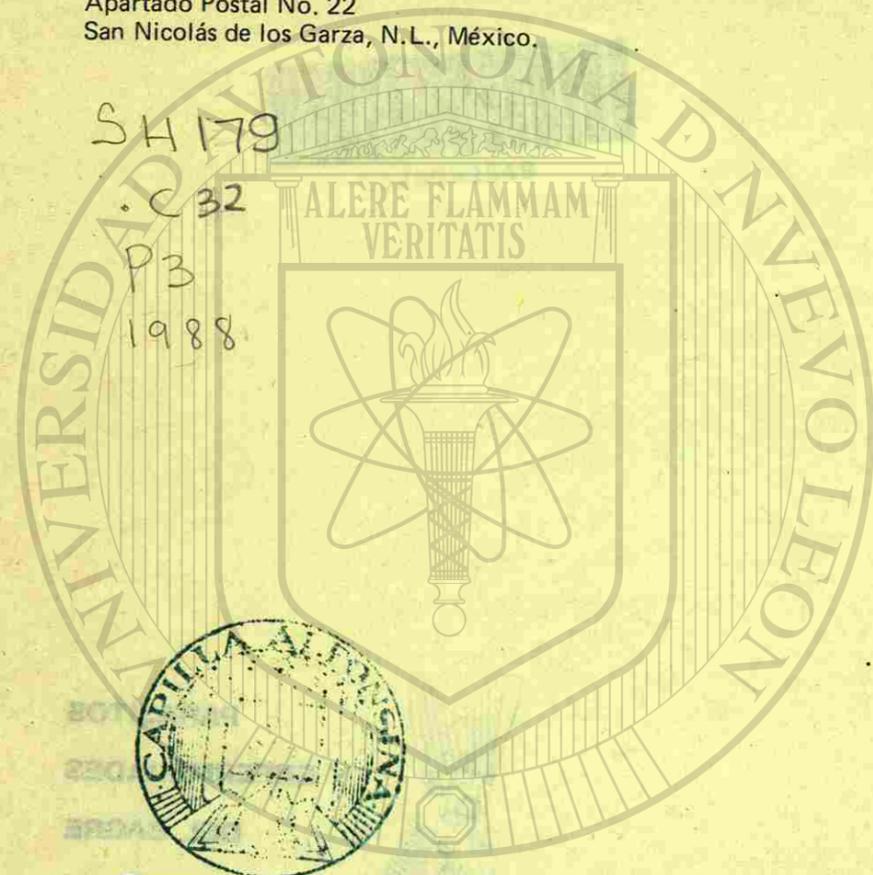
San Nicolás de los Garza, N.L., México.
Apartado Postal No. 22
Universidad Autónoma de Nuevo León
Facultad de Ciencias Biológicas
Dr. Eduardo Caballero y Caballero
Laboratorio de Parasitología
Servicios Reservados por los Autores

1988

2418
1988

Derechos Reservados por los Autores.
Laboratorio de Parasitología:
"Dr. Eduardo Caballero y Caballero"
Facultad de Ciencias Biológicas
Universidad Autónoma de Nuevo León

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



FONDO UNIVERSITARIO

152695

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

Primera edición: 1986
Registro en Trámite
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO
LEÓN
San Nicolás de los Garza, N. L., México. Julio
de 1986.
Segunda edición: 1988
SECRETARÍA DE PESCA
ISBN 968-817-124-7
México, D.F.

INDICE

U A N L

DIRECTORIO

ING. GREGORIO FARIAS LONGORIA
Rector de la Universidad Autónoma de
Nuevo León.

LIC. PEDRO OJEDA PAULLADA
Secretario de Pesca

M. en C. LUIS JESUS GALAN WONG
Director de la Facultad de
Ciencias Biológicas de la U.A.N.L.

LIC. FERNANDO CASTRO Y CASTRO
Subsecretario de Pesca

ING. JOSE LUIS CUBRIA PALMA
Oficial Mayor

M. en C. FERNANDO JIMENEZ GUZMAN
Subdirector de Investigaciones Biológicas

LIC. ROBERTO PERALTA SANCHEZ
Contralor Interno

DR. REYES S. TAMEZ GUERRA
Subdirector Académico

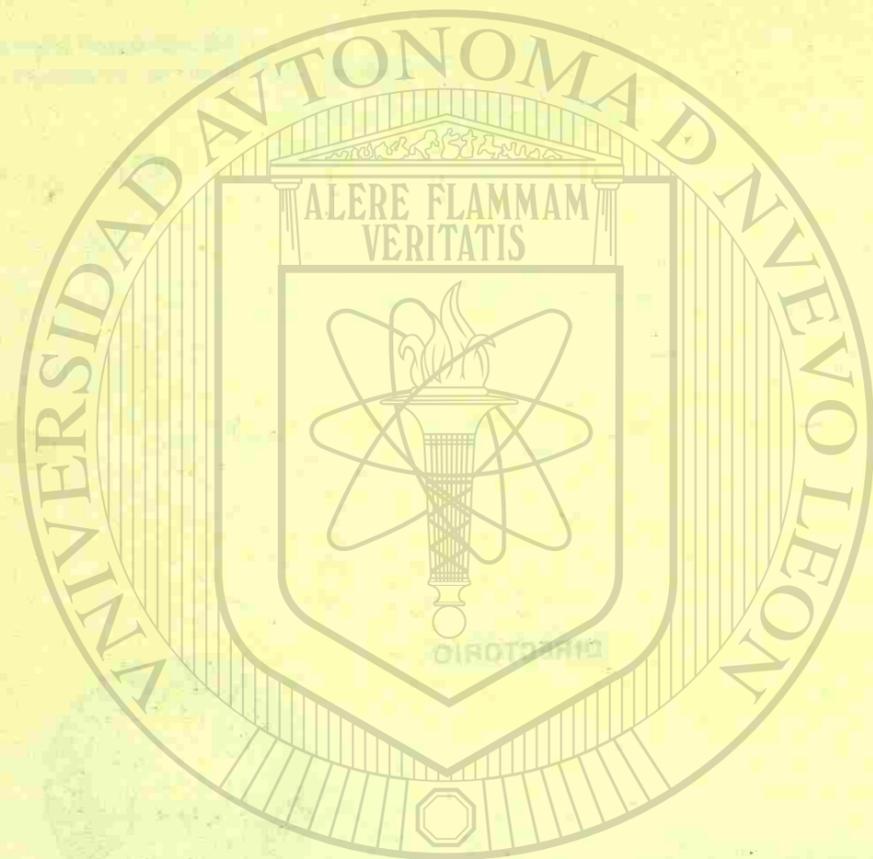
BIOL. JUAN RICARDO JUAREZ PALACIOS
Director General de Acuicultura

DR. GUILLERMO A. COMPEAN JIMENEZ
Subdirector de Estudios de Postgrado

ARQ. FERNANDO RIVERA ALVAREZ
Director General de Comunicación Social

BIOL. MANUEL TORRES MORALES
Secretario de Investigaciones Biológicas

C. JORGE A. SOSA ORDOÑO
Director de Publicaciones



COMPILACION
 FERNANDO JIMENEZ GUZMÁN
 LUCIO GALAVÍZ SILVA
 FELICIANO SEGOVIA SALINAS
 HILDA GARZA FERNÁNDEZ
 PEDRO WESCHE EBELING

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

SECCION II. PARASITOS
 CAPITULO 1. PROTOZOARIOS
 Generalidades
 Clasificación Taxonómica
 Protozoarios Parásitos del Bague
 Plasmodroma
 Ciliophora: Ciliata
 Ciliophora: Suctoría
 Tratamientos

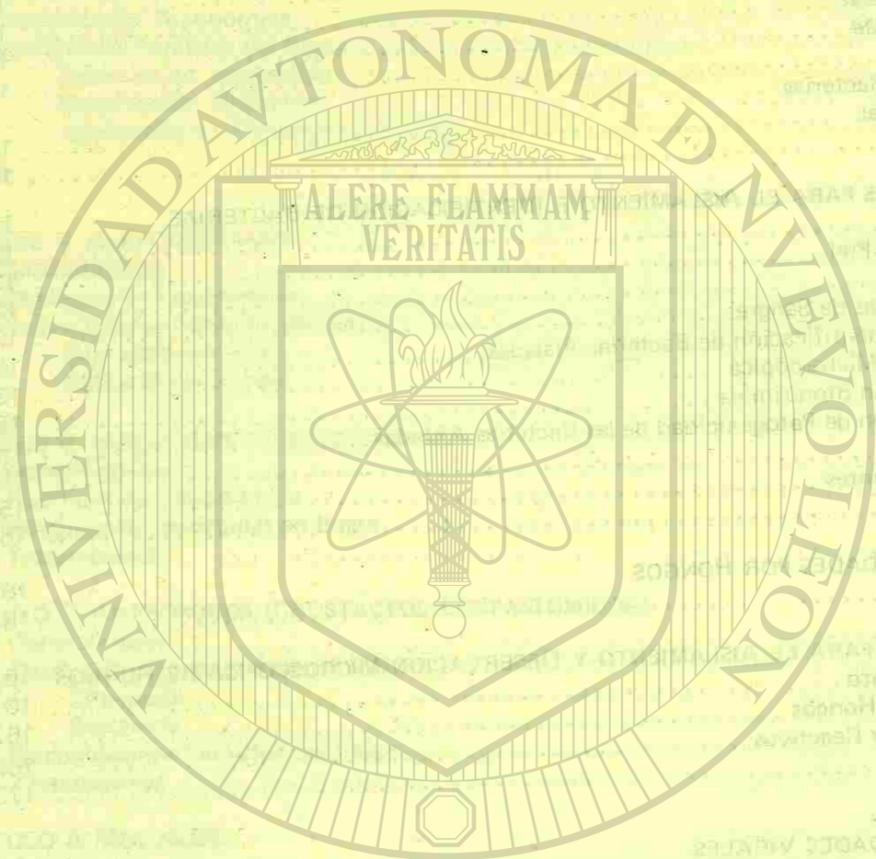
INDICE

Prólogo	9
Agradecimientos	10
Introducción	11
SECCION I. PARASITOS	
CAPÍTULO 1. PROTOZOARIOS	
Generalidades	13
Clasificación Taxonómica	14
Protozoarios Parásitos del Bague	15
Plasmodroma	15
<i>Ciliophora: Ciliata</i>	21
<i>Ciliophora: Suctoría</i>	26
Tratamientos	27
CAPÍTULO 2. TREMATÓDOS	
Generalidades	31
Clasificación Taxonómica	32
Tremátodos Parásitos del Bague	34
<i>Monogena: Monopisthocotylea</i>	34
<i>Digenea: Strigeatida</i>	37
<i>Digenea: Echinostomida</i>	40
<i>Digenea: Plagiorchida</i>	43
<i>Digenea: Opisthorchiida</i>	49
Tratamientos	52
CAPÍTULO 3. CÉSTODOS	
Generalidades	53
Clasificación Taxonómica	55
Céstodos Parásitos del Bague	55
<i>Eucestoda: Pseudophyllidea</i>	55
<i>Eucestoda: Proteocephalidea</i>	57

<i>Eucestoda: Cyclophyllidea</i>	57
Tratamientos	61
CAPÍTULO 4. NEMÁTODOS	63
Generalidades	63
Clasificación Taxonómica	63
Nemátodos Parásitos del Bagre	65
<i>Secernentea: Ascaridida</i>	65
<i>Secernentea: Spirurida</i>	68
<i>Adenophorea: Dioctophymatoidea</i>	71
CAPÍTULO 5. ACANTOCÉFALOS	75
Generalidades	75
Clasificación Taxonómica	75
Acantocéfalos Parásitos del Bagre	76
<i>Eoacanthocephala</i>	76
<i>Paleoacanthocephala</i>	76
CAPÍTULO 6. HIRUDINEOS (SANGUIJUELAS)	81
Generalidades	81
Clasificación Taxonómica	81
Sanguijuelas reportadas en Bagre	82
Tratamientos	84
CAPÍTULO 7. ARTRÓPODOS (CRUSTÁCEOS/PENTASTOMIDOS)	85
Generalidades	85
Copépodos Ectoparásitos del Bagre	86
Copepoda	86
Brachiura	86
Pentastómidos Parásitos del Bagre	88
Tratamientos	88
CAPÍTULO 8. MOLUSCOS	89
Glochidia	89
CAPÍTULO 9. ENVÍO DE PECES AL LABORATORIO Y TÉCNICAS PARASITOSCÓPICAS	91
Envío de Muestras de Peces al Laboratorio y Técnicas Parasitoscópicas	91
Flagelados	93
Sarcodinos	94
Microsporidios y Coccidios	94
Mixosporidios	95
Ciliados	95
Tremátodos Monogéneos	96
Tremátodos Digéneos, Céstodos y Acantocéfalos	96
Nemátodos	97
Sanguijuelas	98
Crustáceos	98
Reactivos	98
CAPÍTULO 10. LISTA DE PARÁSITOS REPORTADOS EN EL BAGRE	103
Referencias (Sección I)	103

SECCION II. ENFERMEDADES INFECCIOSAS Y NUTRICIONALES

CAPÍTULO 11. ENFERMEDADES BACTERIANAS	117
<i>Vibrionaceae</i>	118
<i>Pseudomonadeaceae</i>	119
<i>Enterobacteriaceae</i>	120
<i>Cytophagaceae</i>	120
Clasificación de Bacterias	122
Patógenas de Peces	122
Referencias	123
CAPÍTULO 12. MÉTODOS PARA EL AISLAMIENTO E IDENTIFICACIÓN DE BACTERIAS	127
Sacrificio del Pez	127
Exploración de la Piel	128
Autopsia	131
Colecta de Muestras de Sangre	133
Técnicas para la Identificación de Bacterias Aisladas	137
A) Observación Microscópica	137
B) Diferenciación Bioquímica	150
C) Determinación de Patogenicidad de las Bacterias Aisladas	151
Medios de Cultivo	156
Reactivos y Colorantes	159
Referencias	162
CAPÍTULO 13. ENFERMEDADES POR HONGOS	163
Referencias	163
CAPÍTULO 14. MÉTODOS PARA EL AISLAMIENTO Y OBSERVACIÓN MICROSCÓPICA DE HONGOS	167
Cultivo y Aislamiento	167
Observación de los Hongos	167
Medios de Cultivo y Reactivos	168
Referencias	173
CAPÍTULO 15. ENFERMEDADES VIRALES	175
Referencias	175
CAPÍTULO 16. ENFERMEDADES NUTRICIONALES	179
Requerimientos y Enfermedades Nutricionales	179
Referencias	190
SECCION III. PROPAGACION DE ENFERMEDADES	
CAPÍTULO 17. IMPORTANCIA DEL MEDIO AMBIENTE EN LA PROPAGACIÓN DE ENFERMEDADES	191
Temperatura	192
pH	192
Dureza	193
Alcalinidad	193
Turbidez	193
Referencias	196
CAPÍTULO 18. MÉTODOS PARA DETERMINAR CARACTERÍSTICAS FÍSICAS Y QUÍMICAS MÁS IMPORTANTES DEL AGUA	197
Reactivos y Medios de Cultivo	205
Referencias	216



DIRECCIÓN GENERAL D

PROLOGO

Este trabajo es la segunda aportación técnica de un programa institucional sobre *Fomento de las Investigaciones Biológicas sobre uso de Recursos Naturales Renovables para Atender Prioridades Regionales de Producción*, fue iniciada por la Facultad de Ciencias Biológicas de la U.A.N.L. como una participación modesta en la ejecución del Programa Nacional de Desarrollo Tecnológico y Científico (PRONDETYC), propuesto por el Ejecutivo Federal para el período 1984-1988.

Particularmente el presente documento técnico es el resultado de un Convenio de Colaboración sobre el desarrollo de un programa permanente de capacitación, investigación científica y asesoría técnica en materia pesquera, celebrado por la Secretaría de Pesca y la Universidad Autónoma de Nuevo León. Es reflejo de la inquietud de fomentar la capacidad y destreza en las actividades de investigación en el campo de la Patología de Peces, vinculando su aplicación y validación en sistemas de producción pesquera de interés social y privado.

El uso de este documento puede ser familiar en los campos de Patología y práctico en la detección específica de enfermedades del Bagre (*Ictalurus spp.*), incluye parasitosis de diversas taxas, enfermedades causadas por microorganismos, problemas nutricionales e influencia de la calidad del agua y ambiente en la propagación de enfermedades, información sin duda de valor incalculable por su uso práctico en los sistemas de producción de esta especie en la región.

La investigación fue apoyada en su ejecución por la Secretaría de Educación Pública a través del programa de Fomento a la Investigación Científica y Humanística y al Desarrollo Tecnológico, consolidando grupos de investigación interdisciplinarios. El Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología apoyó con asistencia el programa de becas de postgrado y ha demostrado sumo interés en este y otros proyectos que han arrojado avances significativos en la disciplina de la Patología de Peces.

Biól. Manuel Torres Morales
Secretario de la Subdirección de Investigaciones
Facultad de Ciencias Biológicas, U.A.N.L.



AGRADECIMIENTOS

Los autores hacemos patente nuestro agradecimiento por su colaboración y asistencia a las siguientes personas:

Al Dr. Gleen L. Hoffman, precursor de la Parasitología de Peces en Norteamérica, por brindarnos su amistad y cooperación técnica.

La Q.B.P. Gloria Mena Romero colaboró con gran parte de los dibujos de la sección de nemátodos y céstodos.

La Lic. Raquel Serrato González y la Q.B.P. Gloria Carranza Imperial por la revisión textual.

La Q.B.P. Ma. de la Paz Tijerina Garza por compilar parte del capítulo sobre enfermedades virales.

Los señores Juan Abel Bárcenas García y Emilio Fuentes Ríos que elaboraron diseños gráficos en la sección de enfermedades por microorganismos.

La vigilancia en el trabajo de impresión fue realizada por el Biól. José Ma. Torres Ayala.

Al Q.B.P. Sergio Treviño Bonilla por su colaboración en la etapa más difícil de este manuscrito.

A los estudiantes y colegas del Laboratorio de Parasitología por su auxilio y apoyo constante para la realización de este documento técnico.

*Fernando Jiménez Guzmán, Lucio Galavíz Silva,
Feliciano Segovia Salinas, Hilda Garza Fernández,
Pedro Welche Ebeling*

INTRODUCCION

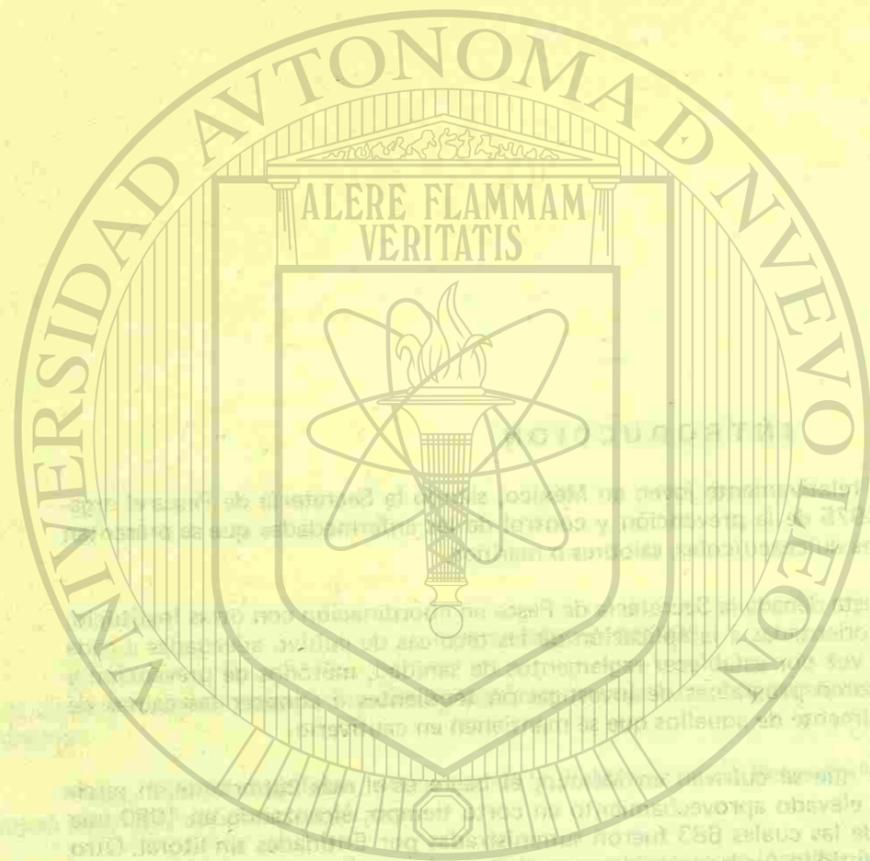
La acuicultura es una actividad relativamente joven en México, siendo la Secretaría de Pesca el organismo oficial encargado desde 1975 de la prevención y control de las enfermedades que se presentan en piscifactorías y vasos acuíferos dulceacuícolas, salobres o marinos.

Durante el transcurso de esta década la Secretaría de Pesca en coordinación con otras Instituciones ha creado líneas de trabajo orientadas a la aplicación de las técnicas de cultivo adecuadas a cada especie y se ha preocupado a la vez por establecer reglamentos de sanidad, métodos de prevención y control de enfermedades, así como programas de investigación tendientes a conocer las causas de mortalidad en los peces, principalmente de aquellos que se mantienen en cautiverio.

De las especies de interés que se cultivan en México, el bagre es el más importante en piscifactorías por su fácil manejo y elevado aprovechamiento en corto tiempo, alcanzando en 1980 una producción de 1,181 toneladas de las cuales 683 fueron suministradas por Entidades sin litoral. Otro detalle interesante es que esta cantidad fue consumida en nuestro país, según el Anuario Estadístico de Pesca (Depto. de Pesca, 1980).

El Southeastern Cooperative Fish Disease Laboratory (Alburn University) estima que el 10 por ciento del bagre cultivado se pierde debido a enfermedades infecciosas que pueden ser prevenidas, de aquí nuestro interés por dar a conocer las enfermedades del bagre a todo tipo de personal que se ocupa del cultivo de estos, pues del conocimiento de métodos de prevención, diagnóstico y tratamiento de las enfermedades depende la optimización de los recursos aplicados a la introducción de estos peces a las piscifactorías gubernamentales o privadas. Dada la importancia que tiene el bagre en la producción comercial a gran escala en nuestro país, hemos preparado el presente manual esperando que sea una herramienta útil para los piscicultores, describiendo los principales agentes etiológicos de enfermedades parasitarias (protozoarios, helmintos, etc.), bacterianas, micóticas, virales, así como las de tipo nutricional.

Sin duda muchas entidades patológicas son de difícil erradicación, sobre todo las de tipo viral debido a su diversidad de síntomas, frente a los cuales la quimioterapia pierde eficacia, por ello deseamos enfatizar que la prevención es el método de control más económico y seguro, tanto para las especies de cultivo como para el resto del sistema ecológico controlado, que es donde las enfermedades son más importantes por su magnitud en comparación con las enfermedades de peces que viven en un medio ambiente natural.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE
DIRECCIÓN GENERAL

Orden Protomozoarios: Uno o los tipos. La mayoría de los tipos.
Ejemplos: *Costia*, *Trichodina*, *Chilodonella*, *Scyphidia*, *Glossatella*, *Epystillis*, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Myxosoma*, *Myxobolus*.

CAPITULO 1
PROTOZOARIOS
GENERALIDADES

Los protozoarios comprenden organismos unicelulares microscópicos capaces de efectuar las mismas funciones vitales que desempeña un metazoario.

Como parásitos del tegumento de peces, pueden ocasionar cambios patológicos, manifestándose a veces como una coloración anormal, acompañado de hemorragias dispersas, inflamación y excesiva producción de una capa de mucus blanco grisáceo, de esta forma tenemos que las infecciones por *Costia* en agallas provocan hiperplasia aguda en el epitelio branquial, fusión de las lamelas branquiales y proliferación de células mucuosas. La infección en piel produce una excesiva producción de mucus, degeneración y necrosis de células epiteliales e hiperemia en la dermis. Las infecciones por *Trichodina* y *Chilodonella* son esencialmente similares a las de *Costia* causando irritación de la piel y epitelio branquial, que resulta en hiperplasia y degeneración tardía, por otra parte, los cambios inducidos por *Scyphidia*, *Glossatella* y algunos suctorios es variable; regularmente causan hiperplasia de las branquias y en infecciones por *Epystillis* la irritación es seguida por lesiones hemorrágicas con erosión en la piel y superficie de las aletas. El daño ocasionado puede complicarse con infecciones por bacterias (myxobacterias) y hongos, resultando en úlceras cutáneas y septicemia bacteriana.

Ichthyophthirius multifiliis es otro protozoario que se manifiesta patológicamente con la aparición de pústulas blancas o grisáceas con un diámetro de 0.5–1 mm; cada mancha es una pequeña vesícula que contiene uno o más parásitos, ésta vesícula es producida como una defensa del pez contra la infección, pues el "Ich" se localiza entre la epidermis y la dermis alimentándose de eritrocitos.

Otros protozoarios son parásitos internos y pueden provocar infecciones sanguíneas como es el caso de las hemogregarinas que están asociadas con la proliferación de linfomatosis. Los myxosporidios y microsporidios son endoparásitos altamente específicos de tejidos (*Myxosoma*, *Myxobolus*) estos pueden observarse en forma de quistes blanquecinos en la piel, dermis, subdermis, músculo, agallas, periestio, cartílago y vísceras. La ruptura de los quistes libera un líquido de aspecto lechoso.

El cuadro patológico presenta variaciones y son más graves en los alevines que es donde se observa la mayoría de las pérdidas de producción y su frecuencia asciende cuando la mala calidad del agua y la desnutrición hacen al pez más susceptible a adquirir este tipo de enfermedades.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Protozoa

Subfilum Plasmodroma: Poseen pseudopodos o flagelos.

Clase Mastigophora: Protozoarios que poseen de uno a varios flagelos para su locomoción. Se subdivide en la subclase Fitomastigia y Zoomastigia.

Subclase Fitomastigia: Con cromatóforos y generalmente holofíticos. Coloración característica, Dinoflagelados.

Ejem. *Oodinium* y *Glenodinium*.

Subclase Zoomastigia: Carecen de cromatóforos de nutrición holozóica o saprózica.

Orden Protomonadida: Uno o dos flagelos. La mayoría parásitos.

Ejem. *Colponema*.

Orden Polymastigida: Poseen generalmente de tres a ocho flagelos.

Ejem. *Costia*.

Clase Sarcodina: Con una membrana exterior delgada, forma pseudópodos para su locomoción y captura de alimento. Presentan fase quística.

Orden Amoebida: Uno o más núcleos. Forma lobópodos.

Ejem. *Acanthamoeba*.

Clase Sporozoa: Carecen de organelos de locomoción y producen esporas al final de su ciclo sexual. La espora carece de filamentos polares y contiene uno o muchos esporozoitos. Todos son parásitos.

Orden Coccidia: Intracelulares y diferenciadas sexualmente, parásitos del epitelio del tubo digestivo y glándulas asociadas.

Ejem. *Eimeria* y *Haemogregarina*.

Clase Cnidosporidia: Poseen esporas con uno o más filamentos polares y de uno a muchos esporoplasmas. Son parásitos de vertebrados de sangre fría e invertebrados.

Orden Myxosporida: Esporas generalmente bivalvas, con una a cuatro cápsulas polares, las esporas derivan de varias células.

Ejemplo: *Myxobolus*, *Henneguya* y *Myxidum*.

Orden Microsporida: Esporas compuestas de una sola pieza con un filamento polar, derivan de una sola célula.

Ejemplo: *Thelohania* o *Plistophora*.

Subfilum Ciliophora: Poseen cilios, cirros u otras estructuras ciliares compuestas para su locomoción. Cada organismo posee macro y micronúcleo.

Clase Ciliata: Posee cilios, citofaringe con estructuras fibriales y un citopogio. Posee dos subclases donde se encuentran géneros ictioparásitos.

Subclase Holotricha: Poseen protozoarios con ciliatura somática simple y uniforme en la superficie del cuerpo.

Orden Gymnostomatida: El citostoma se abre directamente al exterior.

Ejem. *Amphileptus* y *Chilodonella*.

Orden Hymenostomatida: Cavidad bucal con una membrana ondulante a la derecha y tres membranelas a la izquierda. Ciliatura uniforme.

Ejem. *Ichthyophthirius* y *Tetrahymena*.

Subclase Peritricha: Extremo anterior amplio, en forma de disco, con ciliatura adoral prominente.

Orden Peritrichida: Con las características de la subclase.

Suborden Sessilina: Se encuentran individuos que se adhieren al sustrato por tallos.

Ejem. *Scyohida* y *Epistylis*.

Suborden Mobilina: Hay formas sin tallo, cuerpo más corto en el eje con un organelo de fijación en el extremo adoral.

Ejem. *Trichodina*.

Clase Suctoria: Los individuos maduros no poseen cilios, sólo las formas juveniles. Presentan en cambio tentáculos con los cuales capturan y succionan el alimento.

Orden Suctorida: Con las características de la clase. Son holozóicos y se reproducen asexualmente por gemación.

Ejem. *Trichophrya*.

PROTOZOARIOS PARASITOS DEL BAGRE

PLASMODROMA

Glenodinium
Fig. 1.

Organismos dinoflagelados generalmente de forma esférica, ánulo circular y cromatóforos presentes. Algunas veces desarrolla grandes poblaciones creando problemas en estanques. Habita branquias. El diagnóstico se realiza por observación de los flagelados en frotis húmedos tomados de branquias.

Oodinium
Fig. 2.

Los organismos normalmente son elipsoidales o piriformes con tallo corto, núcleo grande. Presenta dos flagelos. Causa la enfermedad de "terciopelo" del bagre. Habita piel y branquias. El diagnóstico de este parásito es similar al de *Glenodinium*.

Colponema
Fig. 3

Protozoarios de cuerpo pequeño, rígido, poseen un surco ventral conspicuo, anchos en el extremo anterior donde se origina un flagelo y el otro surge de la parte media del cuerpo. Parasita branquias. El diagnóstico se basa en examinar los peces en fresco y detectar los flagelos en piel o branquias.

Ichthyobodo
(Sin. *Costia*)
Fig. 4

Cuerpo ovoide en vista frontal y piriforme vistos de perfil. En el lado derecho poseen una ligera depresión donde se encuentra el citostoma y salen dos flagelos largos y dos cortos. Con vacuola contráctil posterior. Poseen fases de enquistamiento. Habitan en epidermis. Ejem. *I. necatrix*. La reproducción asexual es por fisión binaria longitudinal y la sexual por conjugación. Todas las especies de peces son susceptibles a la ichthyobodosis.

La ichthyobodosis se trasmite directamente de un pez a otro. Primeramente el protozoario se fija a la piel o las agallas del hospedero por medio de los flagelos. Las condiciones adversas del medio ambiente provocan que los trofozoitos se enquisten en el pez o en el agua. Los signos clínicos incluyen aparición de una película blanco grisácea azulosa debido a la excesiva producción de moco en todas las partes del cuerpo. El pez se rehusa a comer por la irritación de la piel y branquias y esto ocasiona letargo. El diagnóstico de *Ichthyobodo* depende de los signos clínicos y la observación del parásito en preparaciones húmedas del mucus, piel y branquias. La observación de 50 o más organismos por campo indica un caso severo de enfermedad y su prevención puede lograrse: a) incrementando el flujo del agua a los estanques; b) reduciendo el plancton del volumen del agua captada; c) tratando la enfermedad con quimioterapia sobre todo en la piel y agallas; d) suministrar una adecuada alimentación; e) alterar el pH arriba de lo neutro si es ácido y si es posible f) elevar la temperatura encima de los 30°C.

Acanthamoeba
Fig. 5

Amibas pequeñas similares a las del género *Hartmannella*; presentan quistes con dos membranas, de las cuales la exterior es plegada y con mamelones.

Eimeria
Fig. 6

Se desarrollan en células epiteliales del intestino. El cigoto u oocisto de estos organismos produce cuatro esporocistos con dos esporozoitos cada uno. Es un parásito intestinal y extraintestinal. El oocisto al ser ingerido por el pez libera al esporozoito el cual es la forma infectiva de la coccidiosis. La esquizogonia se inicia en la célula hospedera con la producción de un esquizonte, que al madurar desarrolla merozoitos que infectan a otras células aumentando el daño en los tejidos gradualmente. Los merozoitos pueden desarrollarse a macro y microgametocitos que al fusionarse dan lugar al oocisto que es eliminado con el excremento, siendo esta la forma infectiva para otros hospederos. El diagnóstico de la enfermedad se basa en la detección de signos clínicos y la observación de esquizoontes en cortes histológicos de los órganos infectados.

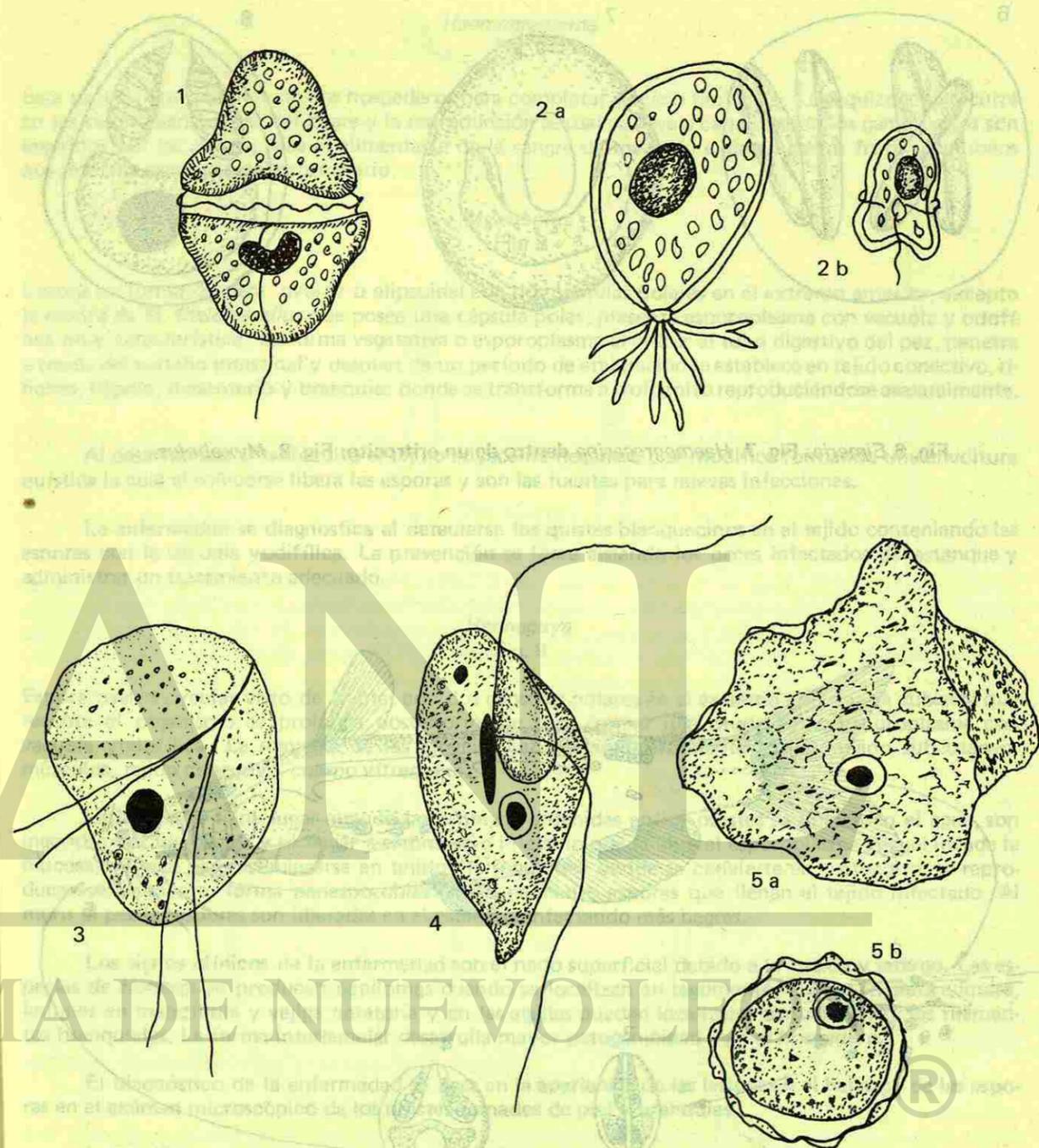


Fig. 1. *Glenodinium*; Fig. 2. *Oodinium*; 2a. Organismo desprendido de filamentos branquiales; 2b. Flagelado libre; Fig. 3. *Colponema*; Fig. 4. *Ichthyobodo* (*Costia*); Fig. 5. *Acanthamoeba*; 5a. Trofozoito; 5b. Quiste con la cubierta gruesa y mamelonada.

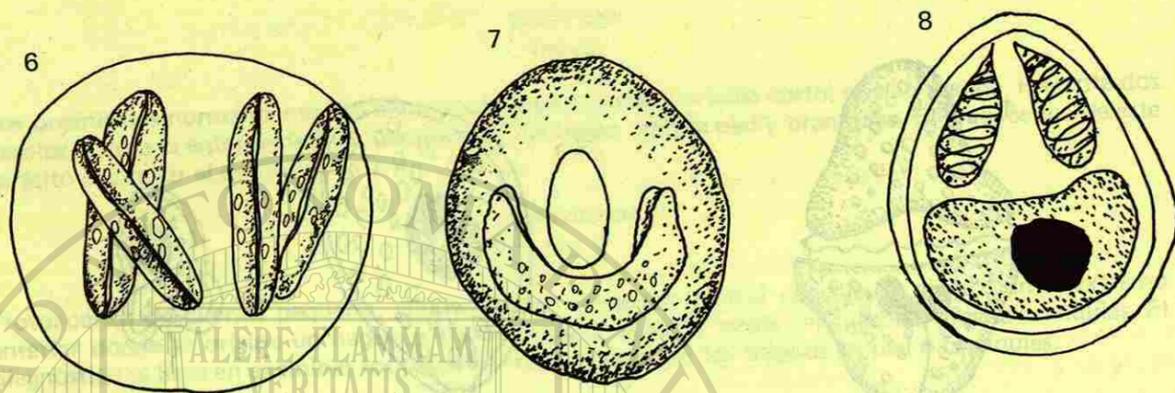


Fig. 6. *Eimeria*; Fig. 7. *Haemogregarina* dentro de un eritrocito; Fig. 8. *Myxobolus*.

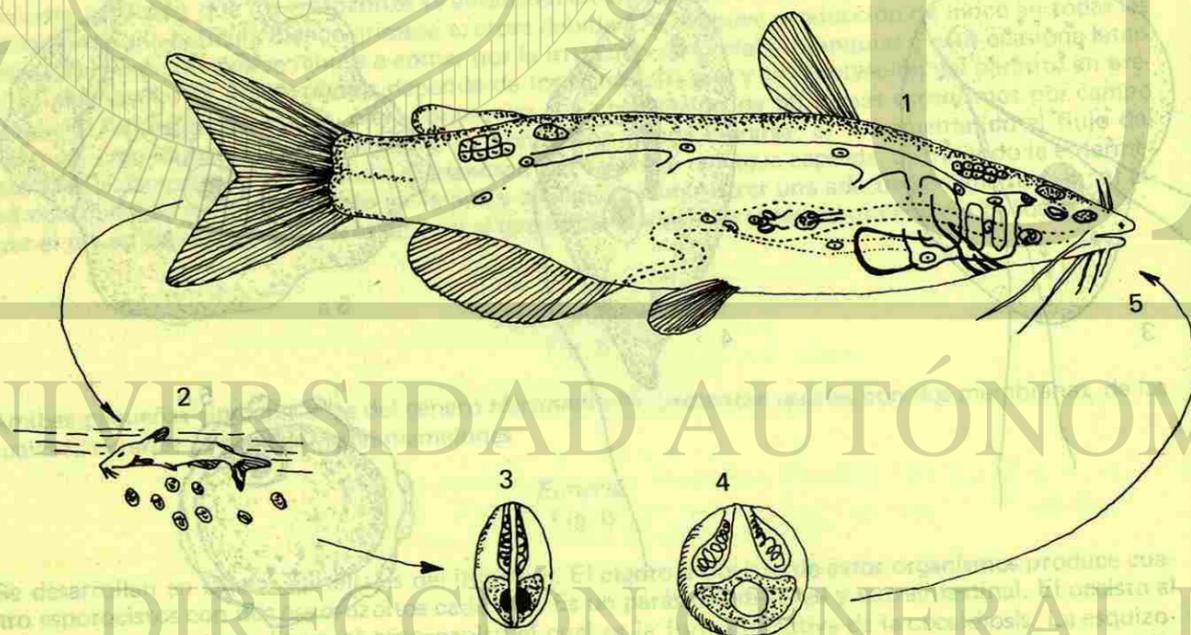


Fig. 8a. Ciclo biológico de *Myxobolus*; a) Bagre con una gran cantidad de esporas; 2) Esporas liberadas de un pez muerto; 3) Vista lateral; 4) Vista frontal; 5) Ingestión de los organismos patógenos.

Haemogregarina
Fig. 7

Este protozoo requiere de dos hospederos para completar su ciclo biológico. La esquizogonia ocurre en las células sanguíneas del bagre y la reproducción sexual se lleva a cabo cuando los gametocitos son ingeridos por las sanguijuelas al alimentarse de la sangre del pez. Un examen de los frotis sanguíneos nos revela la presencia del protozoo.

Myxobolus
Fig. 8

Espora en forma de pera, ovoide o elipsoidal con dos cápsulas polares en el extremo anterior, excepto la espora de *M. thelohanellus* que posee una cápsula polar; presenta esporoplasma con vacuola y yodofílica muy característica. La forma vegetativa o esporoplasma al entrar al tubo digestivo del pez, penetra a través del epitelio intestinal y después de un período de emigración se establece en tejido conectivo, riñones, hígado, mesenterio y branquias donde se transforma a trofozoito reproduciéndose asexualmente.

Al desarrollarse el trofozoito el tejido adyacente degenera o se modifica formando una envoltura quística la cual al romperse libera las esporas y son las fuentes para nuevas infecciones.

La enfermedad se diagnostica al detectarse los quistes blanquecinos en el tejido conteniendo las esporas con la vacuola yodofílica. La prevención se logra aislando los peces infectados del estanque y administrar un tratamiento adecuado.

Henneguya
Fig. 9

Espora oval o circular visto de frente, con dos cápsulas polares en el extremo anterior, la cubierta que recubre al organismo se prolonga posteriormente para formar una cauda larga. Esporoplasma con vacuola yodofílica. La mayoría de las especies habitan específicamente agallas, tejido subcutáneo, músculos, tejido conectivo, cuerpo vítreo, etc.

La infección tiene lugar cuando las esporas contenidas en los quistes se liberan en el agua, son ingeridas por los bagres y al llegar a estómago o intestino queda libre el esporoplasma el cual invade la mucosa entérica para establecerse en tejido vía sanguínea donde se convierte en trofozoito, se reproduce asexualmente, forma panesporoblastos y finalmente esporas que llenan el tejido infectado. Al morir el pez las esporas son liberadas en el estanque infectando más bagres.

Los signos clínicos de la enfermedad son el nado superficial debido a la anoxia y letargo. Las especies de *Henneguya* producen papilomas cuando se localizan en tegumento; quistes en aleta adiposa; lesiones en mandíbula y vejiga natatoria y en las agallas pueden localizarse dentro o entre los filamentos branquiales. La forma interlamelar desarrolla mayor patogenicidad para el hospedero.

El diagnóstico de la enfermedad se basa en la apariencia de las lesiones y el hallazgo de las esporas en el examen microscópico de los quistes tomados de piel y branquias.

Las medidas preventivas son eliminar los peces infectados con *Henneguya* de los estanques.

Myxidium
Fig. 10

La espora es más o menos fusiforme con los extremos puntiagudos o redondeados, dos cápsulas polares, sin vacuola yodofílica. Forman numerosas esporas en el plasmodio. Los estadios vegetativos poseen forma de bulto aplanado, localizándose principalmente en la vesícula biliar.

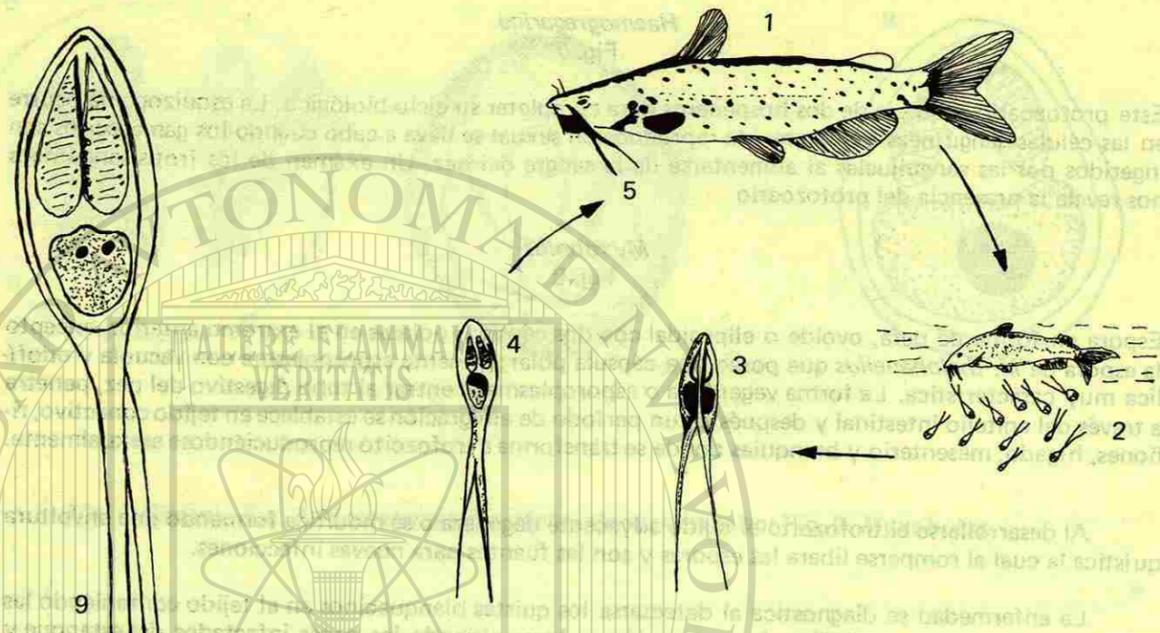


Fig. 9a. Ciclo biológico de *Henneguya*: 1) Bagre con quistes en agallas y piel; 2) Esporas liberadas de un pez muerto; 3) Vista lateral y 4) Vista frontal; 5) Ingestión de formas infectivas.

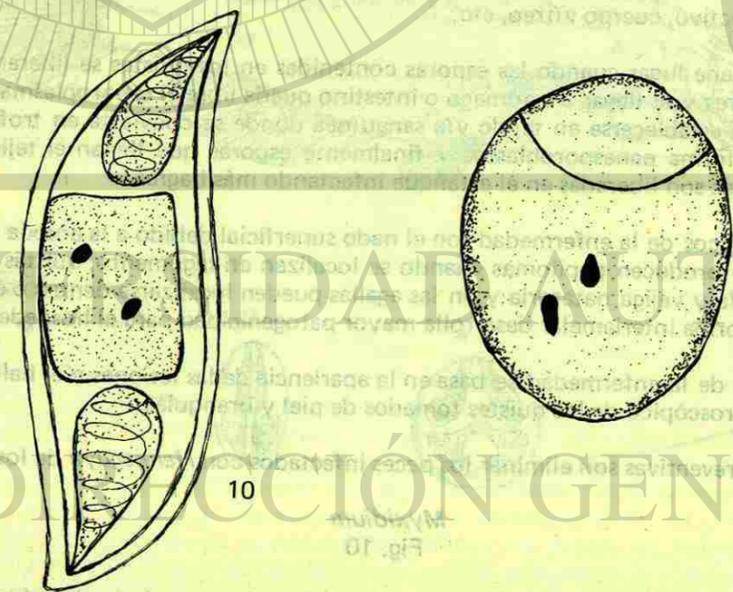


Fig. 9. *Henneguya*; Fig. 10. *Myxidium*; Fig. 11. *Thelohania* (*Plistophora*).

Thelohania
(Sin. *Plistophora*)
Fig. 11

Esporas piriformes, ovales o en forma de botella, los nódulos o quistes que forman en el tejido son de tamaño variable de color blanquecino (de 1 mm a 0.8 cm). Puede localizarse en músculos abdominales, tejido conectivo subcutáneo, hígado, bazo y aparato reproductor. Las células donde se forman los quistes sufren hipertrofia, su núcleo aumenta de tamaño llenos de un gran número de panesporoblastos que contienen numerosas esporas.

CILIOPHORA: CILIATA

Amphileptus
Fig. 12

Organismos en forma de suela de zapato, semicomprimidos. Ciliatura uniforme, citostoma en forma de hendidura sin tricocistos. Poseen muchas vacuolas contráctiles y dos o más macronúcleos.

Chilodonella
Fig. 13

Cuerpo foliado, ovoide y aplanado dorsoventralmente (33-70 μm x 21-44 μm). El lado dorsal es convexo y el lado ventral plano o cóncavo; ciliatura incompleta. Citostoma redondo situado en la región anterior del lado ventral. Macronúcleo esférico, cerca del extremo posterior (5-11 μm x 4-9 μm). Micronúcleo adyacente al macronúcleo. Habita en piel y agallas. Se multiplica por fisión binaria transversal y algunas especies forman quistes si las condiciones ambientales son adversas.

Se divide más rápidamente durante la segunda mitad del invierno, entre los 5-10°C y muere por encima de los 20°C o más. La luz inhibe su multiplicación. En la chilodonelliasis el cuerpo y las branquias del pez se cubren con una película mucosa gris azulosa, más distinguible del lado dorsal de la cabeza, lo que facilita su diagnóstico; el examen microscópico de este mucus muestra numerosos parásitos sobre el tejido. Más de 50 por campo señalan un caso severo. La especie más frecuente en bagre es *C. hexasticha*.

Ichthyophthirius
Fig. 14

Presenta un cuerpo redondo u oval (50 μm a 1 mm); ciliatura uniforme y longitudinal. Citostoma pequeño y redondo (8 a 10 μm). Macronúcleo en forma de herradura, situado a la mitad del cuerpo, micronúcleo pequeño adherido a la superficie convexa del macronúcleo. Posee vacuolas contráctiles pequeñas distribuidas cerca de la superficie del cuerpo.

Habitan por debajo del epitelio tegumentario del pez y agallas pero no se reproduce mientras esté adherido a la piel del hospedero; la reproducción asexual se intensifica en verano cuando el trofozoito cae del hospedero envuelto en un quiste gelatinoso que por división múltiple produce de 100 a 1000 ciliados pequeños, redondos con macronúcleo oval. Este quiste se rompe y libera a los terontes los cuales se adhieren a la piel de otro hospedero abriéndose camino con los cilios anteriores, liberando hialuronidasas; se inmovilizan y crecen dando lugar a la formación de pústulas blancas características de la ichtiophthiriasis. La temperatura óptima para su desarrollo oscila entre los 25-26°C. Produce infecciones en la piel como hiperplasia y respuestas inflamatorias como edema e infiltración celular de la dermis. En casos severos destruye la epidermis y la dermis queda expuesta. La infección branquial causa proliferación de epitelio intralamelar.

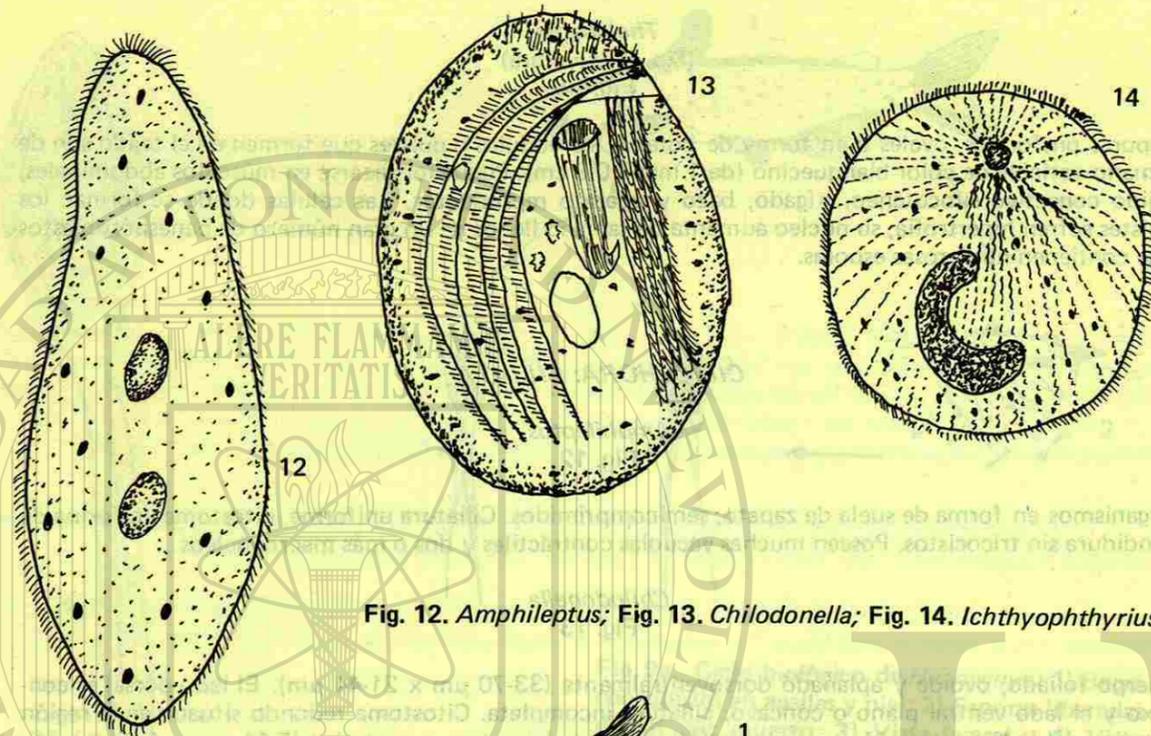


Fig. 12. *Amphileptus*; Fig. 13. *Chilodonella*; Fig. 14. *Ichthyophthyrus*.

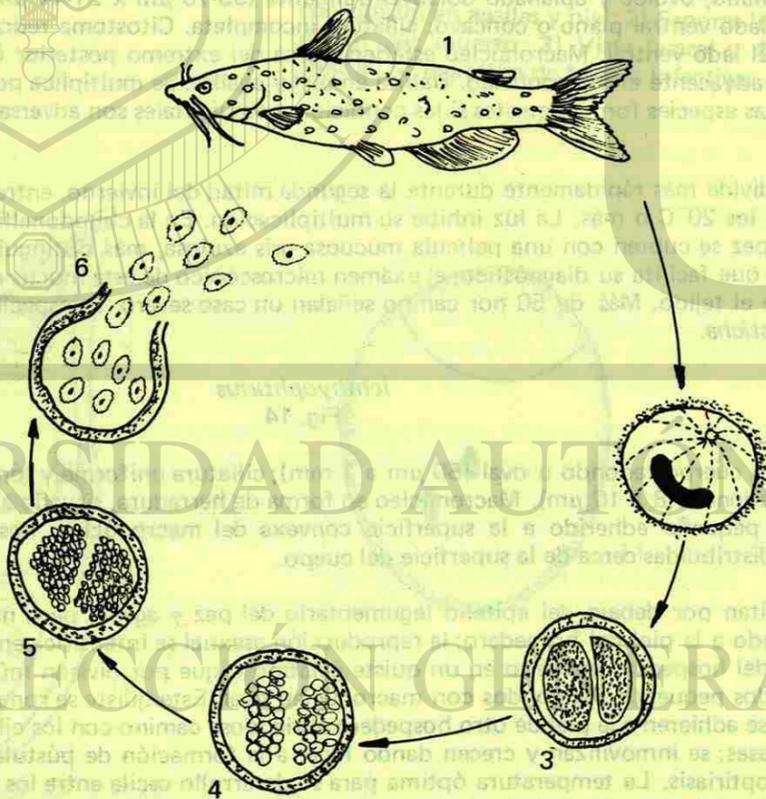


Fig. 14a. Ciclo biológico de *Ichthyophthyrus*: 1) Quistes blancos en la piel del pez; 2) Trofozoito libre; 3)-5) División del parásito; 6) Tomites infectivos.

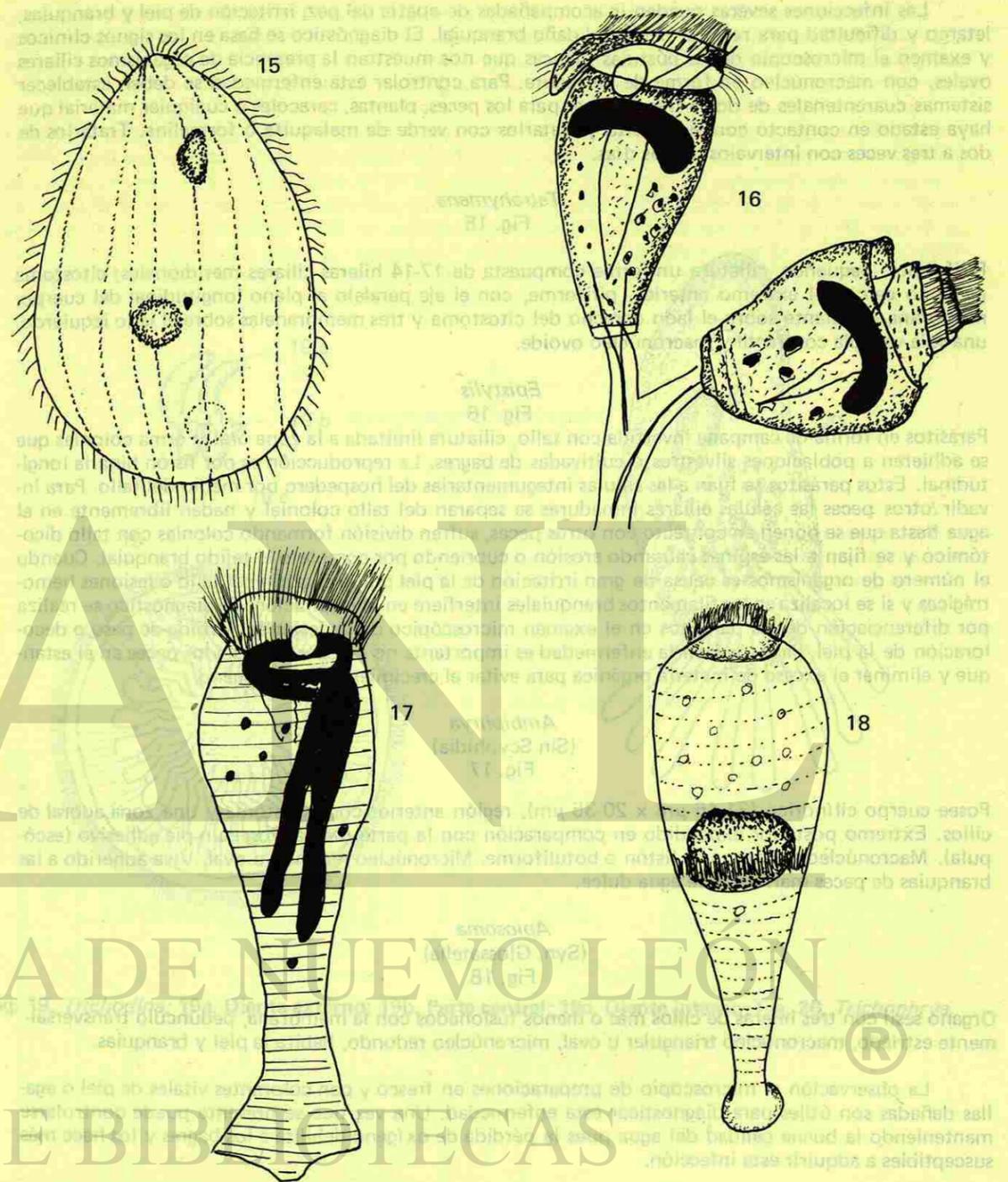


Fig. 15. *Tetrahymena*; Fig. 16. *Epistylis*; Fig. 17. *Ambiphrya* (Scyphidia); Fig. 18. *Apiosoma* (Glossatella).

Las infecciones severas pueden ir acompañadas de apatía del pez, irritación de piel y branquias, letargo y dificultad para respirar debido al daño branquial. El diagnóstico se basa en los signos clínicos y examen al microscopio de las pústulas blancas que nos muestran la presencia de organismos ciliares ovoides, con macronúcleo en forma de herradura. Para controlar esta enfermedad se deben establecer sistemas cuarentenales de dos a tres semanas para los peces, plantas, caracoles o cualquier material que haya estado en contacto con el parásito y tratarlos con verde de malaquita o formalina. Tratarlos de dos a tres veces con intervalos de dos días.

Tetrahymena
Fig. 15

Piriformes, pequeños, ciliatura uniforme compuesta de 17-14 hileras ciliares meridionales; citostoma pequeño cerca del extremo anterior, piriforme, con el eje paralelo al plano longitudinal del cuerpo; membrana ondulante sobre el lado derecho del citostoma y tres membranelas sobre el lado izquierdo, una sola vacuola contráctil y macronúcleo ovoide.

Epistylis
Fig. 16

Parásitos en forma de campana invertida con tallo, ciliatura limitada a la zona oral. Forma colonias que se adhieren a poblaciones silvestres o cultivadas de bagres. La reproducción es por fisión binaria longitudinal. Estos parásitos se fijan a las células integumentarias del hospedero por medio del tallo. Para invadir otros peces las células ciliares inmaduras se separan del tallo colonial y nadan libremente en el agua hasta que se ponen en contacto con otros peces, sufren división formando colonias con tallo dicotómico y se fijan a las espinas causando erosión o cubriendo por completo el tejido branquial. Cuando el número de organismos es causa de gran irritación de la piel por la fijación del tallo o lesiones hemorrágicas y si se localiza en los filamentos branquiales interfiere en la respiración. El diagnóstico se realiza por diferenciación de los parásitos en el examen microscópico de las lesiones, pérdida de peso o decoloración de la piel. Para prevenir la enfermedad es importante no colocar demasiados peces en el estanque y eliminar el exceso de materia orgánica para evitar el crecimiento del patógeno.

Ambiphrya
(Sin Scyphidia)
Fig. 17

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 (escópula). Macronúcleo en forma de listón o botuliforme. Micronúcleo redondo u oval. Vive adherido a las branquias de peces marinos o de agua dulce.

Apiosoma
(Syn. Glossatella)
Fig. 18

Organo sesil con tres hileras de cilios más o menos fusionados con la membrana, pedúnculo transversalmente estriado, macronúcleo triangular u oval, micronúcleo redondo, habita la piel y branquias.

La observación al microscopio de preparaciones en fresco y con colorantes vitales de piel o agallas dañadas son útiles para diagnosticar esta enfermedad. Una vez que se presenta puede controlarse manteniendo la buena calidad del agua pues la pérdida de oxígeno debilita a los bagres y los hace más susceptibles a adquirir esta infección.

Trichodina
Fig. 19

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 margen de la membrana; la segunda es un

El diagnóstico se basa en los signos clínicos y examen al microscopio de las pústulas blancas que nos muestran la presencia de organismos ciliares ovoides, con macronúcleo en forma de herradura. Para controlar esta enfermedad se deben establecer sistemas cuarentenales de dos a tres semanas para los peces, plantas, caracoles o cualquier material que haya estado en contacto con el parásito y tratarlos con verde de malaquita o formalina. Tratarlos de dos a tres veces con intervalos de dos días.

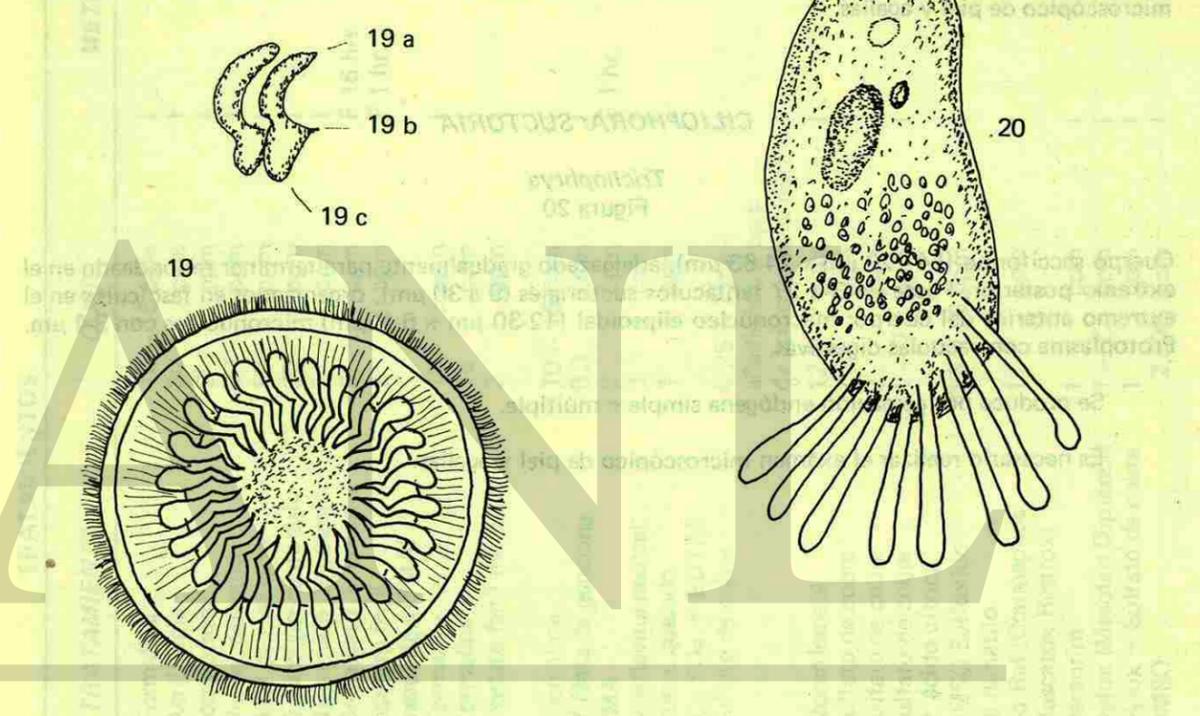


Fig. 19. *Trichodina*; 19a. Diente externo; 19b. Parte central; 19c. Diente interno; Fig. 20. *Trichophrya*.

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.

Estos ciliados viven sobre la piel y agallas de peces. Las especies de *Trichodina* pueden vivir en el agua de uno a uno y medio días. Se reproduce por fisión binaria transversal dando lugar a dos células hijas más o menos iguales. El parásito joven forma un anillo de adherencia con el número de ganchos característicos de la especie. El diagnóstico se basa 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 y se corrobora mediante la observación al microscopio de estos organismos. 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.

CILIOPHORA: SUCTORIA

Trichophrya
Figura 20

Cuerpo sacciforme (54-120 μm x 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 x 6-18 μm) micronúcleos con 3-4 μm . Protoplasma con vacuolas digestivas.

Se produce por gemación endógena simple o múltiple.

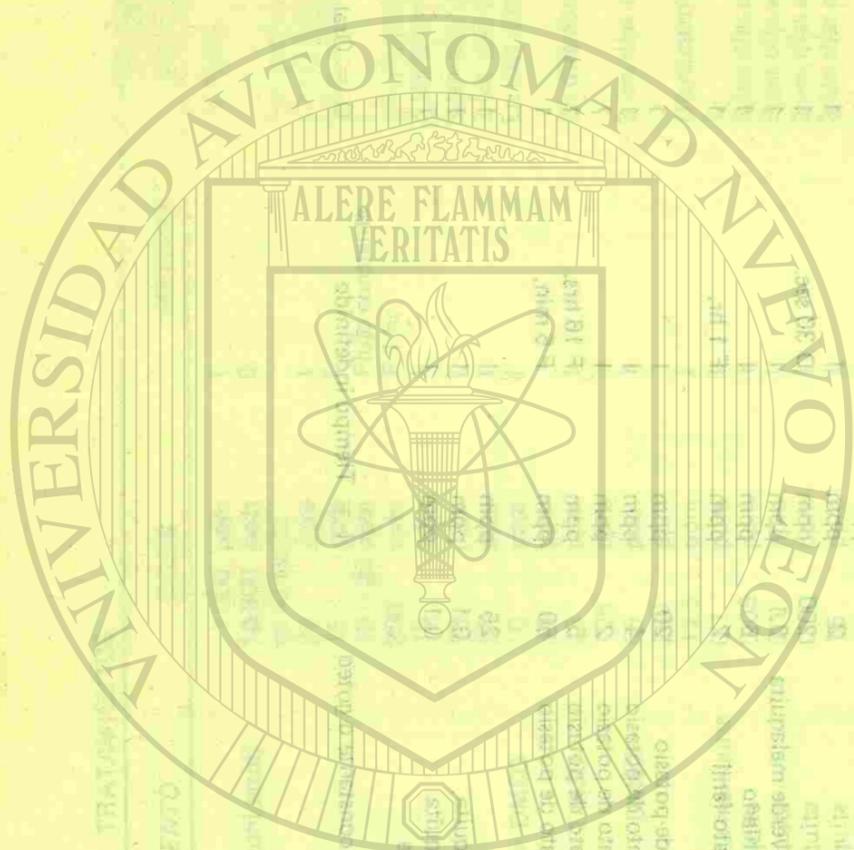
Es necesario realizar el examen microscópico de piel y agallas.

PARASITO	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*	NUMERO DE APLICACIONES
<i>Ambiphrya macropodia</i>	Formalina	10 - 15 ppm		1
<i>Ambiphrya</i> sp. (<i>Scyphidia</i>)	Acriflavina	20 ppm		1
"	Iodoformo	2 ppm		1
"	Verde malaquita	0.1 ppm		1
"	Azul de metileno	50 ppm		1
"	Dicromato de potasio	20 ppm		1
"	Dicromato de potasio	2 ppm		Las que sean necesarias
"	Dicromato de potasio	5 ppm	F 16 hrs.	Las que sean necesarias
"	Acetato fenil	2 ppm	F 1 hr.	1
"	mercuríco (PMA)			
<i>Chilodonella cyprini</i>	Formalina	10 - 15 ppm		1
<i>Chilodonella</i> sp.	Formalina	25 ppm		1
<i>Colponema</i> sp.	Acetato fenil mercuríco	2 ppm		1
<i>Costia necatrix</i>	Formalina	10 - 15 ppm		1
<i>Costia</i> sp.	Violeta de genciana	0.3 ppm		1
"	PMA	2 ppm		1
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Acriflavina neutral	3 ppm	F 1 hr.	1
"	Cobre quelado	1 ppm		?
"	(Cu SO ₄ + EDTA)			
"	Sulfato de cobre	0.25 - 2 ppm		Las que sean necesarias
"	Sulfato de cobre	añadiendo 3 ppm de ácido en agua dura		diaria o semanalmente
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Cloranfenicol	12.5 ppm		Varias diariamente
"	Sulfato de cobre	1 ppm		Varias diariamente
"	Sulfato de cobre	2 ppm		Varias diariamente
"	Sulfato de cobre + ácido cítrico	1 - 2 ppm		Varias en días alternados
"	DMSO Sulfóxido de dimetilo	0.5 1-0 ppm		Diariamente
"	Co Rai (Counaphos)	1 ppm		1
"	Muscatox Resitox	10 000 ppm		1
"	Daraprim	1 000 ppm		1
"	Dylox (Masoten Dipterex)	1 - 2 ppm		Varias diariamente
"	Dylox + Sulfato de cobre	1 ppm		?
"	DMSO	2,500 ppm		?

TRATAMIENTOS		NUMERO DE APLICACIONES	
PARASITO	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*
"	Etilen glicol	1,000 ppm	I
"	Flagyl (Metronidazol)	10,000 ppm	0
"	Flagyl	en alimento	diariamente
"	Formalina	25 ppm	4 (en días alternados)
"	Formalina	15 ppm	1
"	Formalina	15 - 25 ppm	14 (diariamente)
"	Formalina	200 ppm	3 (en días alternados)
"	Formalina	15 ppm	3 (en días alternados)
"	Formalina	25 ppm	3 (en días alternados)
"	Formalina	50 ppm	En días alternados
"	Formalina + DMSO	10 ppm	En días alternados
"	Formalina + DMSO	50 ppm	En días alternados
"	Formalina + DMSO	25 ppm	3 (en días alternados)
"	Formalina + DMSO	125 ppm	3 (en días alternados)
"	Formalina + DMSO	50 ppm	3 (en días alternados)
"	Formalina + DMSO	250 ppm	3 (en días alternados)
"	Kanamicina	12.5 ppm	Diariamente
"	Oxalato verde malaquita	0.1 ppm	1
"	Verde malaquita	0.05 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	0.1 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	0.2 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	15 ppm	3 (en días alternados)
"	+ formalina		
"	Verde malaquita	0.05 ppm	3 (en días alternados)
"	+ formalina	50 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	0.10 ppm	3 (en días alternados)
"	+ formalina	25 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	0.2 ppm	3 (en días alternados)
"	+ formalina	15 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	0.2 ppm	3 (en días alternados)
"	+ formalina	25 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	0.5 ppm	3 (en días alternados)
"	+ DMSO	2.5 ppm	3 (en días alternados)
"	Verde malaquita	1 ppm	3 (en días alternados)
"	+ DMSO	5 ppm	3 (en días alternados)
"	Naled (Dibrom)	1 - 1.5 ppm	? (en días alternados)
"			1
Ichthyophthirius multifiliis			Las que sean necesarias diariamente

TRATAMIENTOS		NUMERO DE APLICACIONES	
PARASITO	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*
"	PMA	2 ppm	I
"	Rulelene	1 ppm	I
"	Cloruro de sodio (agua de mar)	1,000 ppm	I
"	Sulquin	10,000 ppm en dieta	I
Tricodina sp.	Acriflavina	20 ppm	I
"	Antimicina A	0.005 ppm	I
"	Formalina	25 ppm	I
"	Iodoformo	2 ppm	I
"	Lysol	200 ppm	I
"	Oxalato de verde malaquita	0.1 ppm	D 30 sec.
"	Azul de metileno	5 ppm	I
"	PMA (Acetato fenil mercurico)	2 ppm	F 1 hr.
"	Dicromato de potasio	20 ppm	I
"	Permanganato de potasio	4 ppm	I
"	Permanganato de potasio	2 ppm	I
"	Permanganato de potasio	5 ppm	F 16 hrs.
"	Permanganato de potasio	50 ppm	F 5 min.
Trichophrya sp.	Formalina	25 ppm	I
"	Verde malaquita	0.1 ppm	I
"	Verde malaquita + formalina	0.1 ppm	I
"			I = Tiempo indefinido
"			O = Oral

* D = Inmersión



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA

DIRECCIÓN GENERAL DE

El ciclo biológico de los tremátodos puede ser directo (monoxénico) o indirecto (heteroxénico). En el ciclo directo, el hospedero definitivo es un pez, donde el gusano alcanza su estado adulto. En el ciclo indirecto, el ciclo comienza con un huevo que se adhiere a la piel o a las agallas de un pez, donde se desarrolla hasta la fase de esporocisto. Este esporocisto libera a los cercarios, que pueden infectar directamente al pez o a un hospedero intermediario (como un molusco), donde se desarrollan hasta convertirse en metacercarias, que finalmente infectan al pez definitivo.

CLASIFICACION TAXONÓMICA
 Reino: Animalia
 Filo: Platyhelminthes
 Clase: Trematoda

CAPÍTULO 2
TREMATODOS
GENERALIDADES

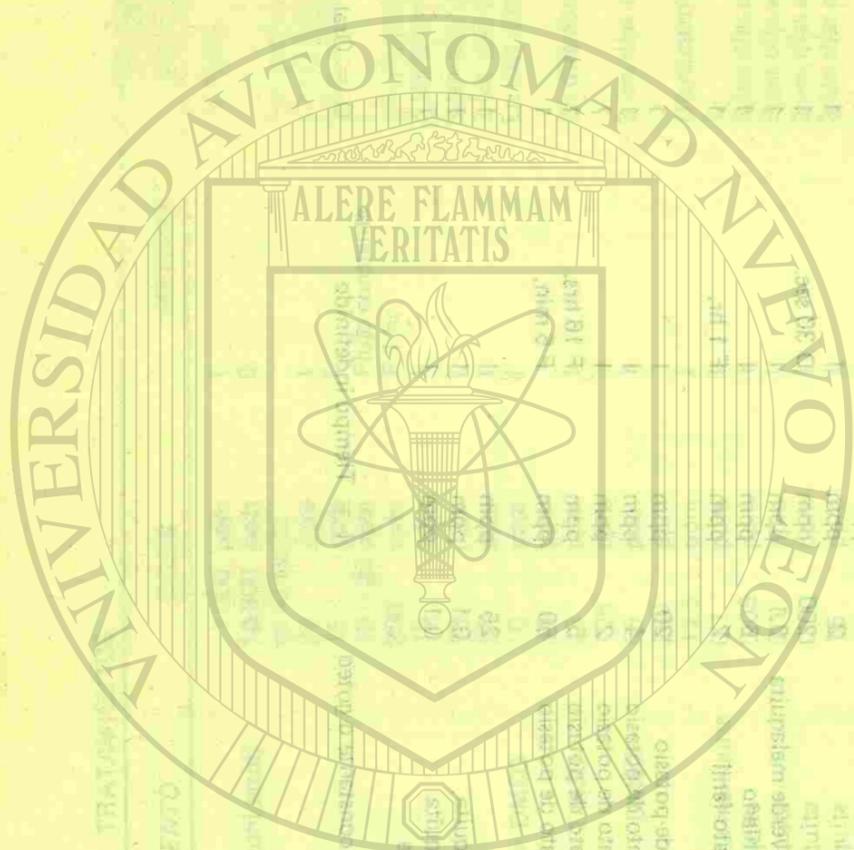
Los tremátodos son gusanos de forma oval, elongada, lanceolada generalmente y aplanados en sentido dorsoventral. Poseen un sistema digestivo constituido por boca, faringe, esófago y ciegos intestinales. El mismo individuo presenta un sistema reproductor masculino y femenino.

Son parásitos obligados, para sujetarse del hospedero han desarrollado estructuras de adherencia mediante las cuales se fijan al pez, en el caso de los tremátodos monogéneos estas están altamente especializadas y se sitúan en la región posterior del cuerpo (opistohaptor) y están constituidos por anclas, articuladas por barras transversales, ganchos y escleritas de origen quitinoide. Los tremátodos digéneos poseen dos ventosas musculares, la ventosa oral que se encuentra rodeando la boca y una ventosa ventral o acetábulo, localizada generalmente en la región medioventral del cuerpo.

Los tremátodos monogéneos poseen un ciclo biológico directo (monoxénico) ocupando un sólo hospedero para su desarrollo; generalmente el embrión ciliado que eclosiona del huevo (oncomiracidio), es una fase nadadora con capacidad infectiva que se adhiere a la piel o agallas del pez, donde prosigue su desarrollo a adulto. Los tremátodos dactilogyroideos poseen una alta especificidad parasitaria pues el rango de hospederos de las especies se limitan a una o varias especies de peces del mismo género. El daño que le ocasionan al pez es hiperplasia epitelial, así como una secreción copiosa de moco que altera la función respiratoria de las agallas. En la piel, los signos clínicos incluyen opacidad e hiperamia, éstos parásitos se alimentan de células de la epidermis y ocasionalmente causan necrosis focal y heridas que son la puerta de entrada a infecciones bacterianas o micóticas.

Por otra parte, los tremátodos digéneos poseen un ciclo biológico indirecto (heteroxénico), ocupando dos o más hospederos intermediarios. El primer hospedero es un molusco donde ocurren las primeras fases del desarrollo (esporocistos, redias y cercarias) y el segundo hospedero puede ser un invertebrado o vertebrado. Los peces actúan en algunos casos como hospederos intermediarios presentando formas meso o metacercariales y en otros como hospederos definitivos, albergando al adulto.

Los tremátodos adultos pueden localizarse en intestino, estómago, sistema urinario, vesícula biliar, gónadas u otros órganos. No se han reportado lesiones graves producidas por tremátodos adultos en bagres, a excepción de *Crepidistomon* que causa inflamación intestinal severa.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA

DIRECCIÓN GENERAL DE

El ciclo biológico de los tremátodos puede ser directo (monoxénico) o indirecto (heteroxénico). En el ciclo directo, el hospedero definitivo es el pez, donde el gusano alcanza su estado adulto. En el ciclo indirecto, el pez es el hospedero definitivo, pero el ciclo comienza en un hospedero intermediario, como un molusco, donde se desarrollan las primeras fases del ciclo (esporocistos, redias y cercarias). Las cercarias pueden penetrar en el pez a través de heridas o adherirse a él, iniciando así el ciclo.

CLASIFICACION TAXONÓMICA
 Reino: Animalia
 Filo: Platyhelminthes
 Clase: Trematoda
 Orden: Plagiorchiida
 Suborden: Plagiorchiina

CAPÍTULO 2
TREMATODOS
GENERALIDADES

Los tremátodos son gusanos de forma oval, elongada, lanceolada generalmente y aplanados en sentido dorsoventral. Poseen un sistema digestivo constituido por boca, faringe, esófago y ciegos intestinales. El mismo individuo presenta un sistema reproductor masculino y femenino.

Son parásitos obligados, para sujetarse del hospedero han desarrollado estructuras de adherencia mediante las cuales se fijan al pez, en el caso de los tremátodos monogéneos estas están altamente especializadas y se sitúan en la región posterior del cuerpo (opistohaptor) y están constituidos por anclas, articuladas por barras transversales, ganchos y escleritas de origen quitinoide. Los tremátodos digéneos poseen dos ventosas musculares, la ventosa oral que se encuentra rodeando la boca y una ventosa ventral o acetábulo, localizada generalmente en la región medioventral del cuerpo.

Los tremátodos monogéneos poseen un ciclo biológico directo (monoxénico) ocupando un sólo hospedero para su desarrollo; generalmente el embrión ciliado que eclosiona del huevo (oncomiracidio), es una fase nadadora con capacidad infectiva que se adhiere a la piel o agallas del pez, donde prosigue su desarrollo a adulto. Los tremátodos dactilogyroideos poseen una alta especificidad parasitaria pues el rango de hospederos de las especies se limitan a una o varias especies de peces del mismo género. El daño que le ocasionan al pez es hiperplasia epitelial, así como una secreción copiosa de moco que altera la función respiratoria de las agallas. En la piel, los signos clínicos incluyen opacidad e hiperamia, éstos parásitos se alimentan de células de la epidermis y ocasionalmente causan necrosis focal y heridas que son la puerta de entrada a infecciones bacterianas o micóticas.

Por otra parte, los tremátodos digéneos poseen un ciclo biológico indirecto (heteroxénico), ocupando dos o más hospederos intermediarios. El primer hospedero es un molusco donde ocurren las primeras fases del desarrollo (esporocistos, redias y cercarias) y el segundo hospedero puede ser un invertebrado o vertebrado. Los peces actúan en algunos casos como hospederos intermediarios presentando formas meso o metacercariales y en otros como hospederos definitivos, albergando al adulto.

Los tremátodos adultos pueden localizarse en intestino, estómago, sistema urinario, vesícula biliar, gónadas u otros órganos. No se han reportado lesiones graves producidas por tremátodos adultos en bagres, a excepción de *Crepidistomun* que causa inflamación intestinal severa.

El daño provocado por formas metacercariales es muy importante y se debe primeramente a la migración de las cercarias para llegar al órgano adecuado y si es abundante el número de cercarias que invaden al pez, éste puede morir. Cuando la cercaria empieza su desarrollo la respuesta tisular se ve aumentada antes de que se enquiste. Las metacercarias pueden localizarse en cerebro y quiasma óptico (*Diplostomulum*), vísceras (*Posthodiplostomulum*), piel, aletas y músculo (*Neascus*, *Negogatea* y *Clinostomum*) o boca y aleta caudal (*Bucephalus*); estas últimas por lo general causan deformaciones anatómicas y cambios fisiológicos debido al daño por compresión de tejidos y necrosis séptica que puede ocasionar la muerte.

CLASIFICACION TAXONOMICA

CLASE TREMATODA

Los tremátodos son un grupo de parásitos muy diverso. Esta clase contiene aproximadamente 29 familias de monogéneos y 68 de digéneos de los cuales se incluyen aquellas que poseen géneros reportados en *Ictalurus*.

TREMATODA: MONOGENEA: Con opisthaptor en el extremo posterior. Generalmente ectoparásitos de peces. Ciclo biológico monoxénico.

Suborden Monopisthocotylea: El opisthaptor es un disco o ventosa muscular.

Superfamilia Dactylogyroidea: Ovíparos, cuerpo pequeño. Opisthaptor con uno o dos pares de anclas y 14-16 ganchos marginales.

Fam. Dactylogyridae. *Dactylogyrus*.

Superfamilia Gyrodactyloidea: Vivíparos, opisthaptor con un par de anclas, dos barras transversales y 16 ganchos marginales.

Fam. Gyrodactylidae. *Gyrodactylus*.

TREMATODA: DIGENEA: Endoparásitos. Ciclo biológico heteroxénico.

Orden Strigeatida.

Superfamilia Strigeoidea: Cercarias tipo faringeata-longifurcata. Esporocisto en caracoles acuáticos. Cuerpo del adulto usualmente dividido en dos regiones distintas. Endoparásitos de vertebrados.

Fam. Cyathocotylidae. *Prohemistomum Holostephanus*

Fam. Diplosmatidae (Larvas del género larvario *Neascus** pertenecientes a los géneros *Crassiphiala* y *Posthodiplostomum*; del género larvario *Diplostomulum** pertenecientes a los géneros *Bolbophorus*, *Thylodephis* e *Hysteroforma* y del tipo *Tetracotyle**.

Superfamilia Clinostomatoidea: Cercarias de tipo clinostomatoideo. Poliembriónia en caracoles acuáticos, metacercarias en piel y vísceras de peces, tremátodos adultos en boca y esófago de aves y reptiles.

Fam. Clinostomatidae. *Clinostomum**.

Superfamilia Bucephaloidea: Cercarias de tipo gasterostoma. Esporocistos de forma ramificada en moluscos lamelibranquios, su ciclo incluye tres hospederos, tremátodos adultos con la ventosa oral situada en la región medioventral del cuerpo. Parásitos intestinales de peces.

Fam. Bucephalidae. *Bucephalopsis*, *Bucephalus*.

Superfamilia Azygioidea: Cercarias de tipo furcocisticerca. Poliembriónia en caracoles operculados dulceacuícolas. Parásitos de tracto digestivo de peces.

Fam. Azygiidae. *Azygia* y *Proterometra*.

Orden Echinostomida.

Superfamilia Echinostomatoidea: Cercaria de tipo echinostoma, gymnocefala o megalurus. El adulto parásita generalmente intestino de aves, reptiles y mamíferos.

Fam. Echinostomatidae. *Echinochasmus** *Petasiger**, *Euparyphium**.

Fam. Psilostomatidae. *Psilostomum**.

Superfamilia Paramphistomatoidea: Cercaria anfiostoma. Adulto en tubo digestivo de vertebrados o pulmones de tortugas.

Fam. Paramphistomatidae. *Pisciamphistoma*.

Orden Plagiorchiida.

Superfamilia Plagiorchioidea: Cercarias de tipo xifidiocerca con los subtipos armatae (*Plagiorchiidae*) y ubiqüita (*Microphalidae*) y ornatae (*Macroderoididae*) desarrolladas del esporocisto hijo localizado en caracoles acuáticos o terrestres. Parasitan intestino, hígado, pulmones, uréteres, esófago, bursa de Fabricio o cloaca de vertebrados.

Fam. Plagiorchiidae. *Vietosoma*, *Parastiotrema*, *Plagiorchis*.

Fam. Macroderoididae. *Alloglossidium*, *Macroderoides*, *Pseudomagnivittellium*.

Fam. Microphalidae. *Microphallus*.

Superfamilia *Allocreadiodea*: Presenta cercarias microcerca (*Opecoelidae* y *Troglotramatidae*), macrocerca (*Gorgoderidae*), tricercas oculadas (*Lepocreadiidae*) y oftalmoxifidiocerca (*Allocreadiidae*) que se desarrollan de redias en moluscos bivalvos de la familia *Sphaeriidae*. La metacercaria parasita artrópodos.

Fam. Allocreadiidae. *Megalogonia*, *Crepidostomum*, *Allocreadium*.

Fam. Opecoelidae. *Plagioporus*.

Fam. Lepocreadiidae. *Lepidauchen*.

Fam. Gorgoderidae. *Phyllodistomum*.

Fam. Troglotrematidae. *Nanophyetus*.

Orden Opisthorchiida.

Superfamilia Opisthorchioidea: Cercaria pleurolofocerca (Cryptogonimidae) o parapleurolofocerca (ambos tipos en Heterophidae), desarrollo en caracoles acuáticos, forma metacercarias en peces o anfibios. El tremátodo adulto se localiza en intestino, conductos biliares, vesícula biliar o hígado de vertebrados.

Fam. Heterophidae. *Apophalus*.

Fam. Cryptogonimidae. *Neochasmus*, *Allacanthochasmus*, *Acetodextra*, *Centrovarium*.

* Los géneros marcados con asterisco son formas metacercariales que parasitan bagres.

TREMATODOS PARASITOS DEL BAGRE

MONOGENEA: MONOPISTHOCOTYLEA

Gyrodactylus
Fig. 21

Opisthaptor con un par de anclas y 16 ganchos marginales. Son vivíparos. (Este género posee numerosas especies y está ampliamente distribuido). Provoca deshilachamiento de las aletas, irritación en las zonas de adherencia en la cabeza y forma ámpulas en las barbelas. En las crías causa los daños más severos, como son emaciación y muerte. Estos síntomas y la observación microscópica de los gusanos sin manchas oculares conteniendo el embrión son útiles para diagnosticar la enfermedad. La gyrodactilosis se previene utilizando agua libre de parásitos y revisando cuidadosamente las crías o adultos provenientes de otras piscifactorías antes de introducirlas a los estanques. Su período de incubación es de aproximadamente 60 horas. La especie de importancia en América Latina es *G. ictaluri* ya que parasita al bagre al Sureste de los Estados Unidos.

Dactylogyrus
Fig. 22

Presenta una longitud aproximada de un mm. cuatro manchas oculares en extremo anterior, opisthaptor con un par de anclas unidas por barras, 16 ganchos marginales (éste género posee numerosas especies y está ampliamente distribuido). A diferencia de *Gyrodactylus* que vive exclusivamente sobre las agallas, las cuales se vuelven pálidas o se cubren de manchas blancas con abundante exudado mucoso. La dactylogyrosis se diagnóstica revisando al microscopio las agallas de peces que presentan la sintomatología y se diferencia por poseer las manchas oculares, huevos dentro del útero y los 16 ganchos marginales.

Ancyrocephalus
Fig. 23

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

Cleidodiscus
Fig. 24

Opisthaptor discoidal o subhexagonal con dos pares de anclas y siete pares de ganchos marginales, las anclas se conectan en su base por barras disímiles. Son muy pequeños y viven sobre los filamentos branquiales, los cuales deben examinarse bajo el microscopio, se diferencia por las dos manchas oculares y dos pares de anclas largas. Las especies más frecuentes son *C. pricei* y *C. floridanus*.

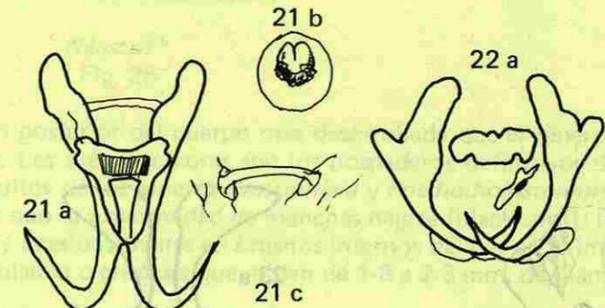
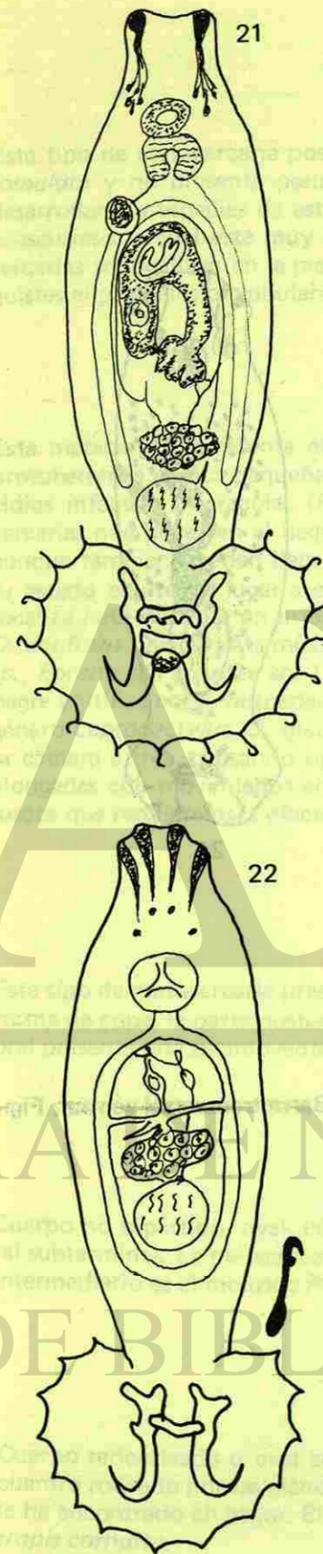


Fig. 21. *Gyrodactylus*; 21a. Anclas; 21b. Cirro; 21c. Barra transversal de las anclas; Fig. 22. *Dactylogyrus*; 22a. Anclas, barra transversal y ganchos de *D. auriculatus*.

Fig. 22b. Ciclo biológico de *Dactylogyrus*: 1) Huevecillos inmaduros; 2) Huevecillos embrionados; 3) Oncomiracidio ciliado libre; 4 y 5) Estadios juveniles; 6) Monogeneo fijado a boca o filamentos branquiales.

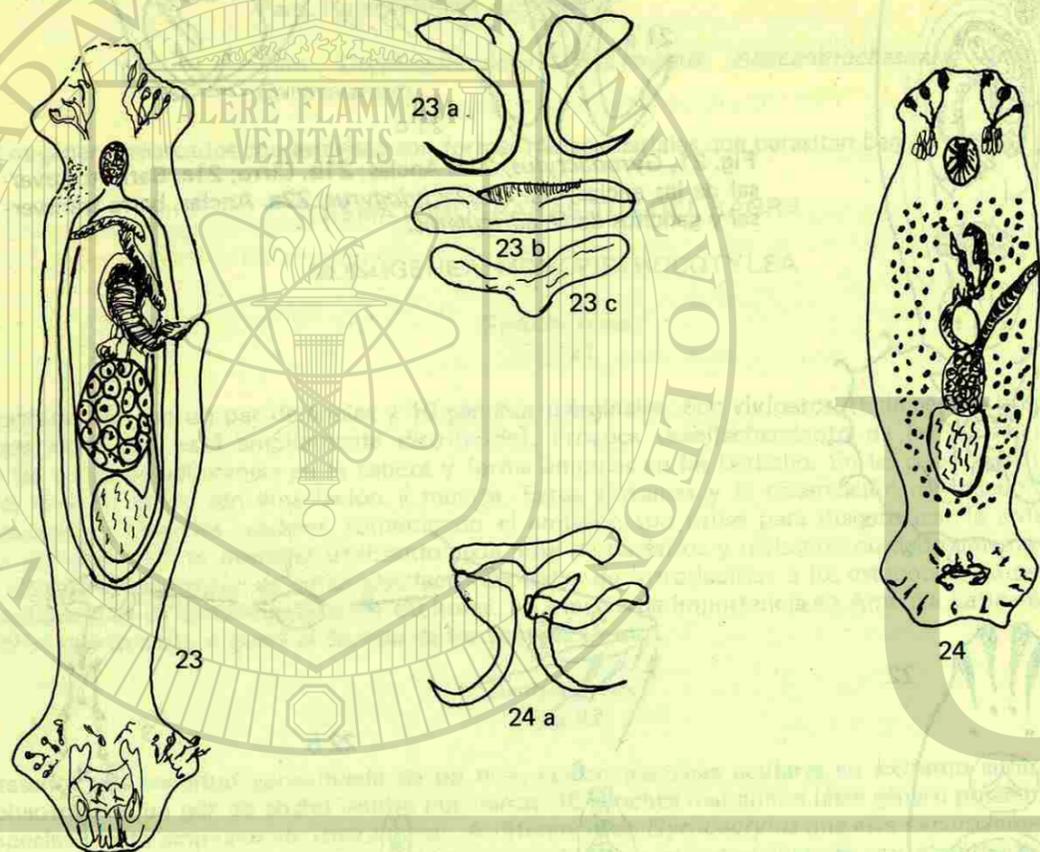


Fig. 23. *Ancyrocephalus*; 23a. Anclas; 23b. Barra transversal dorsal; 23c. Barra transversal ventral; Fig. 24. *Cleidodiscus*; 24a. Barras transversales y anclas de *C. mirabilis*.

DIGENEA: STRIGEATIDA

*Neascus** Fig. 25

Este tipo de metacercaria posee la región posterior del cuerpo más desarrollada que el género *Diplostomulum* y no presenta pseudoventosas. Las aves piscívoras son los hospederos definitivos donde se desarrollan las especies de estrigeidos adultos de los géneros *Crassiphiala* y *Posthodiplostomum*. Causa neascusiasis la cual está muy relacionada con la enfermedad de manchas negras (black spot); las metacercarias se localizan en la piel, músculo y ocasionalmente en órganos internos del pez en el interior de quistes elipsoidales o globulares de color blanco o grisáceo que miden de 1-8 a 2-3 mm. de diámetro.

*Diplostomulum** Fig. 26

Esta metacercaria presenta el extremo anterior foliáceo y cóncavo y el extremo posterior como una protuberancia cónica pequeña, posee un par de pseudoventosas a los lados de la ventosa oral. Los miracidios infectan a caracoles (*Fossaria*, *Stagnicola* y *Lymnaea*) de donde posteriormente se liberan las cercarias que penetran al bagre por branquias, llegando a vasos sanguíneos y de ahí a ojos o cerebro; aunque también pueden llegar directamente a través de la córnea del ojo. Esta metacercaria al alcanzar su estado adulto da lugar a especies del género *Bolbophorus* o *Hysteromorpha*. El primer género se localiza naturalmente en intestino de *Pelecanus sp.* y *Buteo sp.* cuyo estadio larvario se le denomina *D. confusus* que parasita músculos de peces. *Hysteromorpho* es el parásito intestinal de *Phalacrocorax sp.*, *Egretta sp.* y *Ardea sp.* La metacercaria de este se ha encontrado en pared corporal y músculo del bagre y utiliza como hospederos intermediarios a caracoles del género *Planorbis* y larvas de anfibios del género *Leptodactylus*, *D. spathaceum*, que es la especie más común en el bagre. Este tremátodo vive en la cámara vítrea, causando opacidad blanquecina y ceguera. A simple vista se observan como formas elongadas con movimiento en el interior del ojo. La prevención y control consiste en eliminar los moluscos que requiere para efectuar su ciclo biológico.

*Tetracotyle** Fig. 27

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.

*Prohemistomum** Fig. 28

Cuerpo no bipartido, oval, cóncavo ventralmente. Órgano tribocítico en la mitad posterior. Poro genital subterminal. La metacercaria parasita *Ictalurus punctatus*, *Cottus bairdi* y *Natrix sipedon*. El primer intermediario es el molusco *Pleurocera acuta*.

Holostephanus Fig. 29

Cuerpo redondeado u oval con bolsa ventral en la cual se localiza el órgano tribocítico el cual se encuentra rodeado por las glándulas vitelógenas. El adulto parasita aves generalmente, sólo a *H. ictaluri* se le ha encontrado en bagre. El primer intermediario es el molusco *Lioplax* y el segundo es la sardina *Notropis cornutus*.

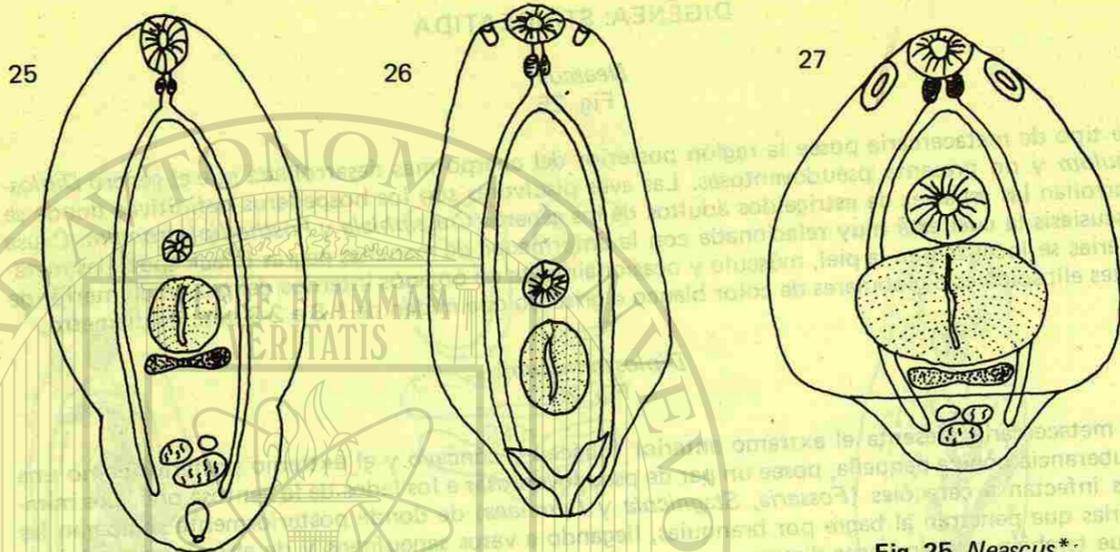


Fig. 25. *Neascus**;
 Fig. 26. *Diplostomulum**;
 Fig. 27. *Tetracotyle**;



Fig. 26a. Ciclo biológico de *Diplostomulum*: 1) Huevecillo expulsado con las heces de aves ictiofagas; 2) El miracidio; 3) Penetra en caracoles del género *Stagnicola*; 4) Cercaria libre que entra al pez por branquias u ojos; 5) Ojo del pez mostrando las larvas en el cristalino.

Fig. 25a. Ciclo biológico de *Posthodiplostomum*: 1) Huevecillo; 2) Miracidio libre; 3) Caracoles intermediarios: a) *Physagirina*, b) *P. integra*, c) *P. sayi*; 4) Cercaria, fase infectiva para el bagre donde se desarrolla el estadio larvario (*Neascus*); 5) El adulto (*Posthodiplostomum*) parasita a aves ictiofagas.

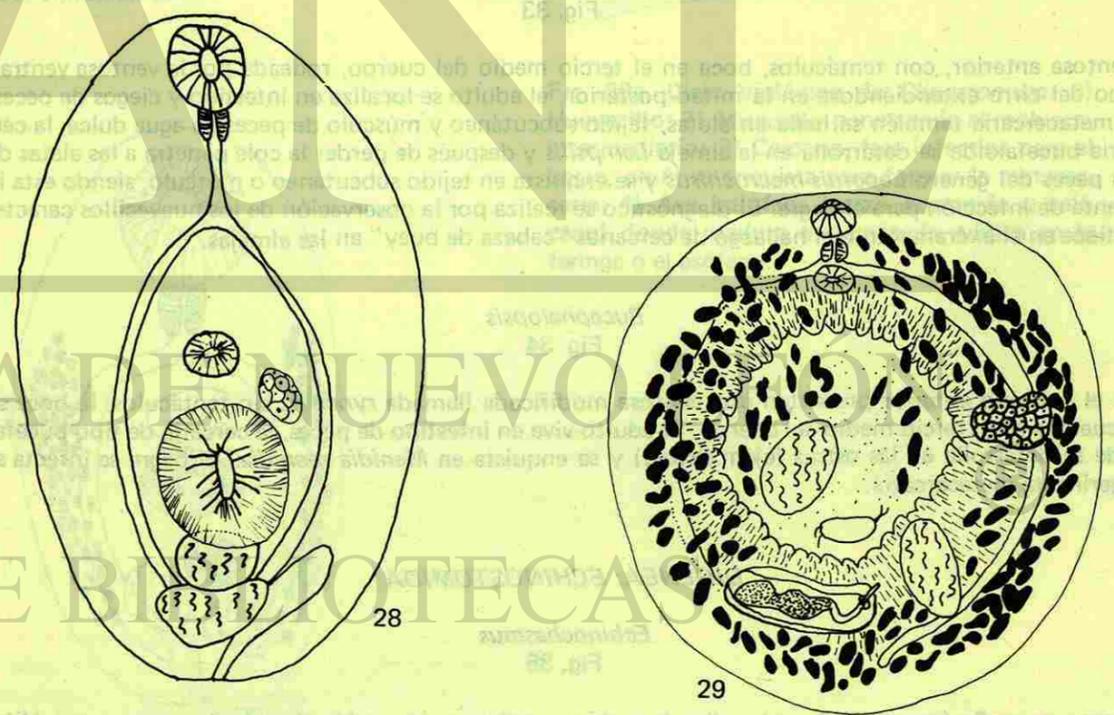
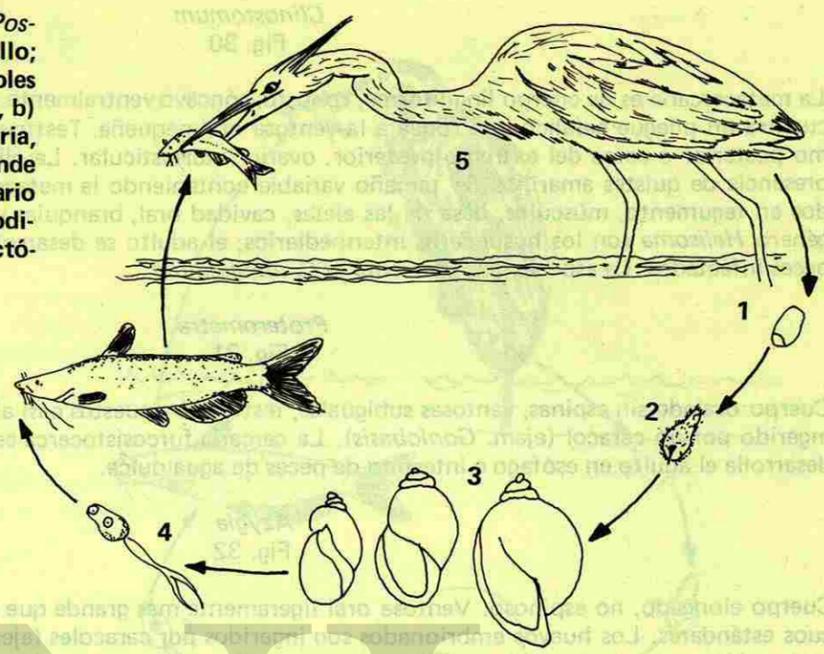


Fig. 28. *Prohemistomulum*; Fig. 29. *Holostephanus*.

Clinostomum
Fig. 30

La metacercaria es de cuerpo linguiforme, robusto, cóncavo ventralmente. En el extremo anterior se encuentra un pliegue cefálico que rodea a la ventosa oral pequeña. Testículos en la mediación del extremo posterior o cerca del extremo posterior, ovario intertesticular. La clinostomiasis se detecta por la presencia de quistes amarillos de tamaño variable conteniendo la metacercaria (yellow grub) localizada en tegumento, músculos, base de las aletas, cavidad oral, branquias y peritoneo. Los caracoles del género *Helisoma* son los hospederos intermediarios; el adulto se desarrolla en garzas cuando ingieren peces infectados. La especie más frecuente es *C. marginatum*.

Proterometra
Fig. 31

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

Azygia
Fig. 32

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.

Bucephalus
Fig. 33

Ventosa anterior, con tentáculos, boca en el tercio medio del cuerpo, rodeada por la ventosa ventral, 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 la almeja *Lampsilis* y después de perder la cola penetra a las aletas de los peces del género *Lepomis macrochirus* y se enquista en tejido subcutáneo o músculo, siendo esta la fuente de infección para el bagre. El diagnóstico se realiza por la observación de los huevecillos característicos en el excremento o el hallazgo de cercarias "cabeza de buey" en las almejas.

Bucephalopsis
Fig. 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 de tipo bucefaloide se desarrolla en las ostras (ejem. *Ostrea*) y se enquista en *Menidia menidia*. El bagre se infecta al ingerir esta metacercaria.

DIGENEA: ECHINOSTOMIDA

Echinochasmus
Fig. 35

Cuerpo pequeño (menos de 3 mm), collar de espinas continuo en la región dorsal a la ventosa oral. Vite-laria extendida en la región posterior al acetábulo. El adulto parasita aves y mamíferos. El primer inter-mediaro es *Amnicola*. La cercaria se enquista en agallas de peces dulceacuícolas.

30

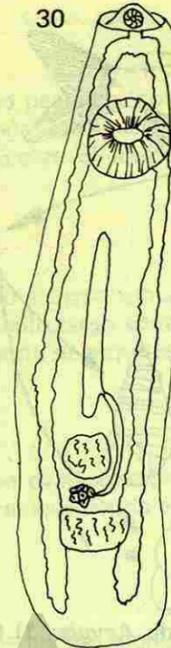


Fig. 30. *Clinostomum*.

Fig. 30a. Ciclo biológico de *Clinostomum*: 1) Huevecillo; 2) Miracidio penetrando al molusco, intermediario; 3) Cercaria, fase infectiva para el bagre, en él se enquista para formar la metacercaria; 4) Ave ictiófaga (garza, cormorán o pelícano) donde madura a tremátodo adulto en la faringe o el esófago.

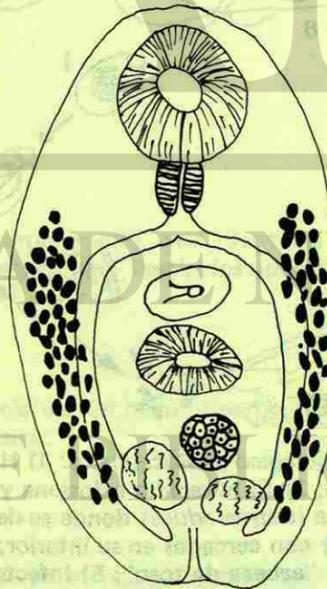


Fig. 31. *Proterometra*.

Fig. 32. *Azygia*.

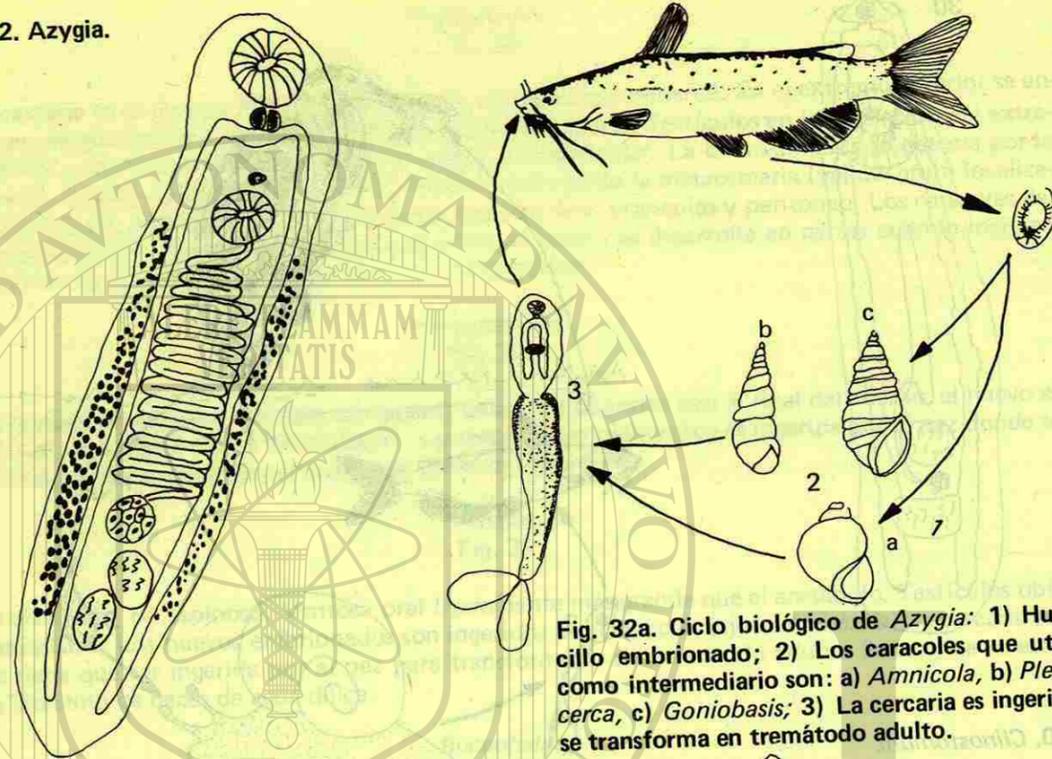


Fig. 32a. Ciclo biológico de *Azygia*: 1) Huevecillo embrionado; 2) Los caracoles que utiliza como intermediario son: a) *Amnicola*, b) *Pleurocerca*, c) *Goniobasis*; 3) La cercaria es ingerida y se transforma en tremátodo adulto.

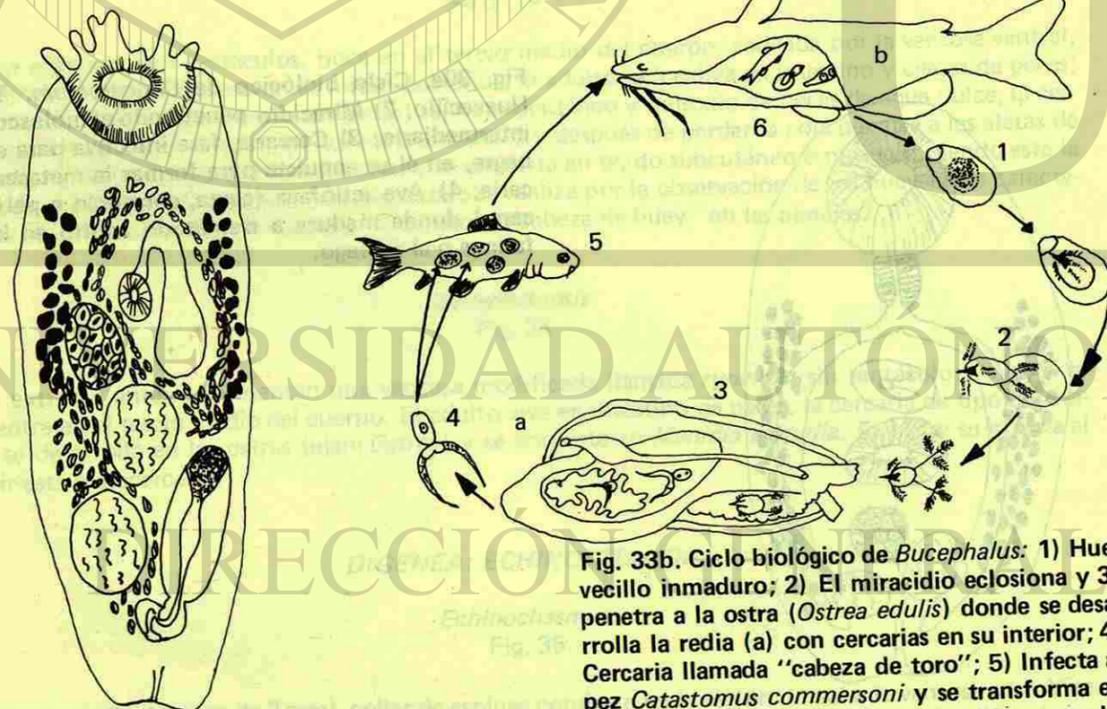


Fig. 33b. Ciclo biológico de *Bucephalus*: 1) Huevecillo inmaduro; 2) El miracidio eclosiona y 3) penetra a la ostra (*Ostrea edulis*) donde se desarrolla la redia (a) con cercarias en su interior; 4) Cercaria llamada "cabeza de toro"; 5) Infecta al pez *Catostomus commersoni* y se transforma en metacercaria; 6) En el intestino del bagre se desarrolla a adulto (b).

Fig. 33. *Bucephalus*

Petasiger
Fig. 36

Cuerpo pequeño, con la anchura máxima en la región media. Collar cefálico reniforme y doble que se continúa dorsalmente. El molusco intermediario es *Helisoma*, la metacercaria se enquista en peces dulceacuícolas. El adulto parasita aves.

Euparyphium
Fig. 37

Cuerpo delgado subcilíndrico, collar cefálico reniforme con una doble hilera de espinas continuas. Acetábulo largo situado en la mitad anterior. La cercaria echinostoma se desarrolla en *Stagnicola*, normalmente se enquista en renacuajos. El adulto parasita intestino de aves y mamíferos.

Psilostomum
Fig. 38

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.

Pisciamphistoma
Fig. 39

Son de cuerpo elongado, ventosas terminales, "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.

DIGENEA: PLAGIORCHIDA

Vietosoma
Fig. 40

Cuerpo amplio, oval. Ventosas iguales o acetábulo más pequeño que la ventosa oral. Ovario lobulado, pretesticular. Testículos opuestos. Parásito intestinal de peces dulceacuícolas.

Parastiotrema
Fig. 41

Parásitos del bagre. Cuerpo fusiforme o elongado. Vitelaria escasa situada entre la región acetabulotesticular.

Plagiorchis
Fig. 42

Cuerpo elongado, ventosa oral subterminal, ciegos amplios alcanzando el extremo posterior. Acetábulo en la mitad anterior del cuerpo. Testículos oblicuos o en tándem, ovario pretesticular. Parásito de vertebrados. El molusco intermediario es *Stagnicola*, la cercaria se enquista en larvas de dípteros (*Crironomidae*).

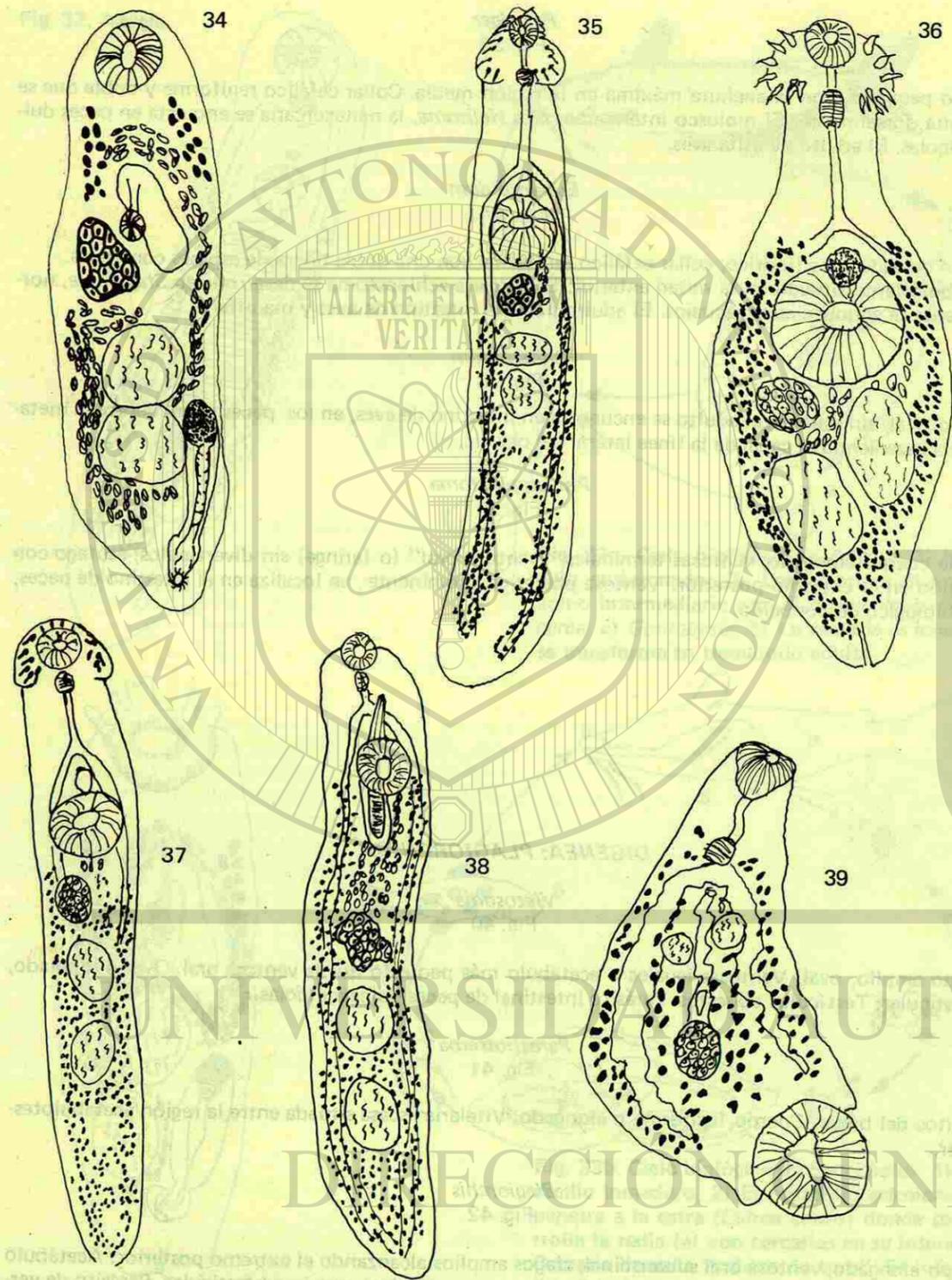


Fig. 34. *Bucephalopsis*; Fig. 35. *Echinochasmus*; Fig. 36. *Petasiger*; Fig. 37. *Eupharyphium*;
 Fig. 38. *Psilostomum*; Fig. 39. *Pisciamphostoma*.

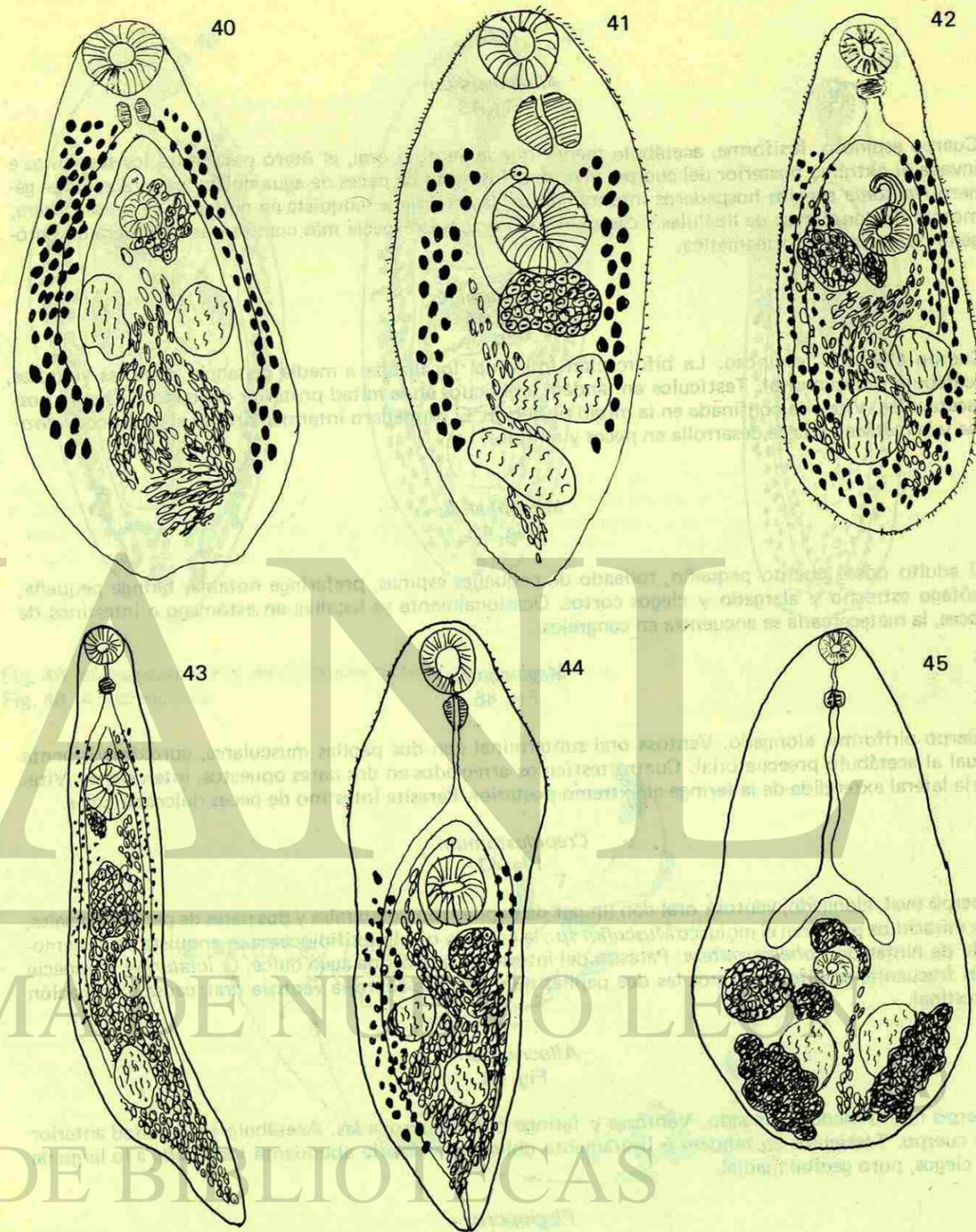


Fig. 40. *Vietosoma*; Fig. 41. *Parastiotrema*; Fig. 42. *Plagiorchis*; Fig. 43. *Alloglossidium*; Fig. 44. *Macroderoides*;
 Fig. 45. *Microphallus*.

Alloglossidium
Fig. 43

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 intermediarios, la cercaria se enquista en ninfas de *Ephemeroptera*, moscas dragón, larvas de libélulas y cangrejos. *A. corti* es la especie más común y se considera un patógeno potencial en Norteamérica.

Macroderoides
Fig. 44

Cuerpo elongado, espinoso. La bifurcación intestinal localizada a media distancia entre las ventosas, acetábulo preecuatorial. Testículos en tándem u oblicuos en la mitad posterior del cuerpo. Ovario postacetabular. Vitelaria confinada en la mitad posterior. El hospedero intermediario es el molusco *Helisoma* y la metacercaria se desarrolla en peces y anfibios.

Microphallus
Fig. 45

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

Megalogonia
Fig. 46

Cuerpo piriforme, elongado. Ventosa oral subterminal con dos papilas musculares, aproximadamente igual al acetábulo preecuatorial. Cuatro testículos arreglados en dos pares opuestos, intercecales. Vitelaria lateral extendida de la faringe al extremo posterior. Parasita intestino de peces dulceacuícolas.

Crepidostomum
Fig. 47

Cuerpo oval, elongado, ventosa oral con un par de papilas ventrolaterales y dos pares de papilas dorsales, los miracidios penetran el molusco *Musculim sp.*, la cercaria oftalmoxifidiocerca se enquista en el hemocele de ninfas de *Ephemeroptera*. Parásito del intestino de peces de agua dulce. *C. ictaluri* es la especie más frecuente, se diferencia por las dos papilas que presenta sobre la ventosa oral; causa inflamación intestinal.

Allocreadium
Fig. 48

Cuerpo más o menos elongado. Ventosas y faringe bien desarrolladas. Acetábulo en la mitad anterior del cuerpo. Testículos en tándem o ligeramente oblicuos. Vitelaria abundante localizada a lo largo de los ciegos, poro genital medial.

Plagioporus
Fig. 49

Oval o elongado, ciegos largos, poro genital posterior a la faringe siniestral. Vitelaria distribuida en la región anterior y posterior. Testículos en tándem u oblicuos.

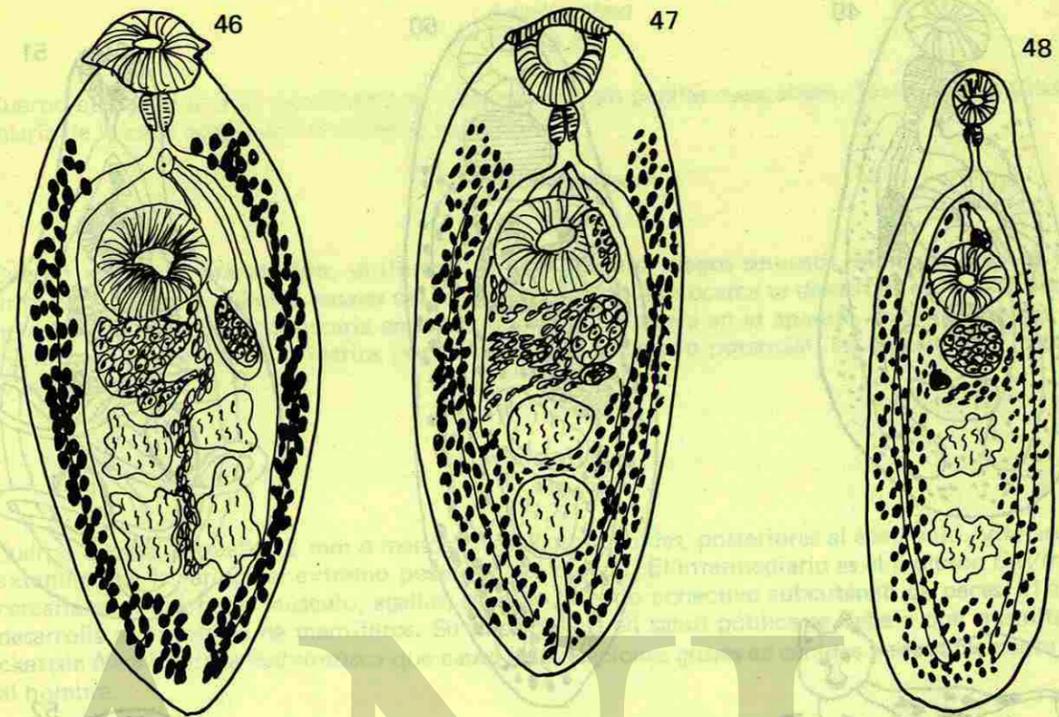


Fig. 46. *Megalogonia*; Fig. 47. *Crepidostomum*;
Fig. 48. *Allocreadium*.

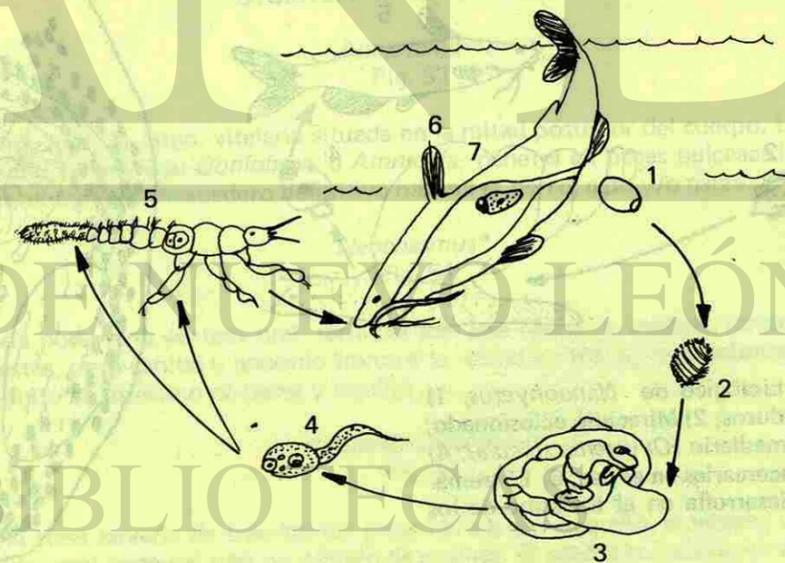


Fig. 47a. Ciclo biológico de *Crepidostomum*: 1) El huevecillo sale con las heces del bagre; 2) Miracidio; 3) Molusco intermediario (*Musculium*); 4) Cercaria; 5) Se enquista en las ninfas de las moscas de mayo; 6) El bagre ingiere las ninfas infectadas; 7) Adulto en intestino.

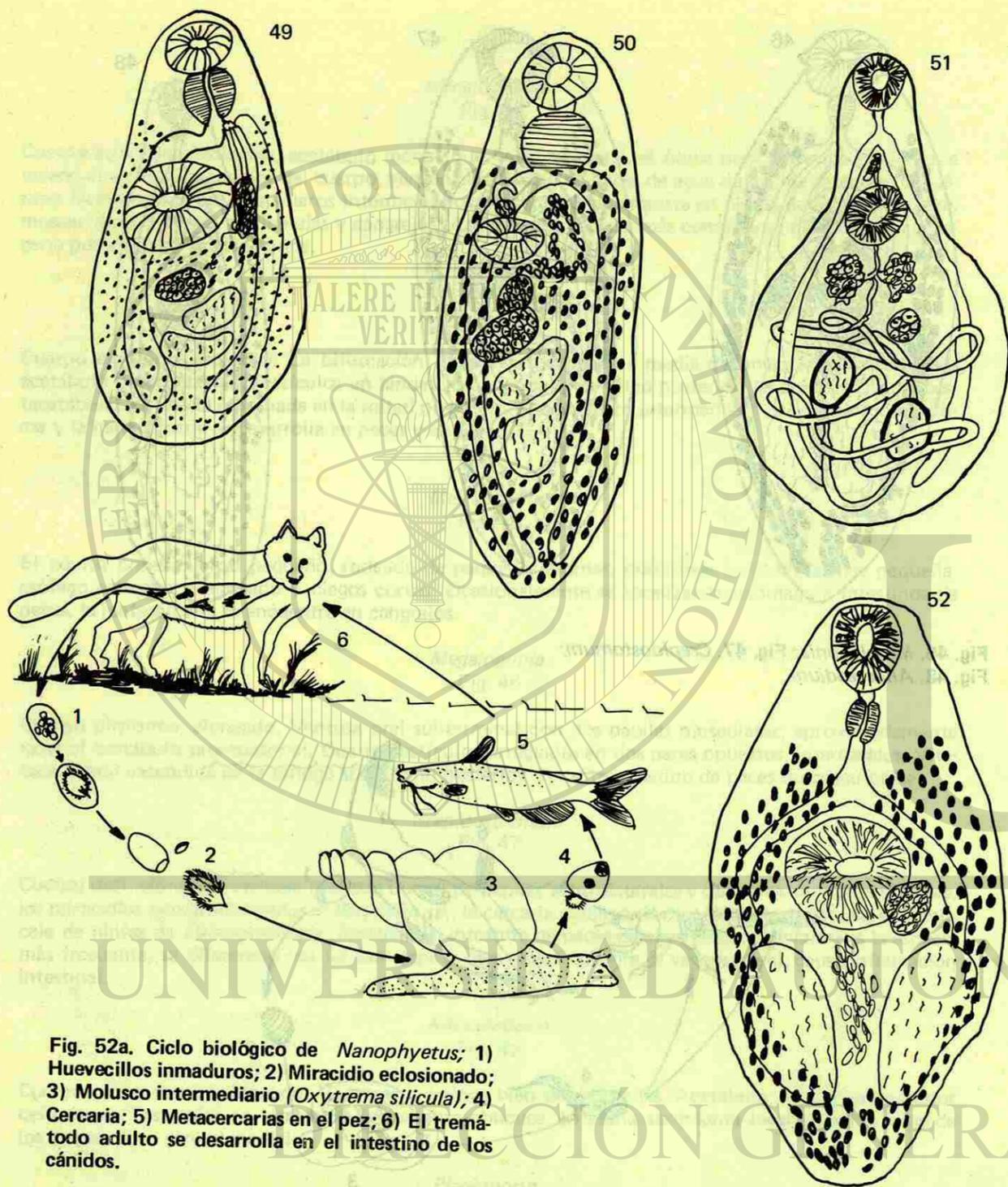


Fig. 52a. Ciclo biológico de *Nanophyetus*; 1) Huevecillos inmaduros; 2) Miracidio eclosionado; 3) Molusco intermediario (*Oxytrema silicula*); 4) Cercaria; 5) Metacercarias en el pez; 6) El tremátodo adulto se desarrolla en el intestino de los cánidos.

Fig. 49. *Pagioporus*; Fig. 50. *Lepidauchen*; Fig. 51. *Phyllodistomum*; Fig. 52 *Nanophyetus** (*Troglotrema*).

Lepidauchen
Fig. 50

Cuerpo elongado u oval, no crenulado. Ventosa oral sin papilas musculares. Testículos en tándem. Vitelaria de la zona acetabular al extremo posterior.

Phyllodistomum
Fig. 51

Cuerpo aplanado, translúcido, piriforme, faringe ausente, ciegos sinuosos, el adulto vive en la vejiga urinaria, uréteres y túbulos renales del bagre. La cercaria monocerca se desarrolla en el molusco del género *Musculium* y la metacercaria en artrópodos. Su presencia en el aparato urinario provoca taponamiento en los conductos urinarios por lo cual es un patógeno potencial. La especie más frecuente es *P. lacustri*.

*Nanophyetus**
Fig. 52

Cuerpo ovoide, pequeño (2 mm o menos). Testículos ovoideos, posteriores al acetábulo. Vitelaria lateral extendida de la faringe al extremo posterior del cuerpo. El intermediario es el molusco *Oxytrema*. La cercaria se enquista en músculo, agallas, riñones y tejido conectivo subcutáneo de peces. El adulto se desarrolla en intestino de mamíferos. Su importancia en salud pública se debe a que trasmite a la rickettsia *Neorickettsia helmintheca* que causa intoxicaciones graves en cánidos y probablemente también al hombre.

DIGENEA: OPISTORCHIIDA

*Apophallus**
Fig. 53

Cuerpo piriforme, esófago largo, vitelaria situada en la mitad posterior del cuerpo. La cercaria se desarrolla en el caracol operculado *Goniobasis* o *Amnicola*, penetra en peces dulceacuícolas formando la metacercaria en músculo. El hospedero definitivo natural es perro, gato y/o garza.

*Neochasmus**
Fig. 54

La metacercaria posee una ventosa oral, terminal con una hilera de espinas, ciegos cortos y amplios, testículos opuestos, poro genital y gonotilo frente a la ventosa ventral, la metacercaria se encuentra en músculo y el adulto en intestino de peces y reptiles.

*Allacanthochasmus**
Fig. 55

La metacercaria (fase larvaria de tremátodo) presenta cuerpo pequeño, elongado, espinoso y manchas oculares. Ventosa oral terminal con un círculo de espinas. El adulto se localiza en el intestino de peces y posee cuerpo pequeño, más o menos elongado, espinoso, ventosa oral terminal con un círculo simple de espinas. Ventosa ventral más pequeña que la oral. Testículos simétricos diagonales, vesícula seminal anterior. Ovario lobado, extendido transversalmente entre la ventosa ventral y testículos. Se localiza en intestino de peces de agua dulce.



Fig. 53. *Apophallus**; Fig. 54. *Neochasmus**; Fig. 55. *Allacanthochasmus**; Fig. 56. *Acetodextra*; Fig. 57. *Centrovarium*.

Acetodextra
Fig. 56

Cuerpo pequeño, oval. Ventosa oral más grande que el acetábulo. Testículos elongados en el extremo posterior del cuerpo. Acetábulo a la derecha o izquierda de la línea media. Parásita vejiga natatoria y ovario, se le observa como una mancha café en el ovario o vejiga natatoria. Se desconoce parte de su ciclo biológico. Ej. *A. ameiuri*.

Centrovarium
Fig. 57

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.

TRATAMIENTOS		TREMATODOS MONOGENEOS		TREMATODOS DIGENEOS	
PARASITO	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*	NUMERO DE APLICACIONES	
Cleidodiscus pricei	Formalina	10-15 ppm		1	
Cleidodiscus sp	Acriflavina	20 ppm		1	
"	Antymicina A	0.005 ppm		4 (Semanal)	
"	Co Ral	1 ppm		1	
"	Dylox	0.25 ppm		1	
"	Formalina	25 ppm		1	
"	Violeta de genciana	0.3 ppm		1	
"	Iodoformo	2.0 ppm		1	
"	Azul de metileno	50 ppm		1	
"	Dicromato de potasio	20 ppm		1	
"	Permanganato de potasio	2 ppm	F 16 hrs.	1	
"	Permanganato de potasio	5 ppm	D 5 min.	1	
"	Permanganato de potasio	50 ppm		1	
"	Rulene	0.5-3 ppm		1	
"	Formalina	10-15 ppm	F 1 hrs.	1	
Dactylogyrus sp					
TREMATODOS DIGENEOS					
Alloglossidium sp	Oxido Di N butyl tin	250 mg/kg del pez	0	3 (diarias)	

* D = Inmersión
 F = Flujo constante o goteo
 I = Tiempo indefinido
 O = Oral

CAPÍTULO 3

CESTODOS

GENERALIDADES

Los cestodos pertenecen al filum *Platyhelminthes* por ser gusanos acintados, aplanados dorsoventralmente a excepción de la familia Nematotaeniidae. Su cuerpo presenta típicamente un escólex o cabeza, cuello y estróbilo. Los cestodos son generalmente hermafroditas o monóicos por lo cual cada proglótide contiene un juego de órganos reproductores masculino y femenino con pocas excepciones. Carecen de un sistema digestivo y obtienen los nutrientes a través del tegumento.

Aunque habitan el tubo digestivo en su estado adulto existen pocos reportes acerca del daño ocasionado a peces dulceacuícolas debido quizá a la estrecha asociación hospedero-parásito, pero cuando se presentan en gran cantidad causan enteritis hemorrágica, distensión abdominal y emaciación como en el caso de *Botricephalus*. Asimismo *Corallobothrium* y *Eubothrium* se han reportado como responsables de la pérdida de peso en peces de Canadá, Asia y Europa.

Las formas larvianas (Fig. 58) provocan los daños más severos debido al bajo grado de especificidad hospedatoria que poseen en contraste con los adultos, principalmente cuando migran entre los órganos del pez antes de enquistarse. Los daños que ocasionan incluyen fibrosis en vísceras o gónadas (*Proteocephalus ambloplitis*). Las larvas plerocercoides (Fig. 58c) del género *Diphyllbothrium* pueden provocar peritonitis plástica o granulación edematosa en estómago y ciegos, inclusive la muerte, si penetra en órganos vitales.

Triaenophorus es la otra forma patógena que se encapsula en músculo o vísceras, asimismo los plerocercoides de *Ligula* y *Schistocephalus* se desarrollan en cavidad celómica de peces y el daño ocasionado se debe a la compresión de los órganos debido a la presión ejercida por su gran tamaño, los cambios patológicos incluyen obliteración de gónadas, proliferación de tejido conectivo y muerte.

CLASIFICACION TAXONOMICA

CLASE CESTODA

Como parásitos del bagre se han reportado sólo miembros de la subclase Eucestoda.

TRATAMIENTOS		TREMATODOS MONOGENEOS		TREMATODOS DIGENEOS	
PARASITO	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*	NUMERO DE APLICACIONES	
Cleidodiscus pricei	Formalina	10-15 ppm		1	
Cleidodiscus sp	Acriflavina	20 ppm		1	
"	Antymicina A	0.005 ppm		4 (Semanal)	
"	Co Ral	1 ppm		1	
"	Dylox	0.25 ppm		1	
"	Formalina	25 ppm		1	
"	Violeta de genciana	0.3 ppm		1	
"	Iodoformo	2.0 ppm		1	
"	Azul de metileno	50 ppm		1	
"	Dicromato de potasio	20 ppm		1	
"	Permanganato de potasio	2 ppm	F 16 hrs.	1	
"	Permanganato de potasio	5 ppm	D 5 min.	1	
"	Permanganato de potasio	50 ppm		1	
"	Rulene	0.5-3 ppm		1	
"	Formalina	10-15 ppm	F 1 hrs.	1	
Dactylogyrus sp					
TREMATODOS DIGENEOS					
Alloglossidium sp	Oxido Di N butyl tin	250 mg/kg del pez	0	3 (diarias)	

* D = Inmersión
 F = Flujo constante o goteo
 I = Tiempo indefinido
 O = Oral

CAPÍTULO 3

CESTODOS

GENERALIDADES

Los cestodos pertenecen al filum *Platyhelminthes* por ser gusanos acintados, aplanados dorsoventralmente a excepción de la familia Nematotaeniidae. Su cuerpo presenta típicamente un escólex o cabeza, cuello y estróbilo. Los cestodos son generalmente hermafroditas o monóicos por lo cual cada proglótide contiene un juego de órganos reproductores masculino y femenino con pocas excepciones. Carecen de un sistema digestivo y obtienen los nutrientes a través del tegumento.

Aunque habitan el tubo digestivo en su estado adulto existen pocos reportes acerca del daño ocasionado a peces dulceacuícolas debido quizá a la estrecha asociación hospedero-parásito, pero cuando se presentan en gran cantidad causan enteritis hemorrágica, distensión abdominal y emaciación como en el caso de *Botricephalus*. Asimismo *Corallobothrium* y *Eubothrium* se han reportado como responsables de la pérdida de peso en peces de Canadá, Asia y Europa.

Las formas larvianas (Fig. 58) provocan los daños más severos debido al bajo grado de especificidad hospedatoria que poseen en contraste con los adultos, principalmente cuando migran entre los órganos del pez antes de enquistarse. Los daños que ocasionan incluyen fibrosis en vísceras o gónadas (*Proteocephalus ambloplitis*). Las larvas plerocercoides (Fig. 58c) del género *Diphyllbothrium* pueden provocar peritonitis plástica o granulación edematosa en estómago y ciegos, inclusive la muerte, si penetra en órganos vitales.

Triaenophorus es la otra forma patógena que se encapsula en músculo o vísceras, asimismo los plerocercoides de *Ligula* y *Schistocephalus* se desarrollan en cavidad celómica de peces y el daño ocasionado se debe a la compresión de los órganos debido a la presión ejercida por su gran tamaño, los cambios patológicos incluyen obliteración de gónadas, proliferación de tejido conectivo y muerte.

CLASIFICACION TAXONOMICA

CLASE CESTODA

Como parásitos del bagre se han reportado sólo miembros de la subclase Eucestoda.

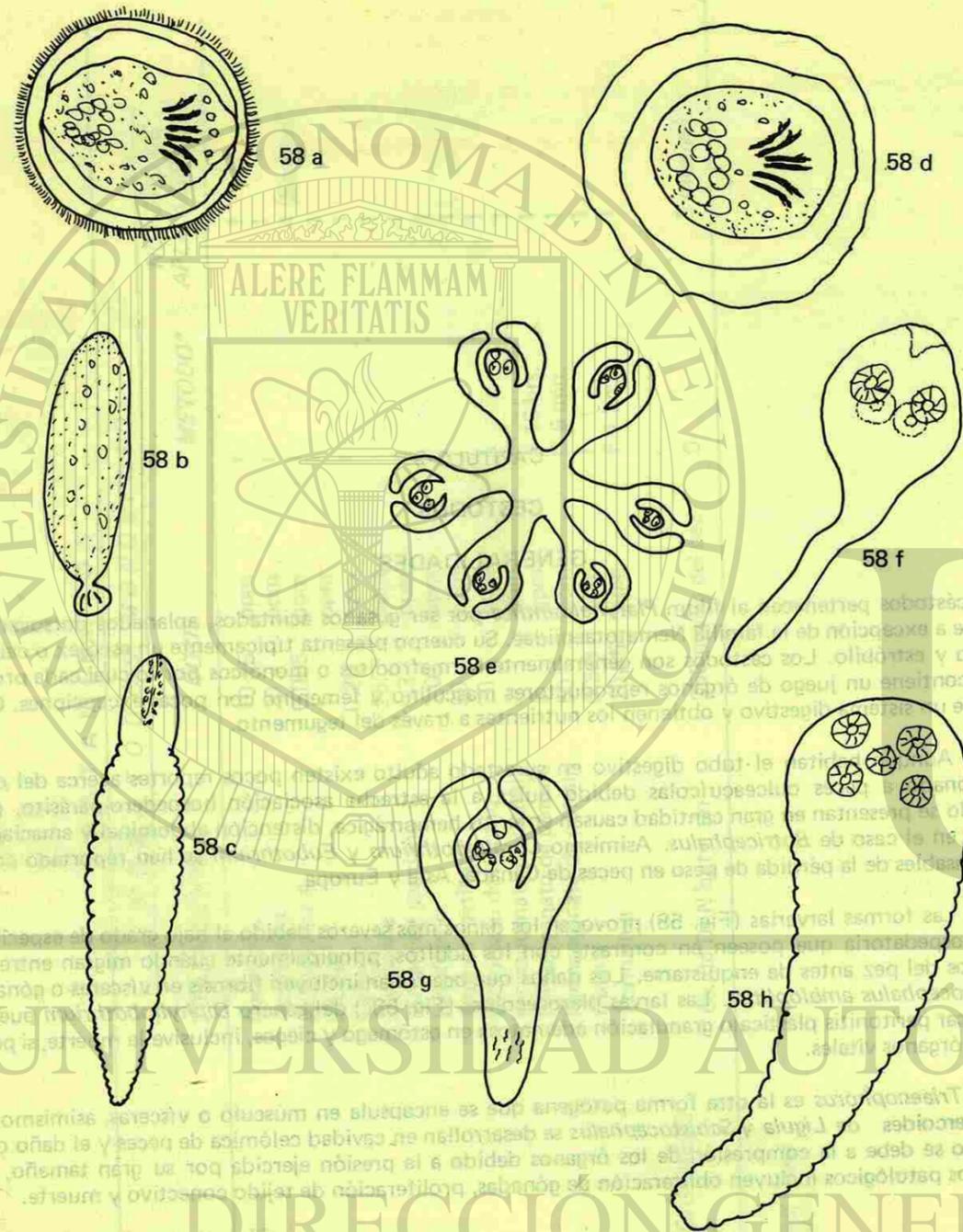


Fig. 58. Estadios larvarios de Eucestoda: 58a. Coracidio de *Pseudophyllidea*; 58b y 58c. Larva procercoide y plerocercoid; 58d. Hexacanto; 58e-f-g. Tipos de larvas cisticercoides de *Cyclophyllidea*; (múltiple, con escólex expuesto y con escólex protegido, respectivamente); 58 h. Larva plerocercoid de *Proteocephalidea*.

Subclase Eucestoda: Comúnmente polizóicos. Uno o más juegos de órganos reproductores por proglótide. Embrión con seis ganchos. Parasitan intestino de vertebrados.

Orden Pseudophyllidea: Escólex con dos botrios.

Fam. Haplobothridae. Ej. *Haplobothrium*.

Fam. Bothriocephalidae. Ej. *Bothriocephalus*.

Fam. Triaenophoridae. Ej. *Triaenophorus*.

Orden Proteocephalidea: Escólex con cuatro ventosas, algunas veces con ventosa apical adicional o rostelo armado: Vitelógenas foliculares en márgenes laterales.

Fam. Proteocephalidae. Ej. *Corallobothrium*, *Crepidobothrium*, *Ophiataenia* y *Proteocephalus*.

Orden Cyclophyllidea; Escólex con cuatro ventosas. Rostelo presente o ausente. Viteliaria compacta, medial, usualmente postovárica.

Fam. Dilepididae. Ej. *Dendrouterina**, *Dilepis**.

CESTODOS PARASITOS DE BAGRE

EUCESTODA: PSEUDOPHYLLIDEA

Haplobothrium
Fig. 59

Gusano adulto pequeño y delgado. Pseudoescólex con apéndices cónicos, depresiones poco profundas dorsal y ventral, acanaladuras del margen posterior hacia el proglótide anterior en sentido longitudinal; dos pares de apéndices auriculares posterolaterales. Segmentación externa confinada a la región anterior del estrobilo. Testículos y viteliaria en la médula medial y lateral hasta los cordones nerviosos, con vesícula seminal externa.

El adulto parasita peces, la larva procercoide se desarrolla en copépodos. El plerocercoid se enquista en hígado de peces. Ej. la plerocercoid de *H. globuliforme* se desarrolla en *Ictalurus nebulosus*.

Bothriocephalus
Fig. 60

Escólex elongado, indentaciones a los lados. Botrios elongados longitudinalmente. Sin cuello. Proglótides acampanulados. Pseudometamerización secundaria algunas veces presente en las proglótides más viejas. Atrio genital dorsomedial. Poro uterino medial, anterior al atrio genital. Ovario elongado transversalmente, compacto. Viteliaria vertical. De las seis especies que han sido encontradas en América *B. acheilognathi* se diferencia por su escólex que es más grande y triangular que en las demás especies. Vive en el duodeno, la presencia de varios gusanos causa obstrucción y distensión, los daños a la mucosa incluyen degeneración y necrosis acompañada por enteritis hemorrágica e infiltración celular. Para efectuar su ciclo biológico utiliza a un copépodo del género *Cyclops*, que ingiere al coracidio y se desarrolla una larva procercoide en la cavidad del cuerpo; el bagre adquiere la enfermedad cuando ingiere copépodos infectados. La quimioterapia es la única forma de erradicar el parásito.

* Formas larvarias encontradas en bagre.

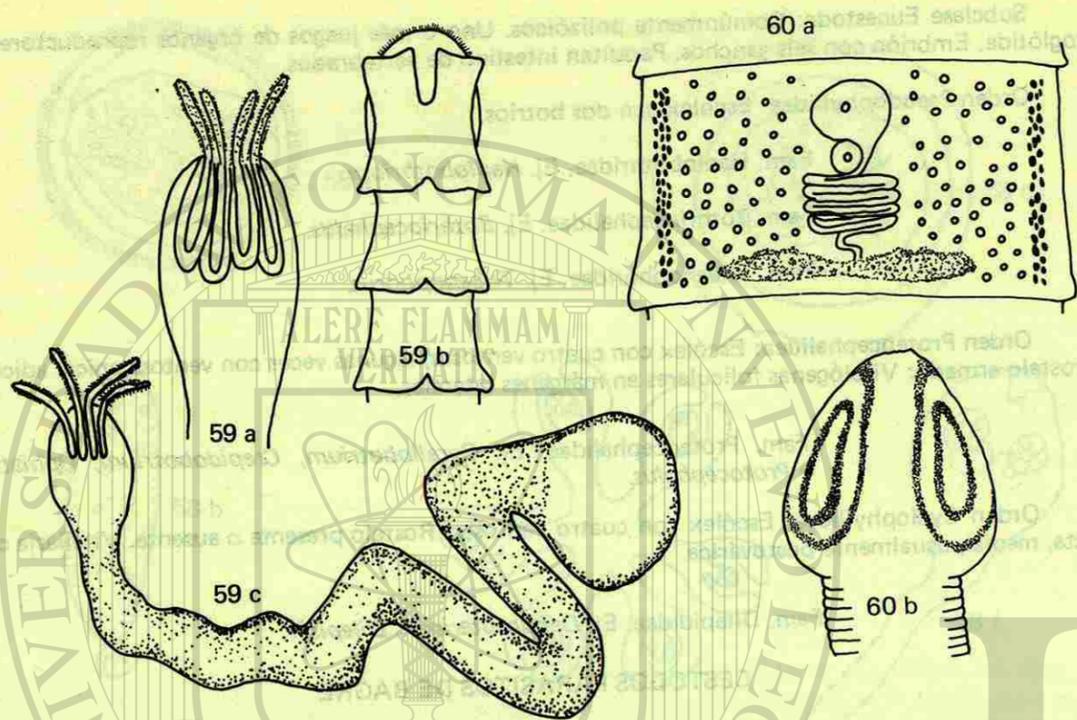


Fig. 59. *Haplobothrium*; 59a. Escólex; 59b. Pseudoscolex del estróbilo secundario; 59c. Larva plerocercóide; Fig. 60. *Brothriocephalus*; 60a. Segmento maduro; 60b. Escólex.

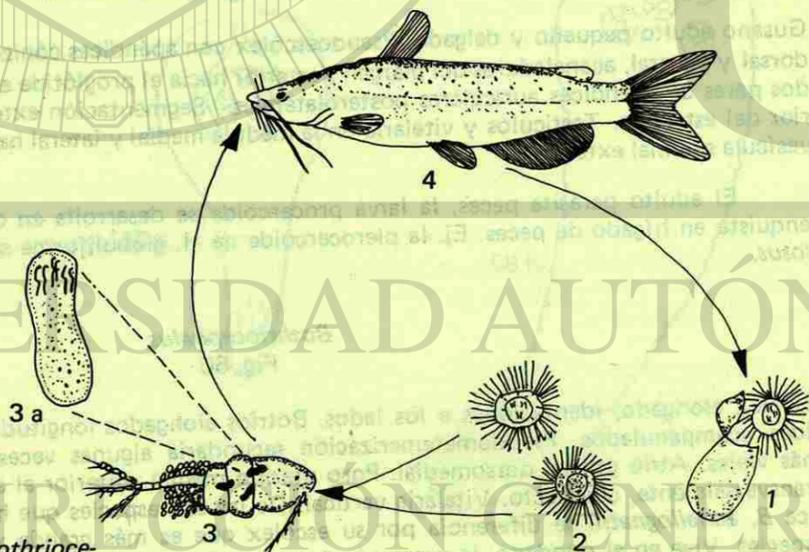


Fig. 60c. Ciclo biológico de *Brothriocephalus*: 1) Huevecillo; 2) Coracidio eclosionado; 3) En la cavidad del hospedero intermediario (copépodo) se desarrolla la larva procercoide (3a); 4) El bagre adquiere el céstodo al ingerir el copépodo infectado.

Triaenophorus
Fig. 61

Escólex con un par dorsal y ventral de ganchos en forma de tridente. Botrios redondeados. Sin metamerismo externo, atrio genital marginal. Poro uterino ventral anterior a los poros genitales. Huevecillos operculados. Los céstodos adultos parasitan peces.

EUCESTODA: PROTEOCEPHALIDEA

Corallobothrium
Fig. 62

Escólex no armado, aplanado en su superficie apical, con cuatro ventosas sobre su cara plana y cubierto por pliegues y dobleces marginales del cuerpo. Poros genitales en la mitad anterior del proglótide. Testículos en el campo comprendido entre los canales excretores. Ovario posterior, de forma variable, intravitelario. El adulto vive en el intestino y es más común en bagres silvestres que en aquellos que se mantienen en cultivo. Los huevecillos de este céstodo son excretados junto con las heces e ingeridos por copépodos donde se desarrolla la larva procercoide y al ser ingerida por peces pequeños se transforma en plerocercóide; el bagre adquiere este parásito cuando ingiere éstos conteniendo las larvas.

Crepidobothrium
Fig. 63

Escólex voluminoso, con cuatro ventosas grandes, cada una con una muesca en el borde. Cuello presente. Poros genitales irregularmente alternos. Testículos en los campos laterales. Vagina anterior o posterior a la bolsa del cirro. Ovario bilobulado, cerca del margen posterior del proglotidio.

Vitelaria marginal. Utero medial en ramas laterales. El adulto parasita víboras en México y Sudamérica.

Ophioetaenia
Fig. 64

Escólex globoso o ligeramente tetragonal, no armado.

Puede estar presente un órgano apical rudimentario. Ventosas circulares con márgenes completos. Testículos en dos campos separados anteriores al ovario. Poro genital marginal. Ovario bilobulado algunas veces en forma de "H" o "M". Vitelaria extendida en los márgenes, útero extendiéndose. Huevo con tres membranas conteniendo la oncósfera. El adulto parasita peces, anfibios y reptiles, *O. fragilis* se ha reportado en *Ictalurus punctatus*.

Proteocephalus
Fig. 65

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 plerocercóide en peces pequeños, aunque también ha sido encontrada en bagre; el adulto se desarrolla en peces de agua dulce.

EUCESTODA: CYCLOPHYLLIDEA

*Dentrouterina** y *Dilepis**
Fig. 58e a 58 g

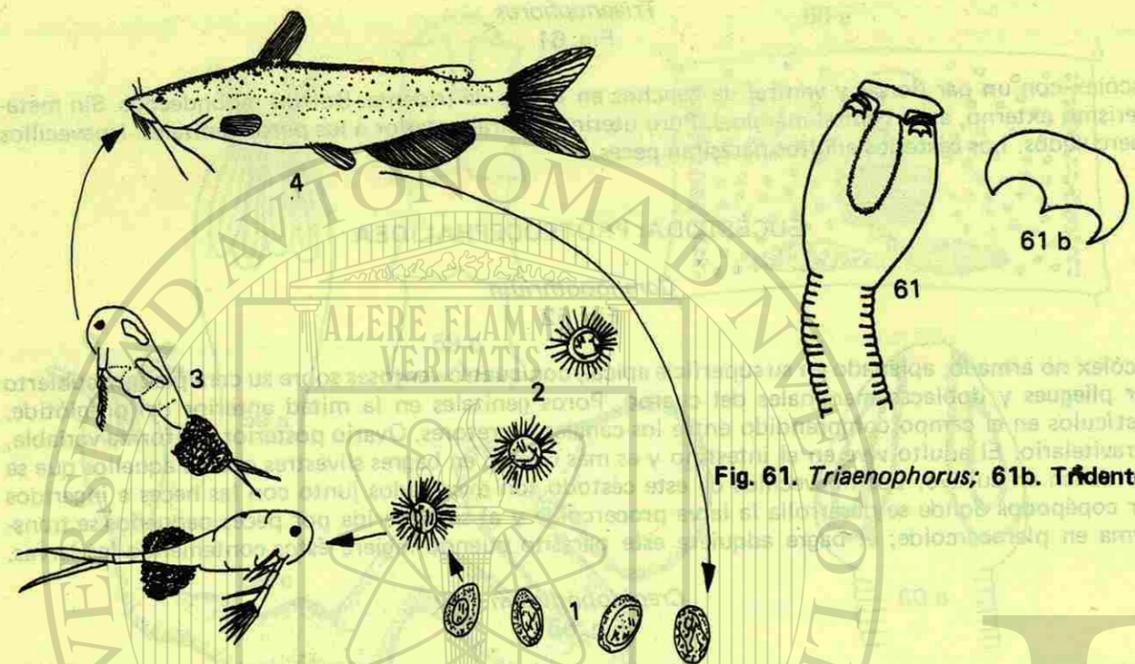


Fig. 61. *Triaenophorus*; 61b. Trífente.

Fig. 61a. Ciclo biológico de *Triaenophorus*: (1) Huevecillos del cestodo; (2) Coracidio; (3) Copépodo, primer intermediario (*Cyclops*); (4) el bagre actúa como segundo intermediario al ingerir el copépodo.

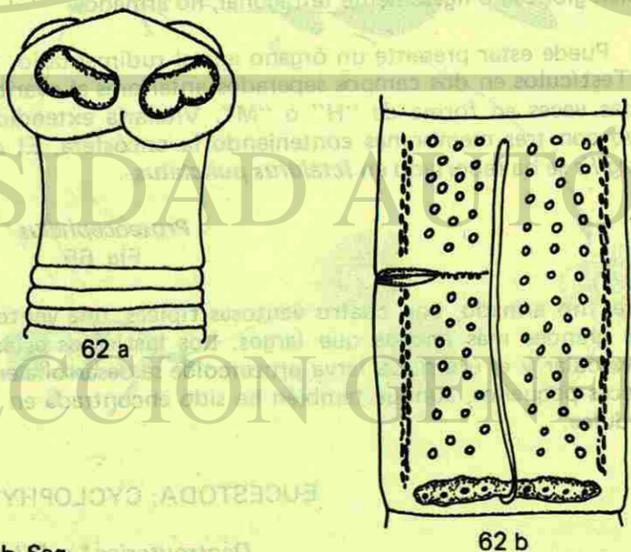


Fig. 62. *Corallobothrium*; 62 a. Escólex; 62 b. Segmento maduro.

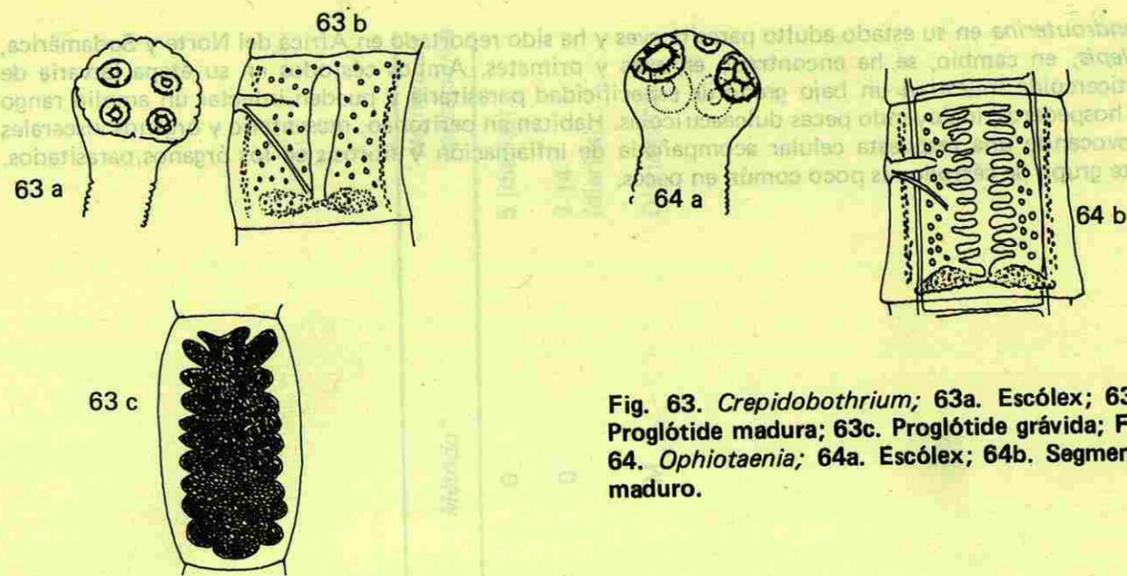


Fig. 63. *Crepidobothrium*; 63a. Escólex; 63b. Proglótide madura; 63c. Proglótide grávida; Fig. 64. *Ophiotaenia*; 64a. Escólex; 64b. Segmento maduro.

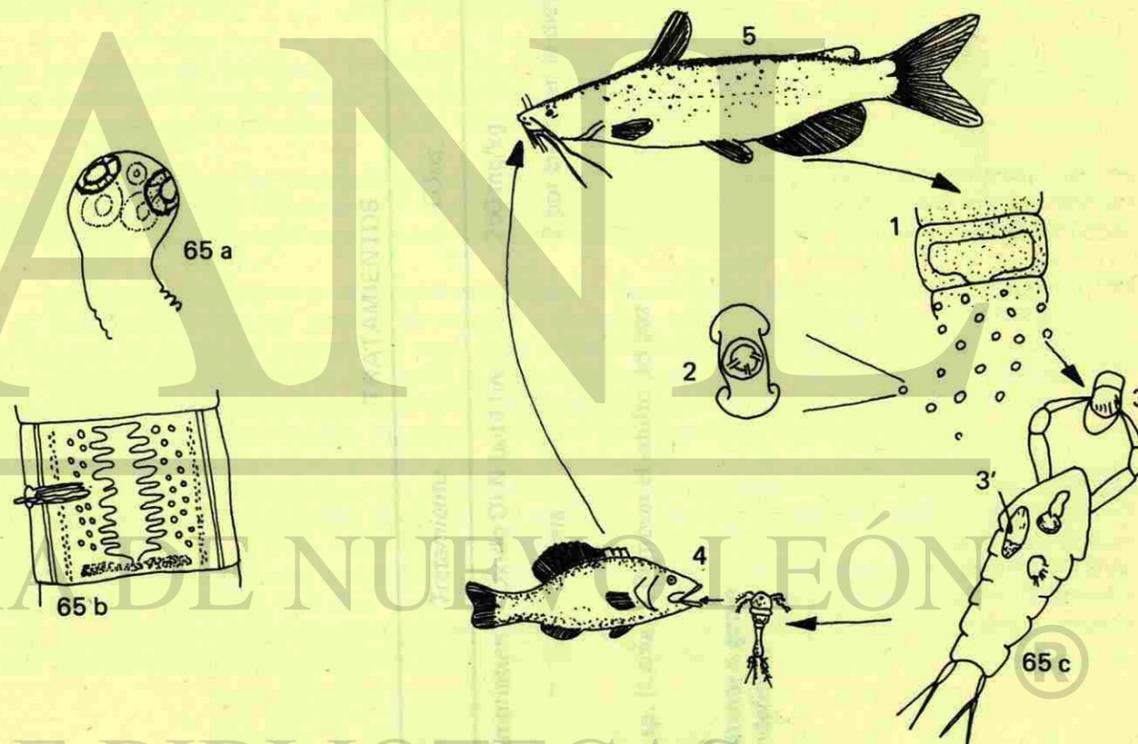


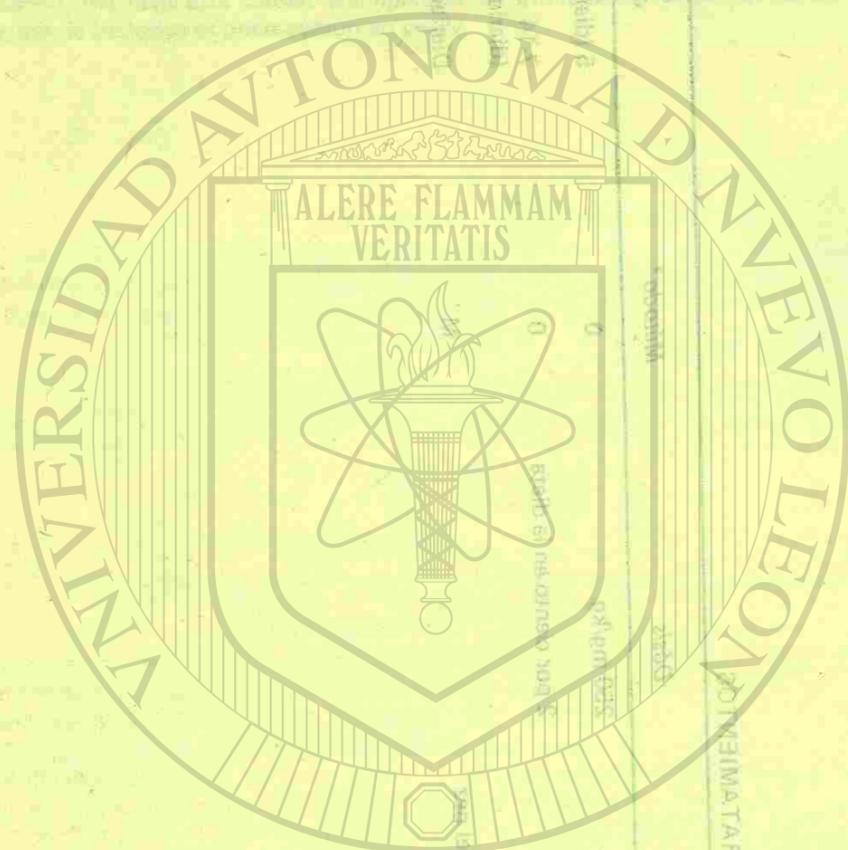
Fig. 65. *Protocephalus*, Fig. 65a. Escólex; 65b. Segmento maduro; 65c. Ciclo biológico: (1) Proglótide grávida; (2) Huevecillo; (3) Crustáceo (*Cyclops*) con la larva procercoide (3'); (4) Robalo con larvas plerocercoides; (5) Bagre parasitado con los cestodos adultos.

Dendroterina en su estado adulto parasita aves y ha sido reportado en Africa del Norte y Sudamérica, *Dilepis*, en cambio, se ha encontrado en aves y primates. Ambos céstodos en su etapa larvaria de cisticercoide muestran un bajo grado de especificidad parasitaria y pueden infectar un amplio rango de hospederos, incluyendo peces dulceacuícolas. Habitan en peritoneo, mesenterio y órganos viscerales provocando una respuesta celular acompañada de inflamación y fibrosis en los órganos parasitados. Este grupo de céstodos es poco común en peces.



Parásito	Tratamiento	Dosis	Método *	Número de aplicaciones
<i>Corallobothrium fimbriatum</i>	Oxido Di N butil tin	250 mg/kg	O	5 (diarias)
"	Kamala	2 por ciento en la dieta	O	7-14 (diarias)
<i>Diphyllobothrium</i> sp. (Larva)	Remover el adulto del pez		M	Diariamente

* D = Inmersión
 F = Flujo constante o goteo
 I = Tiempo indefinido
 O = Oral



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPITULO 4

NEMATODOS

GENERALIDADES

Estos organismos se reconocen fácilmente por presentar un cuerpo cilíndrico con extremos adelgazados, poseen un sistema digestivo completo. Son de sexos separados y presentan dimorfismo sexual, siendo los machos generalmente de menor tamaño que las hembras.

Algunos poseen un ciclo biológico directo o monoxénico ocupando sólo a un hospedero donde alcanzan su desarrollo y diferenciación sexual, otros poseen un ciclo biológico heteroxénico utilizando invertebrados, especialmente copépodos o cangrejos y peces donde se desarrollan los estadios larvarios.

Los daños patológicos ocasionados por adultos y larvas varían considerablemente dependiendo de su localización. Algunos nemátodos ocupan a los peces como hospederos intermediarios durante sus estadios larvarios, en bagre se ha reportado a *Cucullanus*, *Camallanus*, *Contraecaecum*, *Spiroxys*, *Diectophyma* y *Eustrongylides* los cuales pueden alcanzar su madurez sexual en aves, reptiles o mamíferos. Estas larvas viven en órganos internos (se enquistan en peritoneo, páncreas o hígado) y ocasionalmente en piel. Un gran número de quistes ocasionan inflamación de órganos internos.

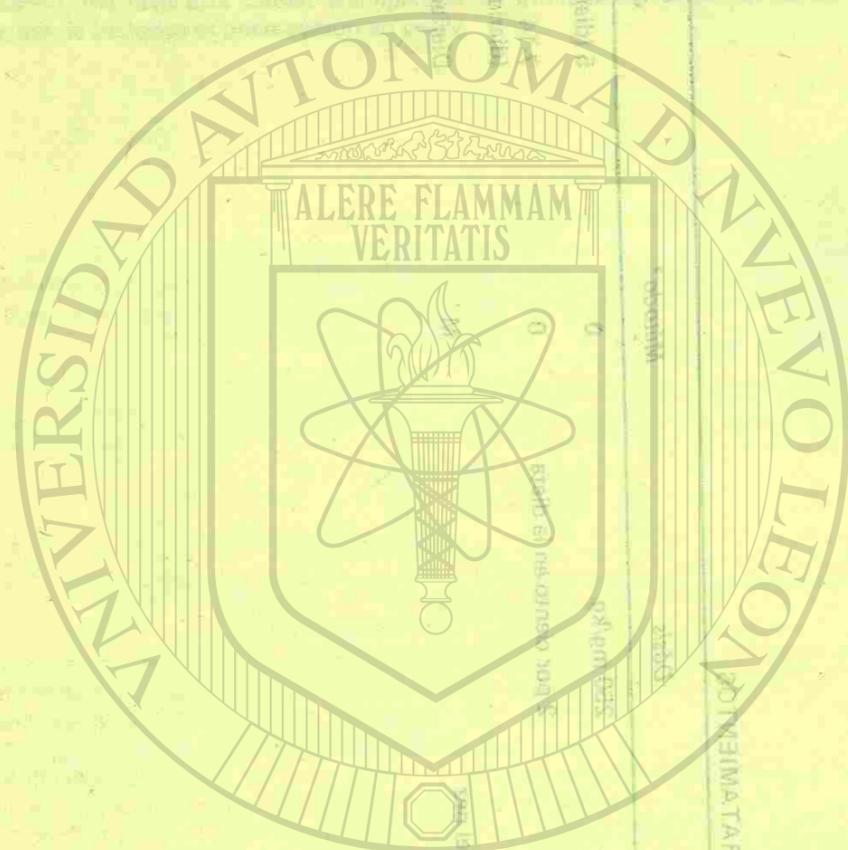
Otros nemátodos utilizan a los peces como hospederos definitivos y se localizan en intestino, músculos, órganos reproductores o en cavidad celómica como ej. *Philometra* que perfora la pared intestinal provocando la producción de un exudado que le ayuda a sobrevivir. Otro género de importancia en patología de peces dulceacuícolas es *Camallanus* que vive en intestino y ciegos pilóricos, alcanzando un tamaño de 5-8 mm. y la hembra de 12-18 mm., sus estadios larvarios nadan libremente y son ingeridos por copépodos del género *Cyclops* donde se desarrollan al siguiente estadio larvario y sólo alcanzan su madurez sexual si el copépodo infectado es ingerido por el pez.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Aschelminthes: Constituido por seis clases, una de las cuales es la clase Nemátoda.

Clase Nemátoda: Gusanos cilíndricos, sistema digestivo simple y completo; sexos separados presentando dimorfismo sexual.

Subclase Secernentea: Papilas caudales usualmente numerosas (el número básico es 21).



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPITULO 4

NEMATODOS

GENERALIDADES

Estos organismos se reconocen fácilmente por presentar un cuerpo cilíndrico con extremos adelgazados, poseen un sistema digestivo completo. Son de sexos separados y presentan dimorfismo sexual, siendo los machos generalmente de menor tamaño que las hembras.

Algunos poseen un ciclo biológico directo o monoxénico ocupando sólo a un hospedero donde alcanzan su desarrollo y diferenciación sexual, otros poseen un ciclo biológico heteroxénico utilizando invertebrados, especialmente copépodos o cangrejos y peces donde se desarrollan los estadios larvarios.

Los daños patológicos ocasionados por adultos y larvas varían considerablemente dependiendo de su localización. Algunos nemátodos ocupan a los peces como hospederos intermediarios durante sus estadios larvarios, en bagre se ha reportado a *Cucullanus*, *Camallanus*, *Contraecacum*, *Spiroxys*, *Diectophyma* y *Eustrongylides* los cuales pueden alcanzar su madurez sexual en aves, reptiles o mamíferos. Estas larvas viven en órganos internos (se enquistan en peritoneo, páncreas o hígado) y ocasionalmente en piel. Un gran número de quistes ocasionan inflamación de órganos internos.

Otros nemátodos utilizan a los peces como hospederos definitivos y se localizan en intestino, músculos, órganos reproductores o en cavidad celómica como ej. *Philometra* que perfora la pared intestinal provocando la producción de un exudado que le ayuda a sobrevivir. Otro género de importancia en patología de peces dulceacuícolas es *Camallanus* que vive en intestino y ciegos pilóricos, alcanzando un tamaño de 5-8 mm. y la hembra de 12-18 mm., sus estadios larvarios nadan libremente y son ingeridos por copépodos del género *Cyclops* donde se desarrollan al siguiente estadio larvario y sólo alcanzan su madurez sexual si el copépodo infectado es ingerido por el pez.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Aschelminthes: Constituido por seis clases, una de las cuales es la clase Nemátoda.

Clase Nemátoda: Gusanos cilíndricos, sistema digestivo simple y completo; sexos separados presentando dimorfismo sexual.

Subclase Secernentea: Papilas caudales usualmente numerosas (el número básico es 21).

Sistema excretor con canales laterales. Fasmidias presentes. El tercer estadio es el infectivo para el hospedero definitivo.

Orden Ascaridida: Gusanos robustos, boca rodeada por tres labios prominentes.

Superfamilia Seuratoidea: Esófago corto, simple y cilíndrico o corto dividido en dos partes con o sin el mismo diámetro.

Fam. Cucullanidae: Parásitos de peces. Ej. *Cucullanus*, *Dichelyne*.

Superfamilia Ascaridoidea: Esófago simple y cilíndrico o terminando en un bulbo sin valvas, conteniendo células glandulares uninucleadas.

Fam. Anisakidae: Parásitos de mamíferos. Ej. *Contraecum**, *Raphidascaris*.

Orden Spirurida: Con dos subórdenes donde se sitúan parásitos del bagre.

Suborden Camallanina.

Superfamilia Camallanoidea: Cavidad bucal bien desarrollada. Papilas labiales internas diminutas. Parásitos del intestino de vertebrados de sangre fría. Los hospederos intermediarios son copépodos.

Fam. Camallanidae. Con las características de la superfamilia. Ej. *Camallanus**.

Superfamilia Drancuculoidea: Cavidad bucal debidamente desarrollada. Papilas labiales internas prominentes. Comúnmente no parasitan intestino.

Fam. Philometridae: Parásitos de peces. Ej. *Philometra*.

Suborden Spirurina.

Superfamilia Gnathostomatoidea: Pseudolabios trilobulados. Papilas labiales cefálicas y externas separadas. La cutícula de cada pseudolabio es gruesa y plegada dentro de una formación similar a un diente, el cual se acomoda dentro de su pliegue correspondiente sobre el pseudolabio adyacente. Extremo anterior algunas veces hinchado en forma de bulbo. Los hospederos intermediarios son al menos en parte copépodos o moluscos.

Fam. Gnathostomatidae: Ej. *Spiroxys**.

Superfamilia Thelazioidea: Cavidad bucal variable, a veces larga y cilíndrica. Alas caudales ausentes. Parasitan intestino de peces, órbita de aves y pulmones de mamíferos.

Fam. Rhabdochonidae: Parásitos intestinales de peces o de varios órganos de peces y algunos otros vertebrados. Ej. *Rhabdochona*.

* Formas larvarias.

Superfamilia Habronematoidea: Pseudolabios no cubriendo por completo la superficie cefálica, labios medios. Cuatro papilas labiales externas frecuentemente visibles sobre los labios.

Fam. Cystidicolidae: Ej. *Metabronema*, *Spinitectus*.

Subclase adenophorea: Papilas caudales ausentes o pocas en número. Fasmidias ausentes. Esófago cilíndrico o con glándulas esofágicas libres en el pseudoceloma y formando esticosoma o trofosoma. Huevos frecuentemente con estilete (generalmente infectiva para el hospedero definitivo).

Superfamilia Diactophymatoidea: Esófago cilíndrico, bien desarrollado, esticosoma o trofosoma ausente. Cola del macho modificada para formar una ventosa ventral. Monodélficos.

Fam. Diactophymatidae: Ej. *Diactophyma**, *Eustrongylides**.

NEMATODOS PARASITOS DEL BAGRE

SECERNENTEA: ASCARIDIDA

Cucullanus
Fig. 66

Extremo anterior curvado dorsalmente. Labios que limitan la boca, no quitinizados; cápsula bucal no quitinosa formada por una dilatación del extremo anterior del esófago el cual está ensanchado posteriormente. Intestino simple. Macho con ventosa preanal sin borde quitinoso; ala caudal ausente o rudimentaria; espículas iguales, gobernáculo presente. Hembra con la vulva cerca de la mitad del cuerpo, vagina dirigida anteriormente; dos ovarios. Ovíparos. Parasitan intestino de peces y reptiles. Ciclo biológico desconocido.

Dichelyne
(Sin *Dacnitoides*)
Fig. 67

Cuerpo de espesor uniforme, sin ensanchamiento a nivel de la dilatación anterior del esófago. Boca algunas veces con salientes cuticulares transversales o estructuras cónicas. El extremo anterior del esófago forma una falsa cápsula bucal. Cola cónica curvada ventralmente, puntiaguda, cinco pares de papilas preanales costiformes, espícula larga. Hembra con cola cónica puntiaguda; vulva atrás de la mitad del cuerpo. Dos ovarios, ramas uterinas opuestas. Ovíparos. Parásitos de peces.

*Contraecum**
Fig. 68

Labios sin anillos dentígeros, con interlabios. El ciego esofágico es pequeño y sólido, el ciego intestinal es el doble de largo que el esofágico y se extiende hacia el extremo anterior. Ovíparos. Los adultos de algunas especies se desarrollan en peces, aves piscívoras y mamíferos. *Contraecum spiculigenum* es la especie que se ha reportado en el Sur y Centro de los Estados Unidos, su estado adulto se desarrolla en el cormorán (*Phalacrocorax auritus*), patos, pelícanos y otras aves piscívoras; en el huevecillo, expulsados junto con las heces del ave, se desarrolla el estadio larvario infectivo que es ingerido por el bagre y se enquistan en mesenterio, aún no se conocen hospederos intermediarios para esta especie.

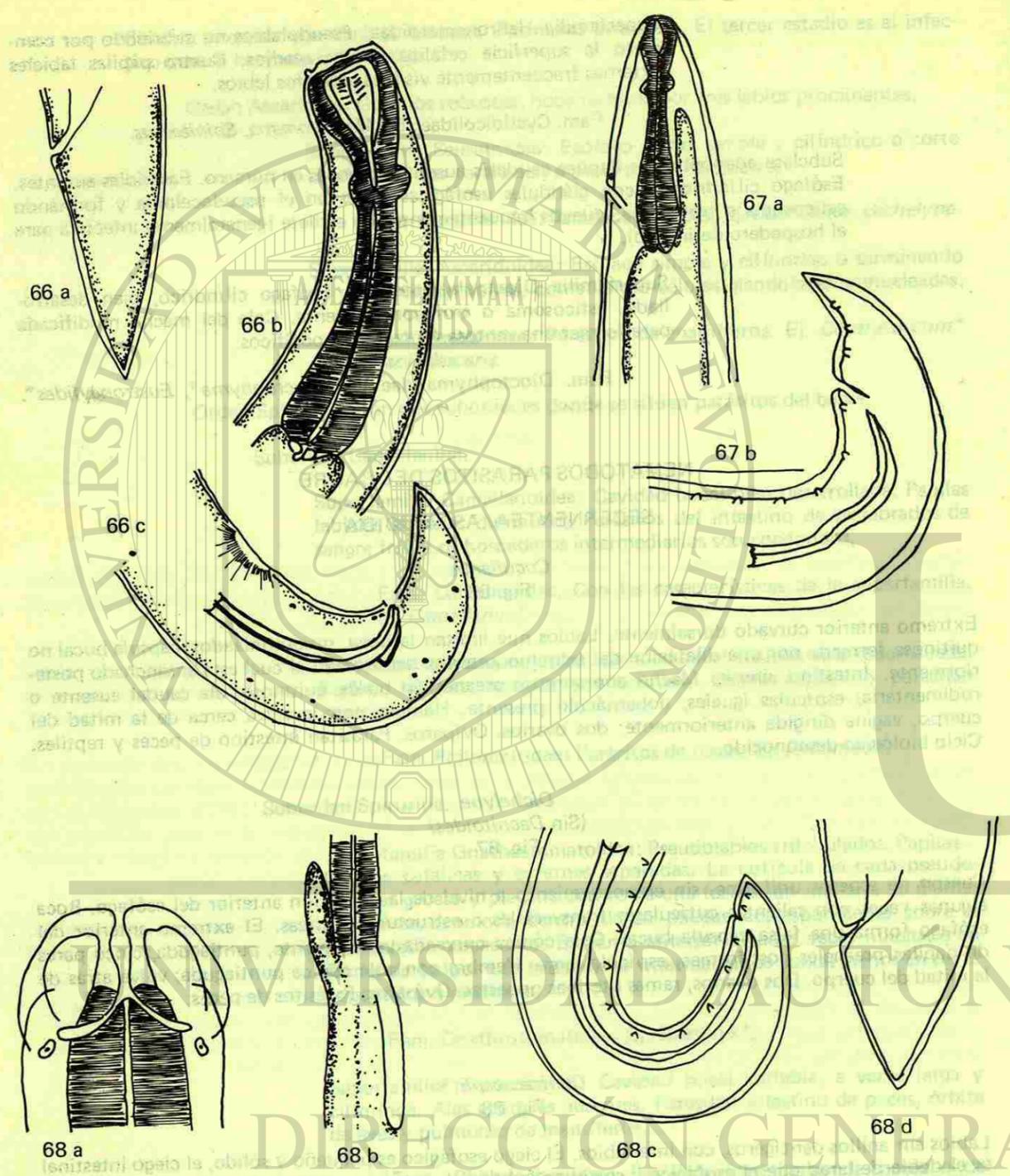


Fig. 66. *Cucullanus*; 66a. Extremo caudal de la hembra; 66b. Extremo anterior; 66c. Extremo caudal del macho; Fig. 67. *Dichelyne* (*Dacnitoidea*); 67a. Extremo anterior; 67b. Extremo posterior del macho; Fig. 68. *Contracaecum**; 68a. Extremo anterior; 68b. Región del ciego esofágico y ciego intestinal; 68c. Extremo posterior del macho; 68d. Extremo posterior de la hembra.

El engastamiento de estos nemátodos en la cavidad de los peces ocasionan daños a las pisciculturas. Se han encontrado en las pisciculturas con una frecuencia aproximada del 20 por ciento y en un índice promedio de 20 peces por pez. El diagnóstico se realiza en exámenes post-mortem detectando las células típicas de epitelio y la presencia de los nemátodos en el intestino.

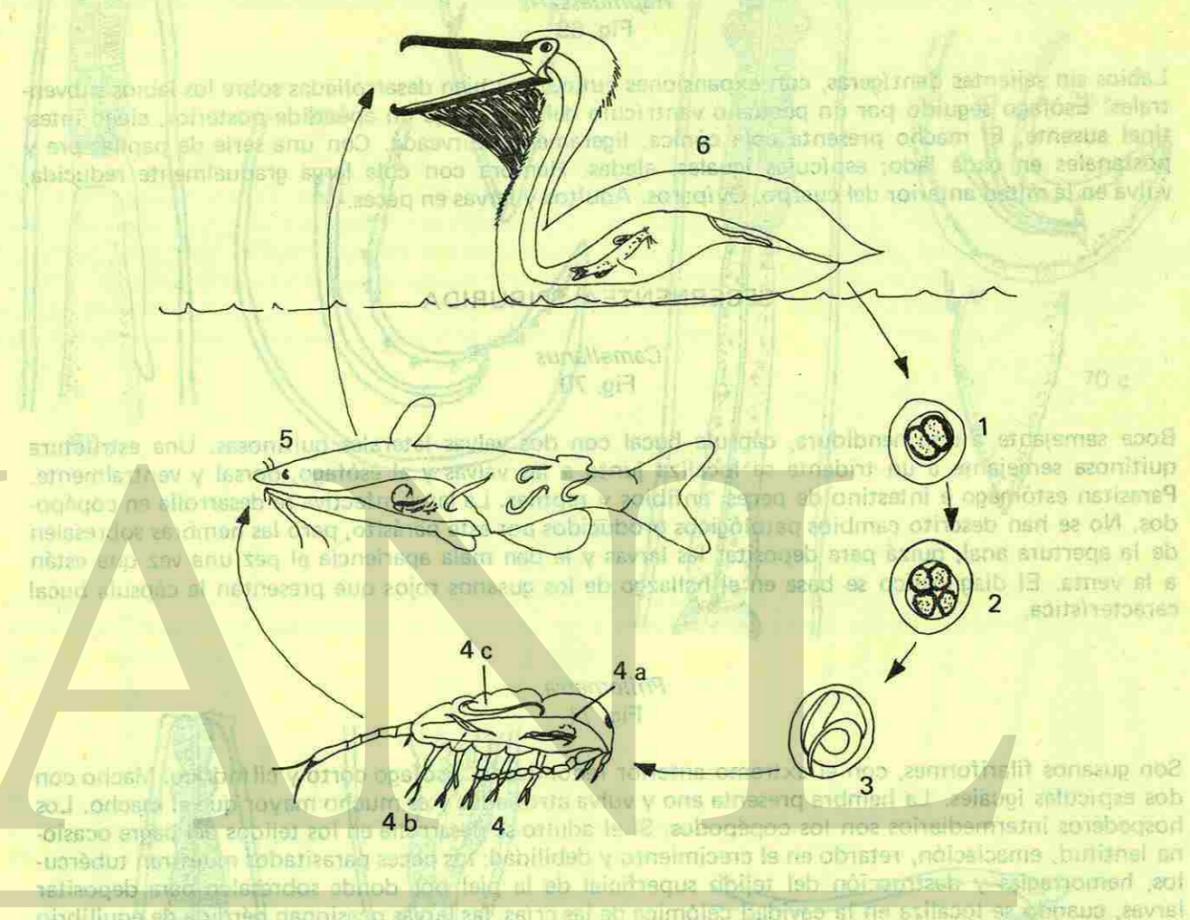


Fig. 68e. Ciclo biológico de *Contracaecum*: (1) Huevecillo en primer estadio de segmentación eliminado en heces; (2) Huevo en fases iniciales de segmentación; (3) Larva rabditoide de segundo estadio; (4) Copépodo, primer hospedero intermediario; (4a) La larva eclosiona del huevo; (4b) Atraviesa la pared intestinal y (4c) se establece en hemocele; (5) Las larvas se enquistan en mesenterio del Bagre (6) Una ave piscívora es el hospedero definitivo.

El enquistamiento de estos nématodos en la cavidad de los peces ocasionan daños a las vísceras. Se han encontrado en las piscifactorías con una frecuencia aproximada del 20 por ciento y en un índice promedio de 50 gusanos por pez. El diagnóstico se realiza en exámenes post-mortem detectando las cápsulas fibrosas de aproximadamente 1-2 cm. de diámetro conteniendo el nemátodo con el cuerpo enrollado.

Raphidascaris
Fig. 69

Labios sin salientes dentíferas, con expansiones cuticulares bien desarrolladas sobre los labios subventrales. Esófago seguido por un pequeño ventrículo del cual surge un apéndice posterior, ciego intestinal ausente. El macho presenta cola cónica, ligeramente curvada. Con una serie de papilas pre y postanales en cada lado; espículas iguales, aladas. Hembra con cola larga gradualmente reducida, vulva en la mitad anterior del cuerpo. Ovíparas. Adultos y larvas en peces.

SECERNENTEA: SPIRURIDA

Camallanus
Fig. 70

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. No se han descrito cambios patológicos producidos por este parásito, pero las hembras sobresalen de la apertura anal, quizá para depositar las larvas y le dan mala apariencia al pez una vez que están a la venta. El diagnóstico se basa en el hallazgo de los gusanos rojos que presentan la cápsula bucal característica.

Philometra
Fig. 71

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. Los hospederos intermediarios son los copépodos. Si el adulto se desarrolla en los tejidos del bagre ocasiona lentitud, emaciación, retardo en el crecimiento y debilidad; los peces parasitados muestran tubérculos, hemorragias y destrucción del tejido superficial de la piel por donde sobresalen para depositar larvas, cuando se localiza en la cavidad celómica de las crías, las larvas ocasionan pérdida de equilibrio dificultando la funcionalidad de la vejiga natatoria y nadan con la cabeza hacia abajo y pueden morir si están infectadas por más de cinco parásitos.

*Spiroxys**
Fig. 72

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 intestinos de anfibios.

Rhabdochona
Fig. 73

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. Ovíparas. El estado larvario se desarrolla en *Ephemeroptera*. El adulto se localiza en intestino de peces.

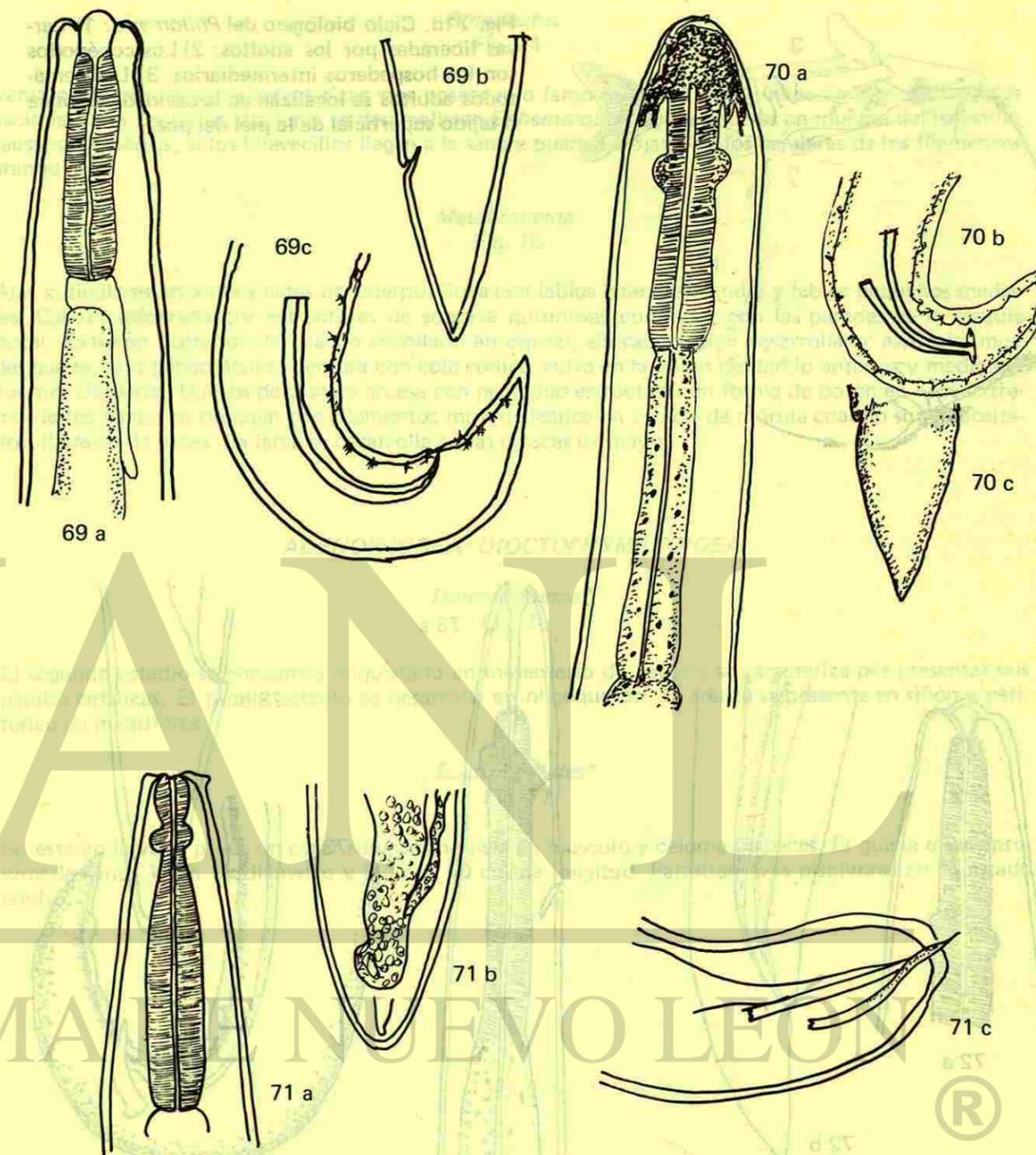


Fig. 69. *Raphidascaris*; 69a. Extremo anterior mostrando el ventrículo con el apéndice posterior; 69b. Extremo posterior de la hembra; 69c. Extremo caudal del macho; Fig. 70. *Camallanus*; 70a. Cápsula bucal con las dos valvas laterales; 70b. Extremo caudal del macho; 70c. Extremo caudal de la hembra; Fig. 71. *Philometra*; 71a. Extremo anterior; 71b. Extremo caudal de la hembra; 71c. Extremo caudal del macho.

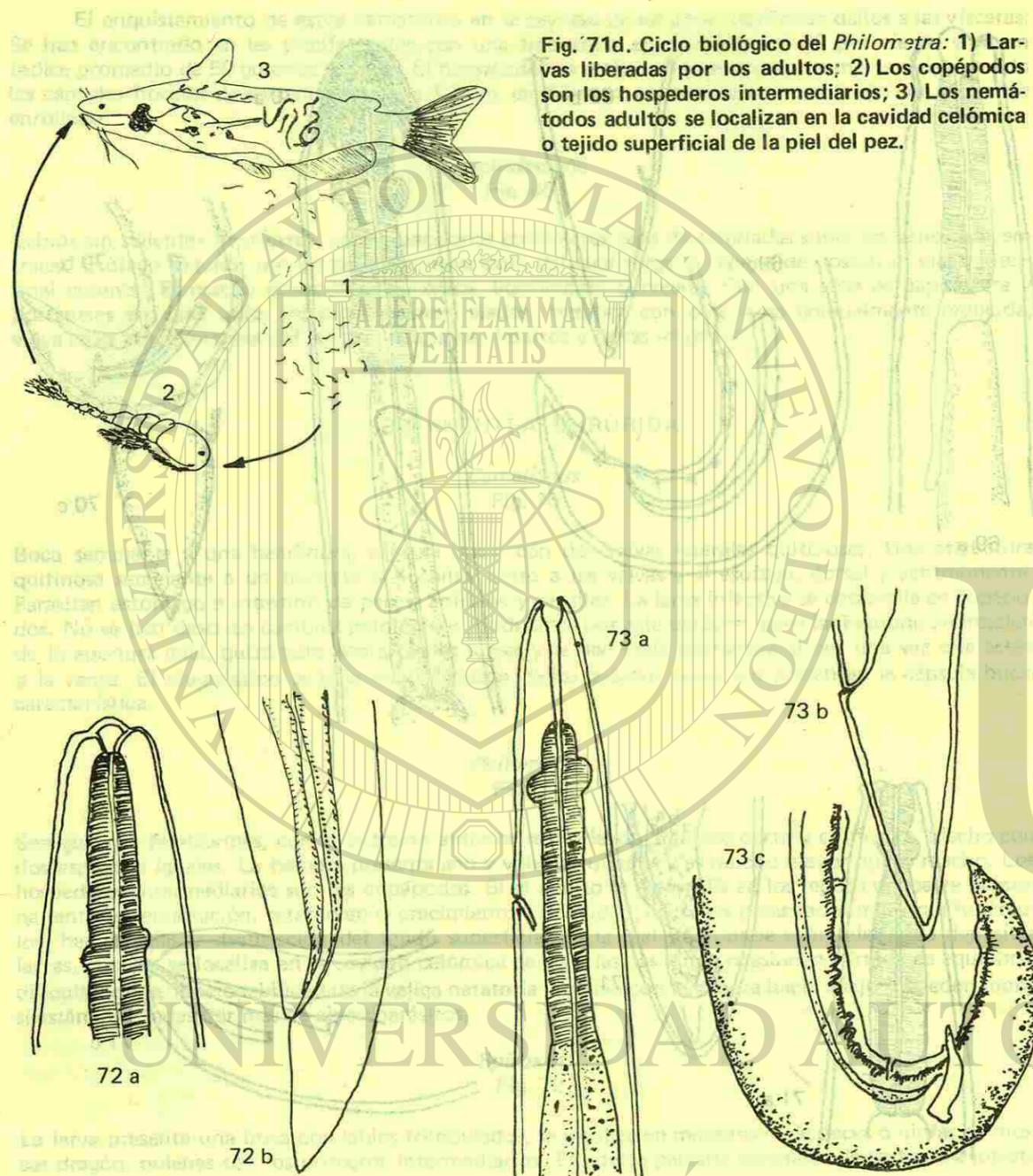


Fig. 71d. Ciclo biológico del *Philometra*: 1) Larvas liberadas por los adultos; 2) Los copépodos son los hospederos intermediarios; 3) Los nemátodos adultos se localizan en la cavidad celómica o tejido superficial de la piel del pez.

Fig. 72. *Spiroxys**; 72a. Extremo anterior; 72b. Extremo posterior; Fig. 73. *Rabdochona*; 73a. Extremo anterior; 73b. Extremo caudal de la hembra; 73c. Extremo posterior del macho mostrando las espículas desiguales.

Spiritectus
Fig. 74

Nemátodos pequeños, se caracterizan por poseer a lo largo de la cutícula anillos de espinas dirigidos hacia la parte posterior. La larva se desarrolla en *Ephemeroptera* y los adultos en mucosa del intestino causando enteritis, si los huevecillos llegan a la sangre pueden alojarse en los capilares de los filamentos branquiales.

Metabronema
Fig. 75

Alas cuticulares en ambos lados del cuerpo. Boca con labios laterales grandes y labios pequeños mediales. Cabeza reforzada por estructuras de soporte quitinosas continuas con las paredes de la cápsula bucal. Extremo posterior del macho enrollado en espiral, ala caudal bien desarrollada; espículas muy desiguales, con gobernáculo. Hembra con cola cónica, vulva en la unión del tercio anterior y medio del cuerpo. Ovíparos. Huevos de cáscara gruesa con pequeñas estructuras en forma de botón en cada extremo de los cuales se originan dos filamentos muy delicados en estado de mórula cuando son depositados. Parásito de peces. La larva se desarrolla en las moscas de mayo.

ADENOPHOREA: DIOCTOPHYMATOIDEA

*Diocotophyma**
Fig. 76

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**
Fig. 77

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.

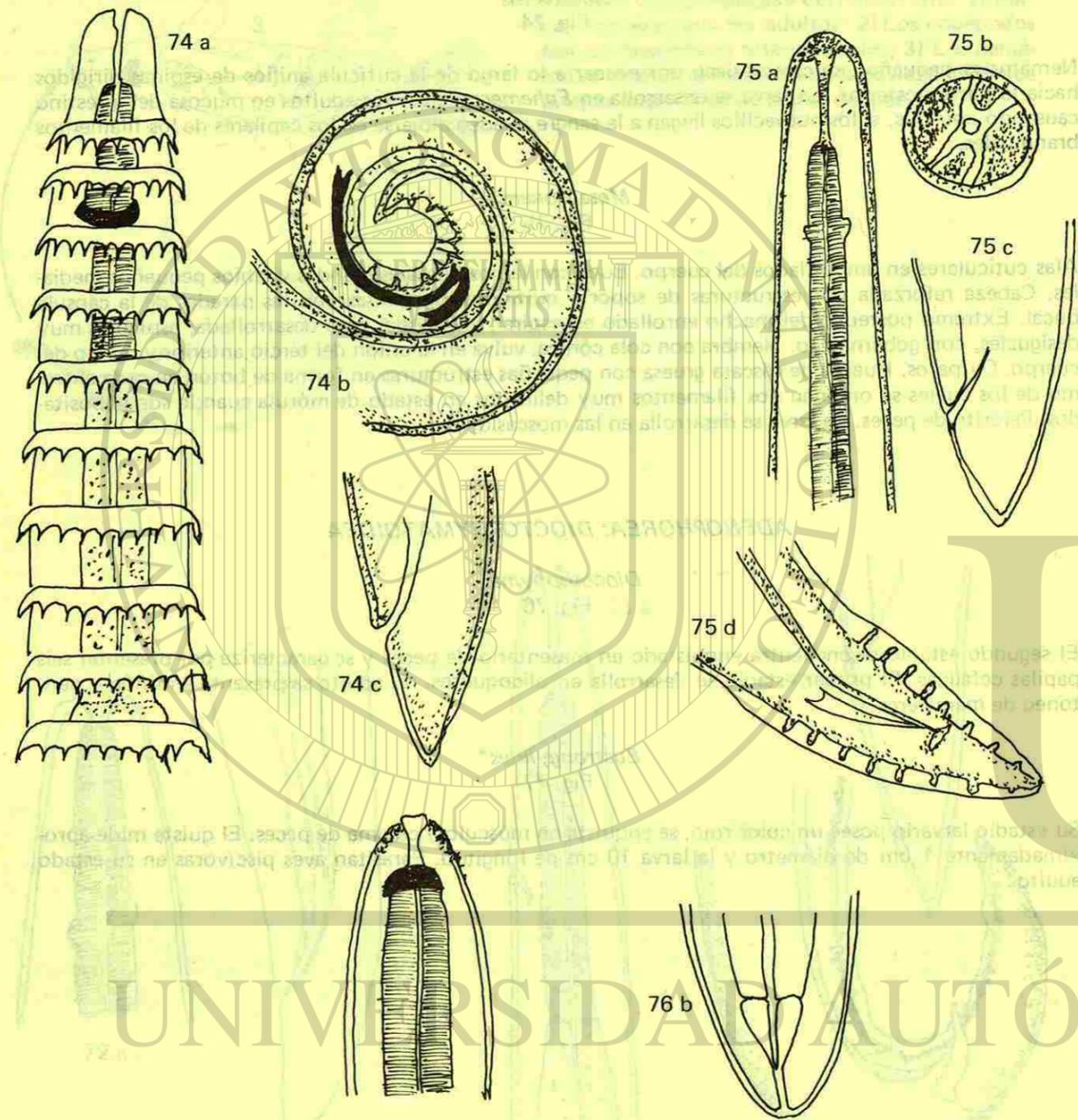


Fig. 74. *Spinitectus*; 74a. Extremo anterior; 74b. Extremo caudal del macho; 74c. Extremo caudal de la hembra; Fig. 75. *Metabronema*; 75a. Extremo anterior; 75b. Vista frontal del extremo anterior; 75c. Extremo caudal de la hembra; 75d. Extremo caudal del macho; Fig. 76. *Dioctophyma**; 76a. Extremo anterior mostrando las papilas cefálicas; 76b. Extremo posterior del macho.

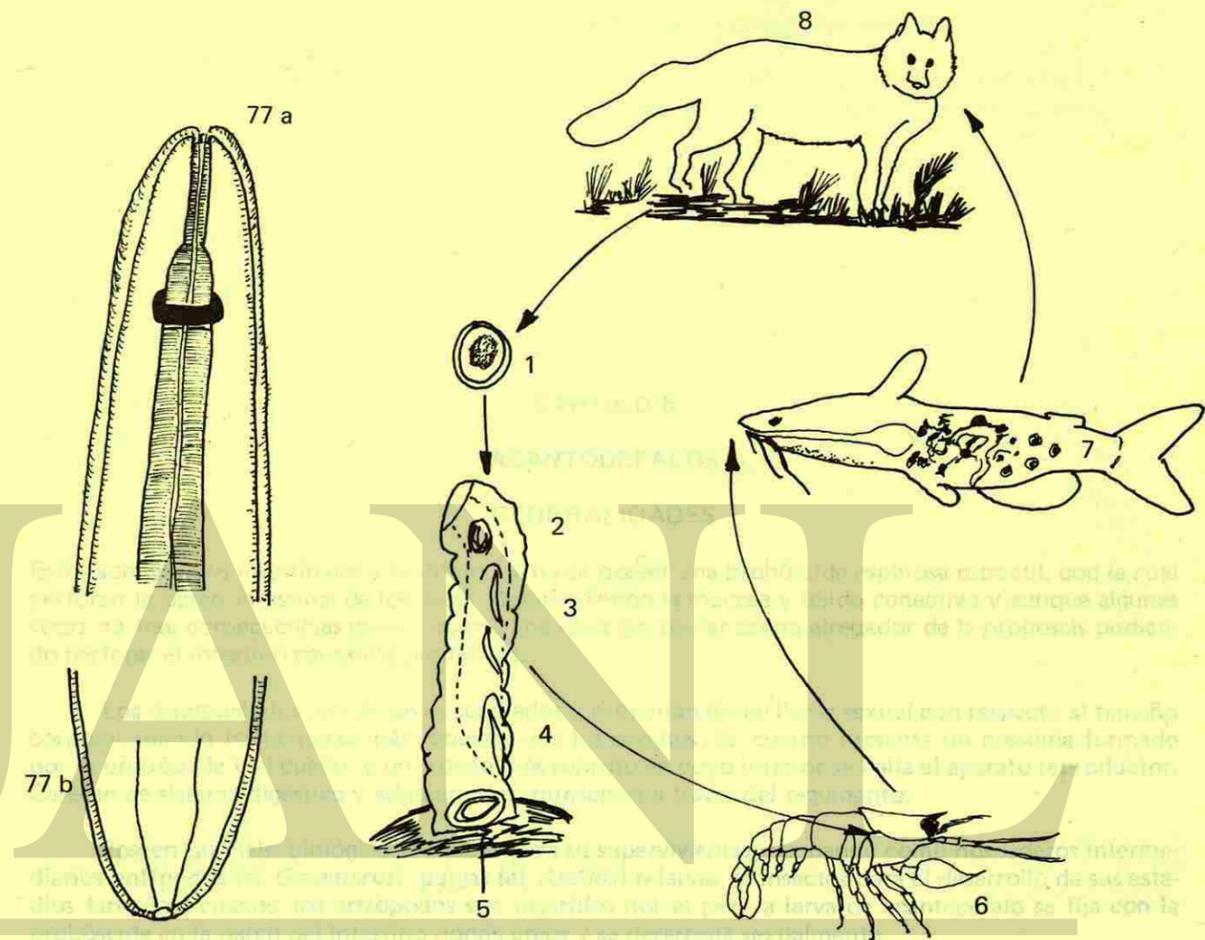
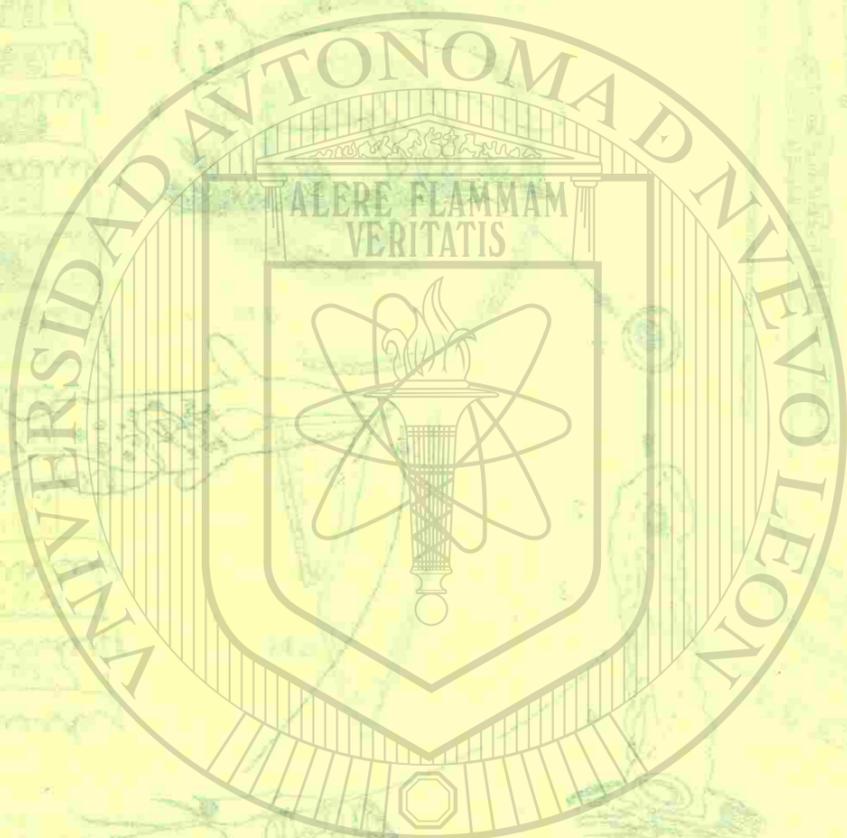


Fig. 77. *Eustrongylides*; 77a. Extremo anterior; 77b. Extremo posterior.

Fig. 76c. Ciclo biológico de *Dioctophyma*: 1) Huevecillo eliminado con la orina; 2) Huevo ingerido por un oligoqueto; 3) Primer estadio larvario; 4) Muda del segundo estadio; 5) Larva enquistada; 6) Oligoqueto adherido a branquias del cangrejo; 7) Larva de tercer estadio en cavidad celómica; 8) Madura en el riñón de mamíferos.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Fig. 74. *Monocystis*: 74a. Extremo anterior; 74b. Extremo caudal del macho; 74c. Extremo caudal de la hembra; Fig. 75. *Microcotyle*: 75a. Extremo anterior; 75b. Vista horizontal del macho; 75c. Extremo caudal de la hembra; 75d. Extremo caudal del macho; Fig. 76. *Diocotyle*: 76a. Extremo anterior mostrando la proboscis en posición repleta; 76b. Extremo posterior del macho.

Orden Mecerozoophora: Sin especies cultadas en el mundo.
 Fam. Neocystodidae: E. Neocystodidae.
 Fam. Tenuicystidae: E. Tenuicystidae.
 Orden Paleozoophora: Sin especies cultadas en el mundo.
 Fam. Gorgothripidae: E. Gorgothripidae.
 Fam. Heterothripidae: E. Heterothripidae.
 Fam. Echinostomidae: E. Echinostomidae.
 Fam. Parascanthocephalidae: E. Parascanthocephalidae.
 Fam. Polymorphidae: E. Polymorphidae.

CAPÍTULO 5

ACANTOCEFALOS

GENERALIDADES

Estos son gusanos intestinales y se diferencian por poseer una proboscis espinosa retráctil, con la cual perforan la pared intestinal de los peces, desprendiendo la mucosa y tejido conectivo y aunque algunas veces no trae consecuencias graves, ocurre una reacción tisular severa alrededor de la proboscis pudiendo perforar el intestino causando peritonitis.

Los acantocéfalos son de sexos separados y presentan dimorfismo sexual con respecto al tamaño corporal, siendo las hembras más robustas que los machos. Su cuerpo presenta un presoma formado por la proboscis y el cuello, y un tronco más robusto en cuyo interior se halla el aparato reproductor. Carecen de sistema digestivo y adquieren sus nutrientes a través del tegumento.

Poseen un ciclo biológico indirecto para su supervivencia, ocupando como hospederos intermedios anfípodos (ej. *Gammarus*), pulgas (ej. *Asellus*) o larvas de insectos para el desarrollo de sus estadios larvarios; cuando los artrópodos son ingeridos por el pez, la larva de acantocéfalo se fija con la proboscis en la pared del intestino donde crece y se desarrolla sexualmente.

El daño patológico ocasionado al intestino incluye leucocitosis, hiperemia e hiperplasia del tejido conectivo y ulceración.

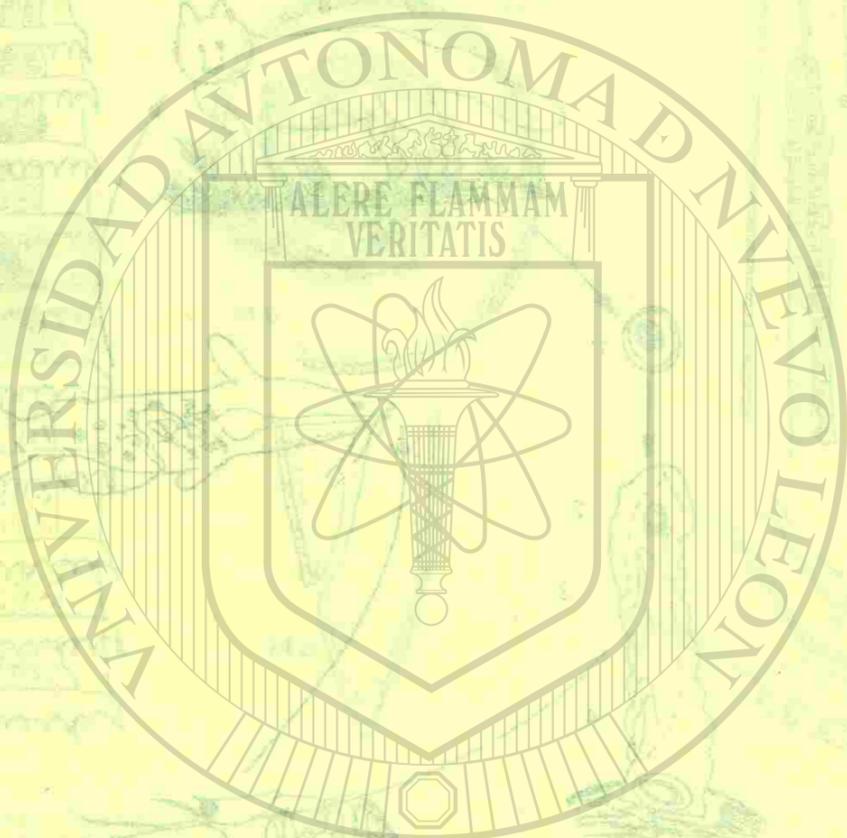
La presencia de estos parásitos en las piscifactorías se debe fundamentalmente a la introducción de camarones de agua dulce y piojos acuáticos (infectados con las larvas) para utilizarlos como alimento vivo, especialmente en las primeras etapas de los alevines.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Acanthocephala: Posee tres clases, pero sólo se incluye a Eoacanthocephala y Paleoacanthocephala que es donde se encuentran los acantocéfalos parásitos de bagre.

Clase Eoacanthocephala: Con una glándula de cemento sincital, conteniendo pocos núcleos gigantes, nunca fragmentados. Saco del receptáculo simple y cerrado.

Parasitos de vertebrados acuáticos de sangre fría.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Fig. 74. *Monocotyle*: 74a. Extremo anterior; 74b. Extremo caudal del macho; 74c. Extremo caudal de la hembra; Fig. 75. *Mesocotyle*: 75a. Extremo anterior; 75b. Vista horizontal del macho; 75c. Extremo caudal de la hembra; 75d. Extremo caudal del macho; Fig. 76. *Polymorphus*: 76a. Extremo anterior mostrando la proboscis en posición repleta; 76b. Extremo posterior del macho.

Fig. 74. *Monocotyle*: 74a. Extremo anterior; 74b. Extremo caudal del macho; 74c. Extremo caudal de la hembra; Fig. 75. *Mesocotyle*: 75a. Extremo anterior; 75b. Vista horizontal del macho; 75c. Extremo caudal de la hembra; 75d. Extremo caudal del macho; Fig. 76. *Polymorphus*: 76a. Extremo anterior mostrando la proboscis en posición repleta; 76b. Extremo posterior del macho.

Orden Mesozoa: Sin especies descritas en el mundo.
 Fam. Neocanthocephalidae: Ej. *Neocanthocephalus*.
 Fam. Tenuicollidae: Ej. *Tenuicollis*.
 Clase Paleocanthocephala: No se conocen glándula de cemento, generalmente seis o pocos. Recop.
 Fam. Gorgocephalidae: Ej. *Festuca*.
 Fam. Heterocephalidae: Ej. *Lacerta*.
 Fam. Echinorhynchidae: Ej. *Echinorhynchus*, *Acanthocephalus*.
 Fam. Paracanthocephalidae: Ej. *Paracanthocephalus*.
 Fam. Polymorphidae: Ej. *Polymorphus*.

CAPÍTULO 5

ACANTOCEFALOS

GENERALIDADES

Estos son gusanos intestinales y se diferencian por poseer una proboscis espinosa retráctil, con la cual perforan la pared intestinal de los peces, desprendiendo la mucosa y tejido conectivo y aunque algunas veces no trae consecuencias graves, ocurre una reacción tisular severa alrededor de la proboscis pudiendo perforar el intestino causando peritonitis.

Los acantocéfalos son de sexos separados y presentan dimorfismo sexual con respecto al tamaño corporal, siendo las hembras más robustas que los machos. Su cuerpo presenta un presoma formado por la proboscis y el cuello, y un tronco más robusto en cuyo interior se halla el aparato reproductor. Carecen de sistema digestivo y adquieren sus nutrientes a través del tegumento.

Poseen un ciclo biológico indirecto para su supervivencia, ocupando como hospederos intermedios anfípodos (ej. *Gammarus*), pulgas (ej. *Asellus*) o larvas de insectos para el desarrollo de sus estadios larvarios; cuando los artrópodos son ingeridos por el pez, la larva de acantocéfalo se fija con la proboscis en la pared del intestino donde crece y se desarrolla sexualmente.

El daño patológico ocasionado al intestino incluye leucocitosis, hiperemia e hiperplasia del tejido conectivo y ulceración.

La presencia de estos parásitos en las piscifactorías se debe fundamentalmente a la introducción de camarones de agua dulce y piojos acuáticos (infectados con las larvas) para utilizarlos como alimento vivo, especialmente en las primeras etapas de los alevines.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Acanthocephala: Posee tres clases, pero sólo se incluye a Eoacanthocephala y Paleoacanthocephala que es donde se encuentran los acantocéfalos parásitos de bagre.

Clase Eoacanthocephala: Con una glándula de cemento sincital, conteniendo pocos núcleos gigantes, nunca fragmentados. Saco del receptáculo simple y cerrado.

Parasitos de vertebrados acuáticos de sangre fría.

Orden Neocanthocephala: Sin espinas cuticulares sobre el tronco.

Fam. Neoechinorhynchidae. Ej. *Neoechinorhynchus*.

Fam. Tenuisentidae. Ej. *Tanaorhamphus*.

Clase Paleocanthocephala: Más de una glándula de cemento, generalmente seis o pocas. Receptáculo en un saco cerrado con una doble pared muscular.

Fam. Gorgorhynchidae. Ej. *Fessisentis*.

Fam. Rhadinorhynchidae. Ej. *Leptorhynchoides*.

Fam. Echinorhynchidae: Ej. *Echinorhynchus*. *Acanthocephalus*.

Fam. Paracanthocephalidae: Ej. *Pomphorhynchus*.

Fam. Polymorphidae. Ej. *Arhythmorhynchus*.

ACANTOCEFALOS PARASITOS DE BAGRE

EOACANTCEPHALA

Neoechinorhynchus
Fig. 78

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

Tanaorhamphus
Fig. 79

Cuerpo pequeño o de tamaño medio. Tronco subcilíndrico con núcleos hipodérmicos gigantes. Proboscis cilíndrica con 16-20 hileras de 10-16 ganchos cada una. Receptáculo de la proboscis cilíndrico. Lemniscos largos y angostos. Testículos contiguos, glándulas de cemento sincitiales con 16 núcleos. Parasitos de peces.

PALEOACANTHOCEPHALA

Fessisentis
Fig. 80

Cuello cilíndrico de longitud moderada. Probóscoide corta con 12 a 16 hileras longitudinales de seis a ocho ganchos cada una. Los ganchos de la mitad de la probóscoide son más largos. Receptáculo de la probóscoide subcilíndrica y de doble pared, arriba de la base de la probóscoide. Testículos cilíndricos. Con cuatro glándulas de cemento, elongadas, piriformes, huevecillos con prolongaciones polares en la mitad de la pared.

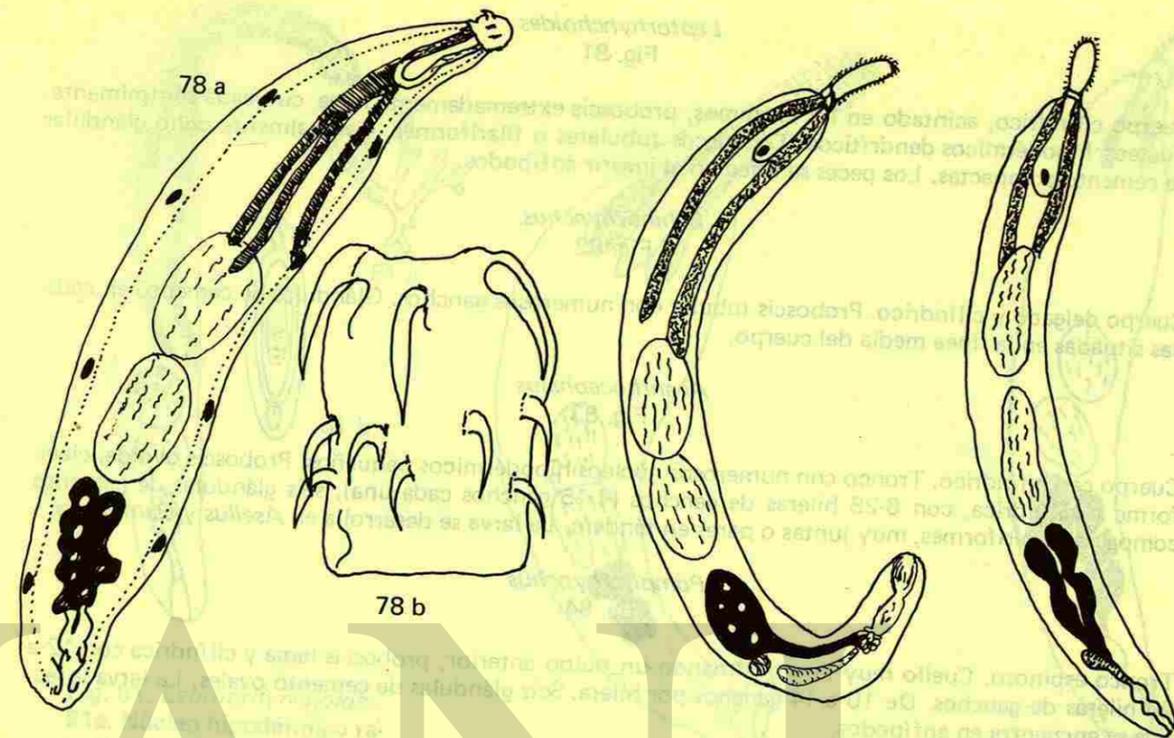


Fig. 78a. *Neoechinorhynchus*;
78b. *Peoboscide*.

Fig. 79. *Tanaorhamphus*.

Fig. 80. *Fessisentis*.



Fig. 78a. Ciclo biológico de *Neoechinorhynchus*:
1) Huevecillo; 2) Ostrácodo, primer intermedio
donde se desarrolla el acantor 3); 4) En el
bagre se transforma en acantela.

Si el bagre ingiere a un pez parasitado con acantelas, entonces actúa como hospedero definitivo, albergando al adulto.

Leptorhynchoides
Fig. 81

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

Echinorhynchus
Fig. 82

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

Acanthocephalus
Fig. 83

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), seis glándulas de cemento compactas o piriformes, muy juntas o pares en tándem. La larva se desarrolla en *Asellus* y *Gammarus*.

Pamphorhynchus
Fig. 84

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. Seis glándulas de cemento ovales. La larva infectiva se encuentra en anfípodos.

Arhythmorhynchus
Fig. 85

Forma de baúl, delgado. Proboscide abulbada 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 tándem en la protuberancia de porción posterior. De dos a cuatro glándulas de cemento. Los artrópodos acuáticos actúan como primeros hospederos intermediarios. El adulto se encuentra en aves piscívoras.

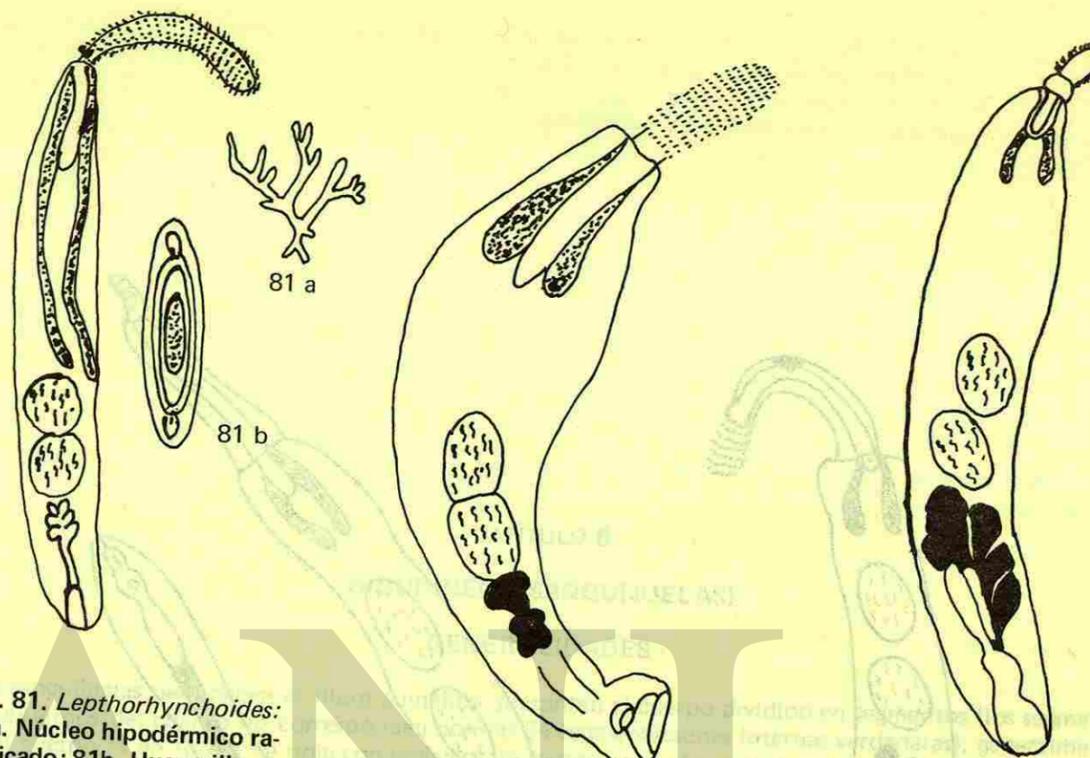


Fig. 81. *Leptorhynchoides*:
81a. Núcleo hipodérmico ramificado; 81b. Huevecillo.

Fig. 82. *Echinorhynchus*.

Fig. 83. *Acanthocephalus*.

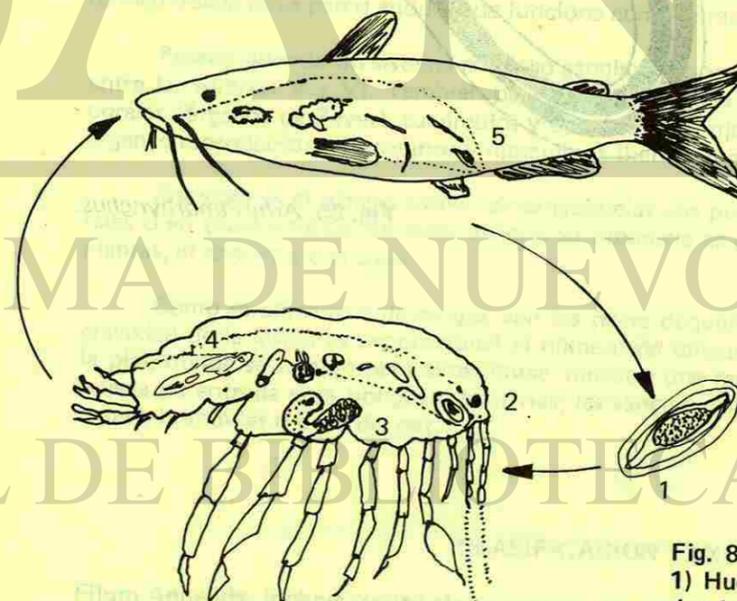


Fig. 81c. Ciclo biológico de *Leptorhynchoides*:
1) Huevecillo eliminado en el agua; 2) Anfípodo donde ocurre el desarrollo de los estadios larvarios al ingerir el huevecillo; 3) Acantho; 4) Acantho; 5) Adulto en intestino.

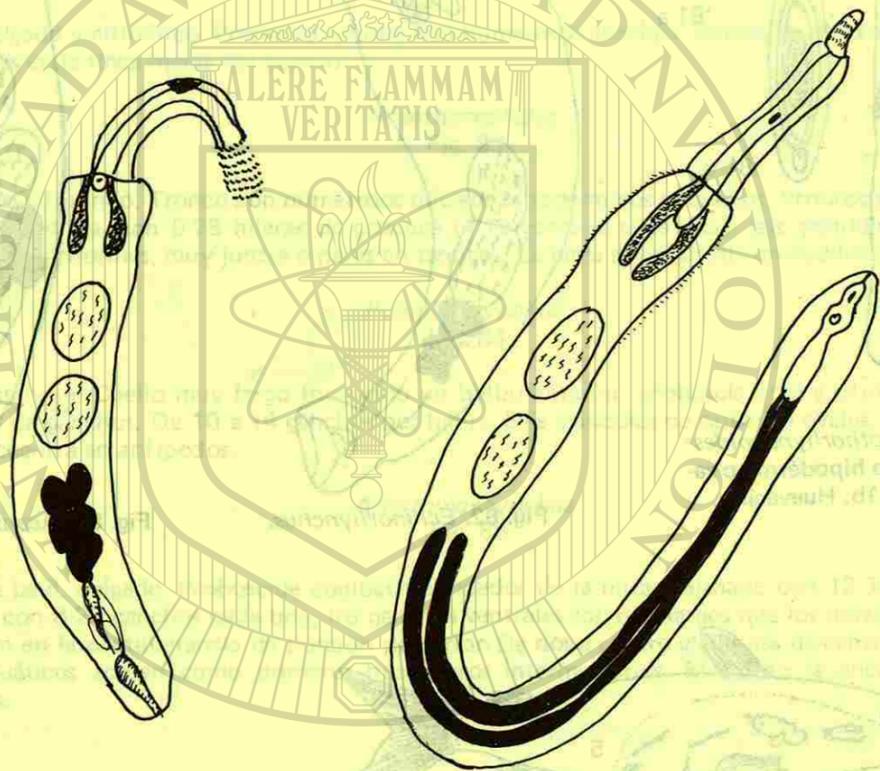


Fig. 84. *Pomphorhynchus*.

Fig. 85. *Arhythmorhynchus*.

CAPÍTULO 6

HIRUDINEOS (SANGUIJUELAS)

GENERALIDADES

Las sanguijuelas pertenecen al filum Annelida, presentan el cuerpo dividido en segmentos (los segmentos externos del cuerpo no corresponden con las 34 segmentaciones internas verdaderas), generalmente el cuerpo es en forma de hoja con una ventosa muscular en el extremo anterior que rodea la boca y otra más prominente en el extremo posterior.

Poseen un sistema digestivo completo, constituido por boca, faringe, esófago, estómago, intestino, recto y ano. El sistema circulatorio se encuentra bien desarrollado y se compone por un vaso sanguíneo dorsal cuya pared endurecida funciona como corazón y un vaso sanguíneo ventral.

Poseen además un sistema nervioso ganglionar primitivo compuesto por un "cerebro" localizado entre las somitas V y VI. También para su supervivencia poseen órganos sensitivos como papilas corporales (órganos de Bayer), tubérculos y ojos (ocelos u ojos compuestos). El mismo individuo presenta órganos reproductores femeninos y masculinos (hermafroditas).

Piscicola es el género común de sanguijuelas que pueden presentarse en los vasos acuíferos naturales o en piscifactorías; en estas últimas su presencia es accidental, pues se introducen junto con las plantas, el alimento o el agua.

Como se alimentan de sangre, son los peces pequeños a quienes causan el daño más severo. La gravedad de la lesión es proporcional al número de sanguijuelas que se adhieren al cuerpo. La zona de la piel, donde se sujetan para alimentarse, muestra una reacción celular severa con inflamación y es la puerta de entrada para hongos o bacterias; las sanguijuelas se adhieren fuertemente con las ventosas a la piel, branquias o boca del pez.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Annelida: incluye cuatro clases pero es sólo en Hirudinea donde se encuentran parásitos de peces.

Clase Hirudinea: Posee los órdenes Rhynchobdellida, Pharingobdellida y Gnathobdellida.

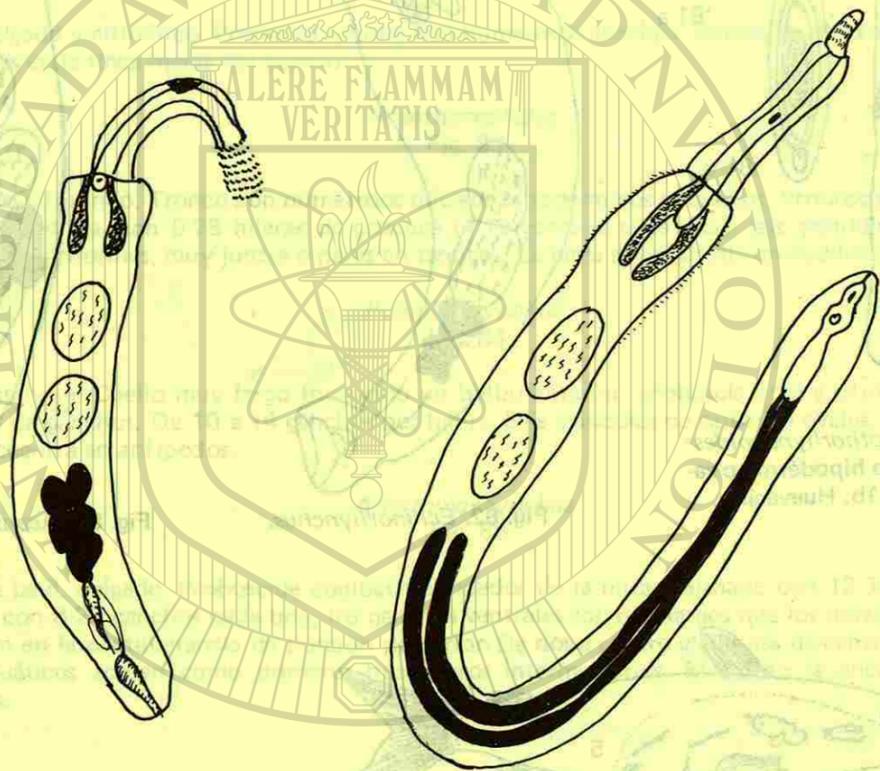


Fig. 84. *Pomphorhynchus*.

Fig. 85. *Arhythmorhynchus*.

CAPÍTULO 6 HIRUDINEOS (SANGUIJUELAS)

GENERALIDADES

Las sanguijuelas pertenecen al filum Annelida, presentan el cuerpo dividido en segmentos (los segmentos externos del cuerpo no corresponden con las 34 segmentaciones internas verdaderas), generalmente el cuerpo es en forma de hoja con una ventosa muscular en el extremo anterior que rodea la boca y otra más prominente en el extremo posterior.

Poseen un sistema digestivo completo, constituido por boca, faringe, esófago, estómago, intestino, recto y ano. El sistema circulatorio se encuentra bien desarrollado y se compone por un vaso sanguíneo dorsal cuya pared endurecida funciona como corazón y un vaso sanguíneo ventral.

Poseen además un sistema nervioso ganglionar primitivo compuesto por un "cerebro" localizado entre las somitas V y VI. También para su supervivencia poseen órganos sensitivos como papilas corporales (órganos de Bayer), tubérculos y ojos (ocelos u ojos compuestos). El mismo individuo presenta órganos reproductores femeninos y masculinos (hermafroditas).

Piscicola es el género común de sanguijuelas que pueden presentarse en los vasos acuíferos naturales o en piscifactorías; en estas últimas su presencia es accidental, pues se introducen junto con las plantas, el alimento o el agua.

Como se alimentan de sangre, son los peces pequeños a quienes causan el daño más severo. La gravedad de la lesión es proporcional al número de sanguijuelas que se adhieren al cuerpo. La zona de la piel, donde se sujetan para alimentarse, muestra una reacción celular severa con inflamación y es la puerta de entrada para hongos o bacterias; las sanguijuelas se adhieren fuertemente con las ventosas a la piel, branquias o boca del pez.

CLASIFICACION TAXONOMICA

Filum Annelida: incluye cuatro clases pero es sólo en Hirudinea donde se encuentran parásitos de peces.

Clase Hirudinea: Posee los órdenes Rhynchobdellida, Pharingobdellida y Gnathobdellida.

Orden Rhynchobdellida: Aquí se encuentran sanguijuelas de importancia en sanidad piscícola, pues además de su acción expoliadora, son vectoras de *Trypanosoma*, *Trypanoplasma*, *Hemogregarina*, *Dactylosoma*, bacterias y virus. Presentan una boca en forma de un poro diminuto y carecen de mandíbulas o dientes.

SANGUIJUELAS REPORTADAS EN BAGRE

RHYNCHOBDELLIDA

Placobdella
Fig. 86

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

Actinobdella
Fig. 87

Con tres a seis anillos por somita; ventosa posterior con un círculo marginal de glándulas y papilas retráctiles.

Cystobranchus
Fig. 88

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

Piscicola
Fig. 89

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

Illinobdella
(*Sin. Myzobdella lugubri*)
Fig. 90

Forma claviforme, ambas ventosas son mucho más pequeñas que el grosor del cuerpo, ventosa con boca central, estómago con seis cámaras. El ciclo empieza cuando los huevecillos son depositados en capullos los cuales se fijan a objetos en el agua, posteriormente las sanguijuelas jóvenes encuentran al hospedero del cual se alimentarán, cuando son numerosas causan la muerte del pez.

Piscicolaria
Fig. 91

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

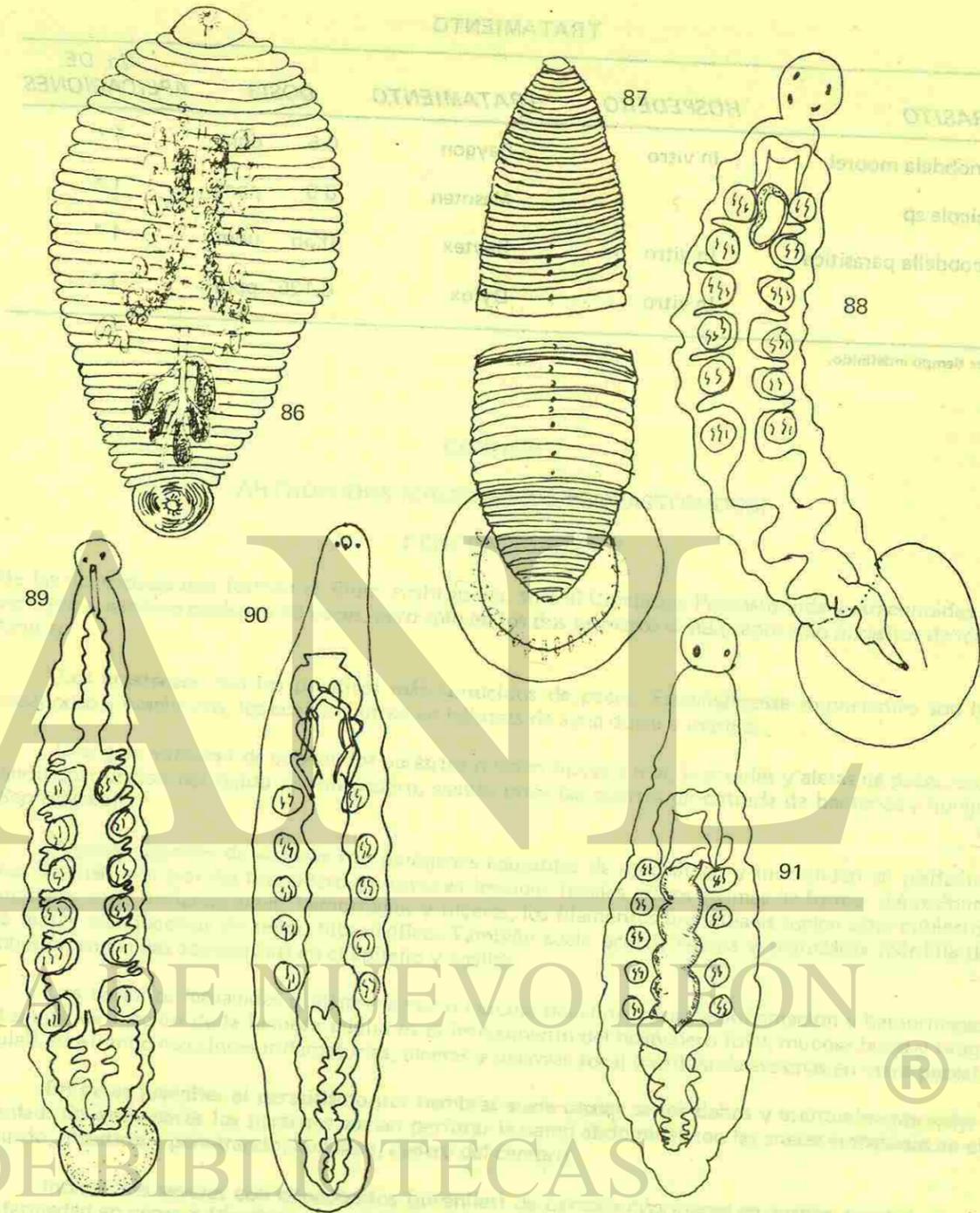


Fig. 86. *Placobdella*; Fig. 87. *Actinobdella*; Fig. 88. *Cystobranchus*; Fig. 89. *Piscicola*; Fig. 90. *Illinobdella*; Fig. 91. *Piscicolaria*.

TRATAMIENTO

PARASITO	HOSPEDERO	TRATAMIENTO	DOSIS	No. DE APLICACIONES
Illonobdela moorei	In vitro	Baygon	0.5 ppm	1 *
Piscicola sp	?	Masoten	0.5 ppm	1 *
Placobdella parasitica	In vitro	Baytex	0.35 ppm	1 *
	In vitro	Dylox	0.125 ppm	1 *

* Por tiempo indefinido.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 7

ARTROPODOS (CRUSTACEOS/PENTASTOMIDOS)

GENERALIDADES

De las doce clases que forman el filum Arthropoda, sólo el Crustácea, Pentastómida y Arachnoidea se incluyen miembros parásitos de peces, pero sólo en los dos primeros se han reportado parásitos de *Ictalurus sp.*

Los crustáceos son los parásitos más conocidos de peces. Especialmente importantes son los copépodos y brachiuros, los cuales ocurren en hábitats de agua dulce y marina.

Una gran variedad de copépodos parásitos pueden fijarse a piel, branquias y aletas de peces; causando destrucción del tejido del hospedero, siendo estas las puertas de entrada de bacterias y hongos (*Saprolegnia*).

Algunas especies de *Argulus* son patógenos causantes de morbilidad y mortalidad en pisifactorías. Se fijan a la piel del hospedero y provocan lesiones focales graves además de formar depresiones circulares rojas, inflamaciones, hemorragias y úlceras; los filamentos branquiales suelen estar cubiertos de masas blanquecinas de tejido hipertrófico. También suele ocurrir edema y acantólisis (pérdida de cohesión en células adyacentes) en el epitelio y agallas.

Los parásitos lernaeidos se fijan a la piel o mucosa bucal provocando inflamación y hemorragias. El punto de fijación de la hembra adulta es el integumento del hospedero (piel, mucosa bucal y branquial), mostrando reacciones inflamatorias, úlceras y necrosis focal (pérdida de escamas en otros peces).

En peces juveniles el parasitismo por hembras suele causar serios daños y eventualmente enfermedad. En estos peces los parásitos suelen perforar la pared abdominal con las anclas embebidas en el hígado, intestino y penetrando, inclusive, dentro del cerebro.

Infecciones severas con copepoditos (juveniles) de *Lernaea cyprinacea* en agallas, pueden causar enfermedad en peces cultivados.

La hiperinfección de algunas especies de ergasídeos no necesariamente va acompañada de marcados cambios patológicos, los síntomas son marcada identificación, erosión del epitelio al fijarse e hipertrofia; además de pérdida de peso y retardo en el crecimiento. Otros ergasídeos causan necrosis focal de los filamentos branquiales infectados.

TRATAMIENTO

PARASITO	HOSPEDERO	TRATAMIENTO	DOSIS	No. DE APLICACIONES
Illonobdela moorei	In vitro	Baygon	0.5 ppm	1 *
Piscicola sp	?	Masoten	0.5 ppm	1 *
Placobdella parasitica	In vitro	Baytex	0.35 ppm	1 *
	In vitro	Dylox	0.125 ppm	1 *

* Por tiempo indefinido.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 7

ARTROPODOS (CRUSTACEOS/PENTASTOMIDOS)

GENERALIDADES

De las doce clases que forman el filum Arthropoda, sólo el Crustácea, Pentastómida y Arachnoidea se incluyen miembros parásitos de peces, pero sólo en los dos primeros se han reportado parásitos de *Ictalurus sp.*

Los crustáceos son los parásitos más conocidos de peces. Especialmente importantes son los copépodos y brachiuros, los cuales ocurren en hábitats de agua dulce y marina.

Una gran variedad de copépodos parásitos pueden fijarse a piel, branquias y aletas de peces; causando destrucción del tejido del hospedero, siendo estas las puertas de entrada de bacterias y hongos (*Saprolegnia*).

Algunas especies de *Argulus* son patógenos causantes de morbilidad y mortalidad en pisifactorias. Se fijan a la piel del hospedero y provocan lesiones focales graves además de formar depresiones circulares rojas, inflamaciones, hemorragias y úlceras; los filamentos branquiales suelen estar cubiertos de masas blanquecinas de tejido hipertrófico. También suele ocurrir edema y acantólisis (pérdida de cohesión en células adyacentes) en el epitelio y agallas.

Los parásitos lernaeidos se fijan a la piel o mucosa bucal provocando inflamación y hemorragias. El punto de fijación de la hembra adulta es el integumento del hospedero (piel, mucosa bucal y branquial), mostrando reacciones inflamatorias, úlceras y necrosis focal (pérdida de escamas en otros peces).

En peces juveniles el parasitismo por hembras suele causar serios daños y eventualmente enfermedad. En estos peces los parásitos suelen perforar la pared abdominal con las anclas embebidas en el hígado, intestino y penetrando, inclusive, dentro del cerebro.

Infecciones severas con copepoditos (juveniles) de *Lernaea cyprinacea* en agallas, pueden causar enfermedad en peces cultivados.

La hiperinfección de algunas especies de ergasíidos no necesariamente va acompañada de marcados cambios patológicos, los síntomas son marcada identificación, erosión del epitelio al fijarse e hipertrofia; además de pérdida de peso y retardo en el crecimiento. Otros ergasíidos causan necrosis focal de los filamentos branquiales infectados.

COPEPODOS ECTOPARASITOS DE BAGRE

COPEPODA: CYCLOPOIDA

Ergasilus

Fig. 92

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 filamentos branquiales.

Lernaea

Lernaea elegns (L. cyprinacea)

Fig. 93

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 y músculo). Presenta cinco pares de patas natatorias. La cabeza posee dos pares de ramas, la anterior es más pequeña que la posterior. La longitud de la hembra madura es de 12-15 mm. Su presencia es muy notoria en los cultivos de bagre en comparación con los demás copépodos. El daño más serio que ocasionan se debe a las formas juveniles que se adhieren a las branquias del pez. La temperatura óptima para su desarrollo es de 20°C y abajo de los 15°C se inhibe la producción de huevos y desaparecen estos.

Una vez que la hembra deposita el saco ovífero los huevecillos quedan libres en el agua, de estos emergen los estadios larvados conocidos como nauplios, son formas natatorias que días después se transforman en copepoditos que son estadios juveniles con capacidad invasiva.

COPEPODA: LERNAEOPODOIDA

Achtheres

Fig. 94

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 hembra es corta y robusta.

SUBCLASE BRACHIURA

Son similares a los copépodos, estos poseen un cuerpo aplanado dorsoventralmente y forma ovoide. Parasitan generalmente la superficie del cuerpo o la cámara branquial de peces. Contiene al género *Argulus*.

BRAQUIUROS PARASITOS DEL BAGRE

Argulus

Fig. 95

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

CLASE PENTASTOMIDA

Estos organismos en estado adulto son parásitos de tracto respiratorio y pulmones de vertebrados y las larvas habitan vísceras del hospedero intermediario que por lo común es otro vertebrado. Pueden causar severas lesiones, erosión de la pared epitelial e inflamación, necrosis de los tejidos y órganos infectados.

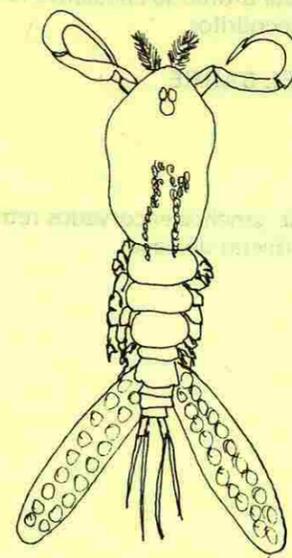


Fig. 92. *Ergasilus*.

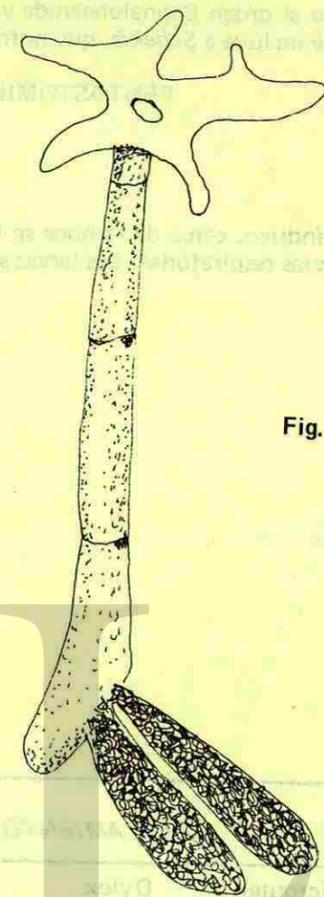


Fig. 93. *Lernaea*.

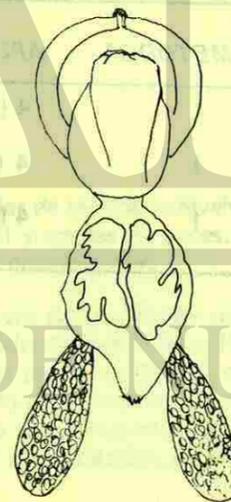


Fig. 94. *Achtheres*.

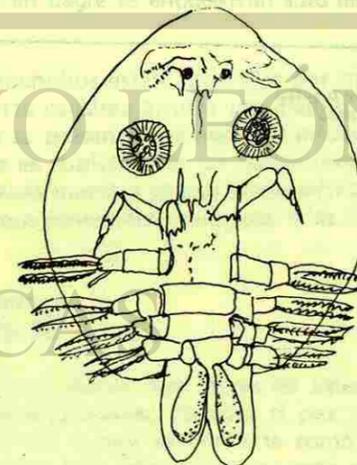


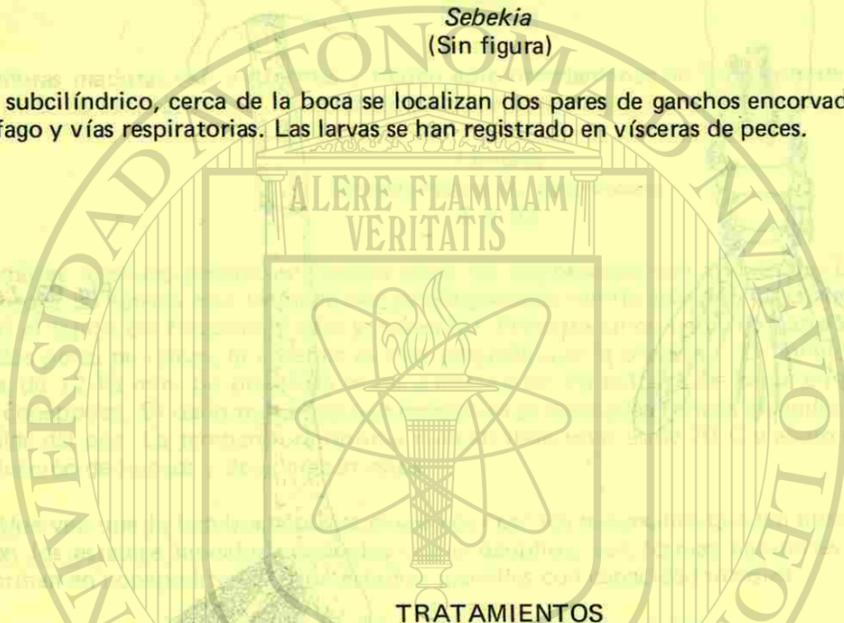
Fig. 95. *Argulus*.

Contiene al orden Cephalobaenida y Porocephalida. En este último se encuentra la familia Sebekidae, donde se incluye a *Sebekia*, que normalmente parasita a cocodrilos.

PENTASTOMIDOS PARASITOS DEL BAGRE

Sebekia
(Sin figura)

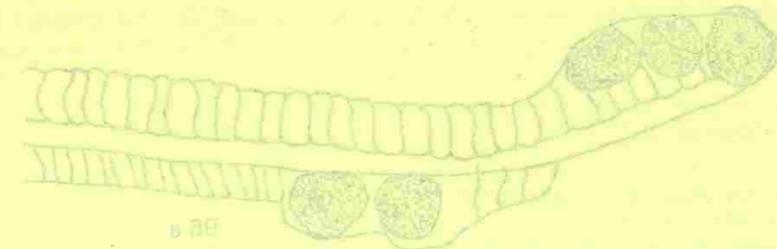
Cuerpo subcilíndrico, cerca de la boca se localizan dos pares de ganchos encorvados retráctiles. Habitan esófago y vías respiratorias. Las larvas se han registrado en vísceras de peces.



TRATAMIENTOS

PARASITOS	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*	No. DE APLICACIONES
Achtheres micropteri	Dylox	0.25 ppm	I	4 (semanal)
Lernaea cyprinacea	7 Co Ral	0.1 ppm	I	4 (semanal)
" " " "	Dylox	0.25 ppm	I	4 (semanal)

* D = Inmersión
F = Flujo constante o goteo
I = Tiempo indefinido
O = Oral



CAPITULO 8
MOLUSCOS
GLOCHIDIA

Estados larvales de moluscos bivalvos de agua dulce de la superfamilia Unionidae, y Muteloidea, se desarrollan en piel y agallas de peces. De importancia en bagre se encuentran sólo las larvas de Unionidae las cuales son cosmopolitas.

Las larvas de Unionidae conocidas como glochidios están adheridas por medio de dientes alrededor del tejido del hospedero. Poseen una cubierta calcárea bivalva con dientes filosos con los cuales se sujetan a la piel o agallas del hospedero donde se presenta una reacción inflamatoria por la proliferación de células en la cercanía del glochidio que es cubierta por un quiste consistente de epidermis o epitelio. La apariencia externa de la zona parasitada muestra vejigas blanquecinas o grisáceas. Ocasionalmente los peces pueden ser capaces de crear reacciones inmunológicas a las infecciones severas de glochidios.

Glochidia
Fig. 96

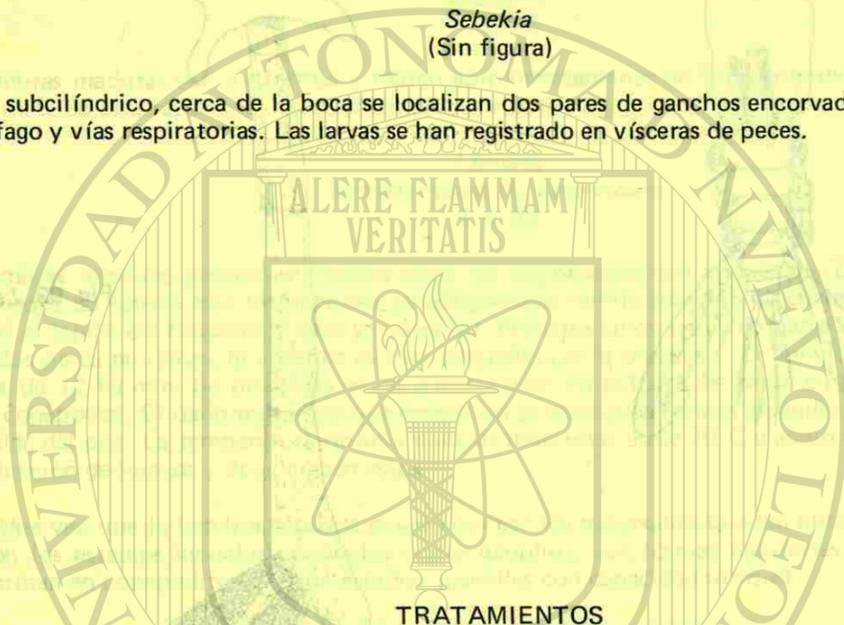
Ocasionalmente son encontrados como parásitos en peces. Las larvas de estos moluscos parasitan agallas y aletas semejando quistes metacercariales engrosados. Parasita al pez durante un mes aproximadamente, pero mientras se encuentra dentro del tumor se alimenta osmóticamente a expensas del pez, transformándose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

Contiene al orden Cephalobaenida y Porocephalida. En este último se encuentra la familia Sebekidae, donde se incluye a *Sebekia*, que normalmente parasita a cocodrilos.

PENTASTOMIDOS PARASITOS DEL BAGRE

Sebekia
(Sin figura)

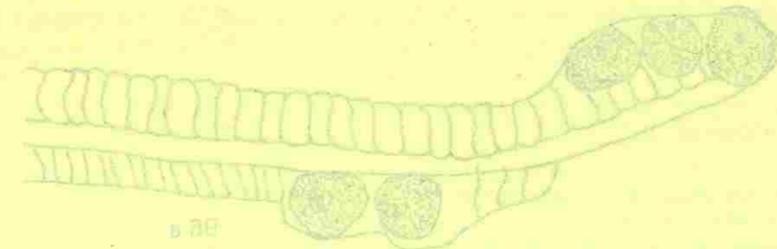
Cuerpo subcilíndrico, cerca de la boca se localizan dos pares de ganchos encorvados retráctiles. Habitan esófago y vías respiratorias. Las larvas se han registrado en vísceras de peces.



TRATAMIENTOS

PARASITOS	TRATAMIENTO	DOSIS	METODO*	No. DE APLICACIONES
Achtheres micropteri	Dylox	0.25 ppm	I	4 (semanal)
Lernaea cyprinacea	7 Co Ral	0.1 ppm	I	4 (semanal)
" " " "	Dylox	0.25 ppm	I	4 (semanal)

* D = Inmersión
F = Flujo constante o goteo
I = Tiempo indefinido
O = Oral



CAPITULO 8
MOLUSCOS
GLOCHIDIA

Estados larvales de moluscos bivalvos de agua dulce de la superfamilia Unionidae, y Muteloidea, se desarrollan en piel y agallas de peces. De importancia en bagre se encuentran sólo las larvas de Unionidae las cuales son cosmopolitas.

Las larvas de Unionidae conocidas como glochidios están adheridas por medio de dientes alrededor del tejido del hospedero. Poseen una cubierta calcárea bivalva con dientes filosos con los cuales se sujetan a la piel o agallas del hospedero donde se presenta una reacción inflamatoria por la proliferación de células en la cercanía del glochidio que es cubierta por un quiste consistente de epidermis o epitelio. La apariencia externa de la zona parasitada muestra vejigas blanquecinas o grisáceas. Ocasionalmente los peces pueden ser capaces de crear reacciones inmunológicas a las infecciones severas de glochidios.

Glochidia
Fig. 96

Ocasionalmente son encontrados como parásitos en peces. Las larvas de estos moluscos parasitan agallas y aletas 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".

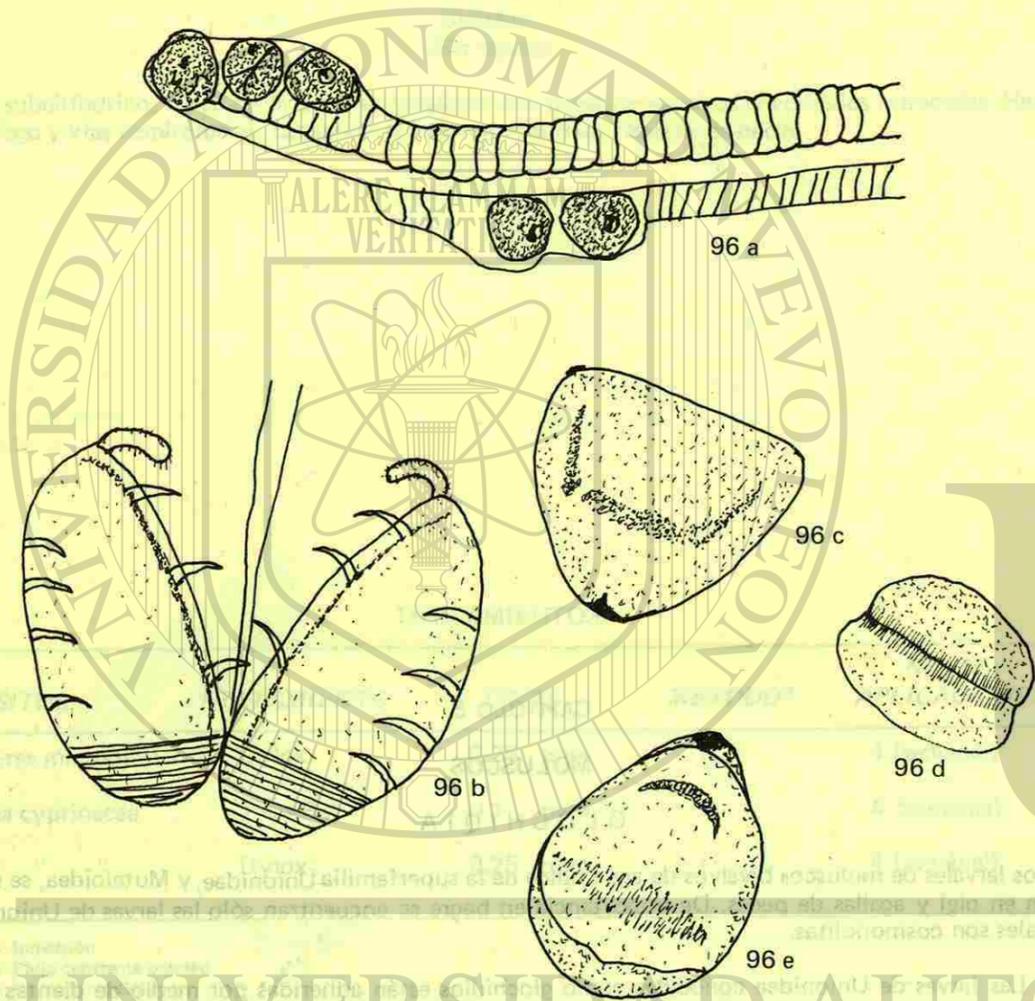


Fig. 96: *Glochidia*; 96a. Estadio larvario de *Glochidia*; 96b. Cubierta bivalva abierta mostrando los dientecillos o ganchos; 96c, d y e. Caparazón cerrado.

En cuanto al transporte de los peces al laboratorio, se debe tener en cuenta que los peces afectados por enfermedades deben ser transportados en recipientes adecuados, evitando el contacto directo con el agua del estanque. Se recomienda el uso de bolsas de plástico o de aluminio, evitando el uso de bolsas de papel o de cartón. Los peces deben ser transportados en un ambiente fresco y protegidos de la luz solar directa. El tiempo de transporte debe ser lo más corto posible para evitar el estrés de los peces.

En este caso, los peces se introducen en bolsas de plástico sin agua para evitar la pérdida de agua y se colocan en un recipiente con hielo para mantenerlos frescos durante el transporte. Se debe evitar el uso de agua del estanque para lavar los peces antes de transportarlos, ya que esto puede introducir patógenos en el agua del transporte.

El diagnóstico adecuado de las enfermedades que se presentan en peces, depende del piscicultor y de la persona encargada de hacer el diagnóstico; en primera instancia, el piscicultor debe ser capaz de reconocer los peces afectados para realizar el muestreo representativo, prepararlos adecuadamente para enviarlos al laboratorio y asegurarse que los peces sean procesados en cuanto lleguen. Los peces enfermos o moribundos deben ser tomados alrededor de los bordes del estanque antes de la aplicación de cualquier tratamiento.

CAPITULO 9

ENVIO DE PECES AL LABORATORIO Y TECNICAS PARASITOSCOPICAS

Una muestra representativa comprende de tres a 10 peces que muestren signos clínicos de la enfermedad y si se sospecha de alguna intoxicación por pesticidas es recomendable no usar bolsas plásticas porque desprenden trazas de otros elementos que interfieren con el análisis, en este caso, pueden envolverse en papel aluminio y conservarlos en hielo o en un congelador.

Además, es necesario coleccionar muestras de agua para un análisis físico-químico en recipientes de vidrio de un litro de capacidad.

Las muestras deberán coleccionarse aproximadamente a 15 metros de distancia del afluente distribuidor, en contra de la corriente y a una profundidad de 20 centímetros de la superficie del estanque. Se recomienda analizarlas lo más pronto posible en un tiempo menor de seis horas para obtener resultados satisfactorios. Durante el transporte, la muestra deberá conservarse a temperaturas entre 0-10°C.

El envío de muestras de peces al laboratorio debe ser cuidadoso para evitar el estrés de los peces y la contaminación de las muestras. Se debe utilizar recipientes adecuados y mantenerlos frescos durante el transporte. El tiempo de transporte debe ser lo más corto posible para evitar el estrés de los peces.

ENVIO DE MUESTRAS DE PECES AL LABORATORIO

A) Tanques abiertos con agua:

La precaución que se debe tener es colocar la cantidad suficiente de peces y no sobrecargar el tanque, pues los peces enfermos disminuyen notablemente su capacidad para sobrevivir. Si se coloca un número pequeño de peces en el tanque y la distancia es corta, no será necesaria la aereación, pero si la distancia a recorrer por el vehículo es larga o si se transportan muchos peces, entonces debe colocarse un aereador con agitadores, aire comprimido u oxígeno.

Nota: El Laboratorio de Parasitología ofrece el servicio de diagnóstico parasitológico a aquellas personas o Instituciones interesadas.

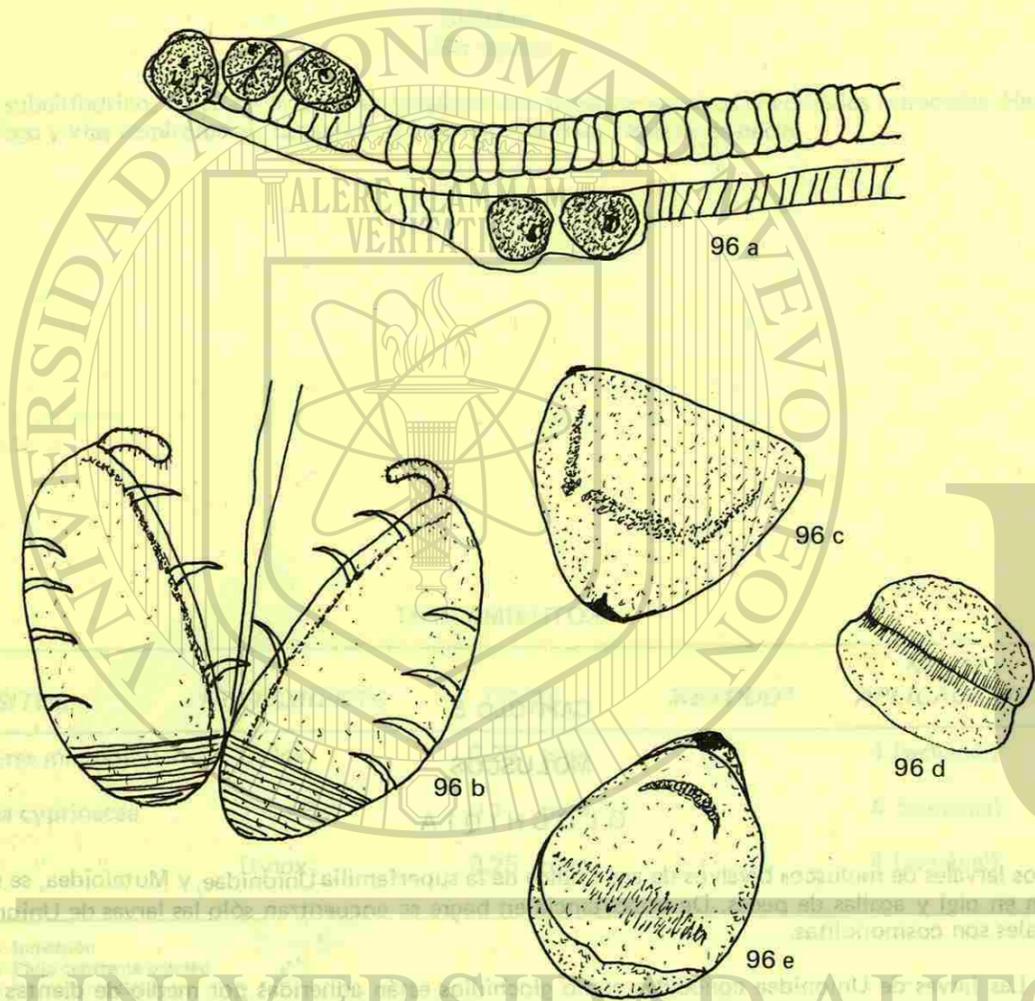


Fig. 96: *Glochidia*; 96a. Estadio larvario de *Glochidia*; 96b. Cubierta bivalva abierta mostrando los dientecillos o ganchos; 96c, d y e. Caparazón cerrado.

En cuanto al transporte de los peces afectados por enfermedades, se debe tener en cuenta que los peces enfermos son muy sensibles a los cambios de temperatura y a la falta de oxígeno. Por lo tanto, es necesario tomar precauciones para evitar su muerte durante el transporte. Una de las formas más adecuadas de transportar peces enfermos es en bolsas de plástico con agua oxigenada y hielo. Esto permite mantener a los peces a una temperatura constante y con suficiente oxígeno durante el viaje.

En este caso, los peces se introducen en bolsas de plástico sin agua para evitar la pérdida de agua. Después de introducirlos en las bolsas, se agregan cubitos de hielo y se sella la bolsa. Estas bolsas se colocan en un contenedor con agua oxigenada para mantener a los peces vivos durante el transporte.

En este caso, los peces se introducen en bolsas de plástico sin agua para evitar la pérdida de agua. Después de introducirlos en las bolsas, se agregan cubitos de hielo y se sella la bolsa. Estas bolsas se colocan en un contenedor con agua oxigenada para mantener a los peces vivos durante el transporte.

CAPITULO 9

ENVIO DE PECES AL LABORATORIO Y TECNICAS PARASITOSCOPICAS

El diagnóstico adecuado de las enfermedades que se presentan en peces, depende del piscicultor y de la persona encargada de hacer el diagnóstico; en primera instancia, el piscicultor debe ser capaz de reconocer los peces afectados para realizar el muestreo representativo, prepararlos adecuadamente para enviarlos al laboratorio y asegurarse que los peces sean procesados en cuanto lleguen. Los peces enfermos o moribundos deben ser tomados alrededor de los bordes del estanque antes de la aplicación de cualquier tratamiento.

Una muestra representativa comprende de tres a 10 peces que muestren signos clínicos de la enfermedad y si se sospecha de alguna intoxicación por pesticidas es recomendable no usar bolsas plásticas porque desprenden trazas de otros elementos que interfieren con el análisis, en este caso, pueden envolverse en papel aluminio y conservarlos en hielo o en un congelador.

Además, es necesario coleccionar muestras de agua para un análisis físico-químico en recipientes de vidrio de un litro de capacidad.

Las muestras deberán coleccionarse aproximadamente a 15 metros de distancia del afluente distribuidor, en contra de la corriente y a una profundidad de 20 centímetros de la superficie del estanque. Se recomienda analizarlas lo más pronto posible en un tiempo menor de seis horas para obtener resultados satisfactorios. Durante el transporte, la muestra deberá conservarse a temperaturas entre 0-10°C.

ENVIO DE MUESTRAS DE PECES AL LABORATORIO

A) Tanques abiertos con agua:

La precaución que se debe tener es colocar la cantidad suficiente de peces y no sobrecargar el tanque, pues los peces enfermos disminuyen notablemente su capacidad para sobrevivir. Si se coloca un número pequeño de peces en el tanque y la distancia es corta, no será necesaria la aereación, pero si la distancia a recorrer por el vehículo es larga o si se transportan muchos peces, entonces debe colocarse un aereador con agitadores, aire comprimido u oxígeno.

Nota: El Laboratorio de Parasitología ofrece el servicio de diagnóstico parasitológico a aquellas personas o Instituciones interesadas.

B) Bolsas plásticas:

Esta debe llenarse a 1/4 o 1/6 de su capacidad con agua libre de cloro y el resto con aire o puede sustituirse por oxígeno para enviarlo por autobús, avión etc. Este método es el más adecuado y económico, pero debido a la poca cantidad de peces que caben en la bolsa, se deben seleccionar hospederos pequeños, pues estos tienen menos demanda de oxígeno que los de talla mayor y su efectividad aumenta si se coloca hielo por fuera de la bolsa la cual deberá estar bien sellada.

C) En Hielo o Congelador:

En este caso, los peces se introducen en bolsas de plástico sin agua para evitar la pérdida de agentes infecciosos (principalmente protozoarios) localizados en la piel y se colocan sobre el hielo. Esta forma es útil cuando no es posible destinar peces vivos para el diagnóstico y la distancia en tiempo es corta. Si la distancia es grande puede utilizarse una doble bolsa plástica con la cantidad de agua suficiente para cubrir al pez; cerrar herméticamente y colocarla en el congelador toda la noche y después en una hielera para prolongar su conservación. El hielo no puede preservar al pez durante más de 24 horas, pero si se coloca en la hielera con 2-5 kilos de hielo seco (CO₂ sólido) este puede mantenerlo congelado por más de 48 horas.

D) Preservativos químicos:

Este medio permite mantener por un tiempo prolongado a los peces que serán sometidos al análisis parasitológico (incluyendo bacterias). Un buen fijador que puede utilizarse para estos casos es el formaldehído al 10 por ciento, este es recomendable cuando se requieren peces muertos y no se desea realizar un análisis bacteriológico. En este caso, los peces enteros o trozos de tejido se introducen al líquido fijador tan pronto como sea posible. Debe utilizarse cinco veces o más del volumen del fijador en comparación con el volumen del tejido y mantenerse así por un lapso mínimo de 24 horas para posteriormente preservarse en formol al cinco por ciento.

Los datos que deben acompañar a los peces seleccionados para el exámen son: edad, sexo, nombre científico del pez, tratamiento al que haya sido expuesto con anterioridad, identificación y tipo de estanque o tanque, profundidad promedio, temperatura y calidad del agua y otras que se consideren necesarias.

TECNICAS PARASITOSCOPICAS*

Para la identificación de las diversas formas parasitarias es necesario procesar debidamente el material infectado utilizando las técnicas que se incluyen en el diagnóstico de certeza o de laboratorio, éste comprende el exámen macroscópico (con pequeños aumentos) y el exámen microscópico que se logra mediante preparaciones directas permanentes y métodos de enriquecimiento.

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

b) Preparaciones permanentes: El diagnóstico con este método se aplica en in prontas de vísceras, gota gruesa, frotis de heces o directamente sobre protozoarios, helmintos o bacterias y utiliza 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, fototropismo, xenocultivos) mediante cultivos de sangre, heces, exudados, etc.

* Ver capítulo 12.

En cuanto se obtenga el ejemplar con sospechas de parásitos, debe examinarse visualmente (exámen macroscópico) piel, aletas, branquias y boca en busca 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.

En seguida se disecta separando y colocando en solución salina con cuidado cada uno de los órganos, 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 preparaciones permanentes.

Flagelados

Los flagelados intestinales pueden observarse vivos en preparaciones directas de la siguiente manera:

1. Colocar una gota de solución salina fisiológica (0.65 por ciento) en un portaobjetos.
2. Depositar sobre esta una pequeña cantidad de la muestra con un aplicador y resuspender.
3. Colocar un cubreobjetos.
4. Observar al microscopio en seco fuerte.

Para la realización de preparaciones permanentes de los flagelados se hacen frotis de la superficie externa de la piel del pez o del contenido intestinal y se tiñen con Hematoxilina Férrica, Colorante Tricrómico de Gomori o Giemsa.

El procedimiento para la Técnica Tricrómica es la siguiente:

1. Fijar en Schaudinn por una hr. a temperatura ambiente o cinco minutos a 50 grados centígrados en baño maría.
2. Alcohol al 70 por ciento yodado (un minuto).
3. Alcohol al 70 por ciento (un minuto).
4. Alcohol al 70 por ciento (un minuto).
5. Colorante tricrómico (2-8 minutos).
6. Alcohol al 90 por ciento acidificado (5-20 segundos).
7. Alcohol 95 por ciento (un minuto).
8. Alcohol 100 por ciento (un minuto).
9. Carboxilol (un minuto).
10. Xilol (5-15 minutos).
11. Montar en resina sintética neutra.

La tinción con Giemsa se realiza de la siguiente forma:

1. Hacer un frotis extendido sobre un portaobjetos.

2. Fijar con metanol (tres minutos).
3. Sumergir en el colorante de Giemsa (30-45 minutos).
4. Agregar buffer de Giemsa (agua de la llave con unas cinco gotas de colorante, debe tomar un color azul).
5. Lavar en agua de la llave. Dejar secar y examinar.

Sarcodinos

Una vez detectados en las heces fecales por observación directa (con lugol o solución salina), se procesan siguiendo las técnicas de Hematoxilina Férrica o Tricrómica de Gomori.

Técnica de Hematoxilina Férrica:

1. Después de fijar en Schaudinn y lavar en alcohol yodado (un minuto) y alcohol etílico 70 por ciento.
2. Enjuagar en agua tres veces.
3. Pasar a solución mordiente (sulfato férrico amoniacal al 4 por ciento) a 56°C por 15 minutos en baño maría.
4. Enjuagar en agua.
5. Introducir en Hematoxilina Férrica de Heidenhain (5-10 minutos).
6. Enjuagar en agua corriente.
7. Decolorar en solución sulfato férrico amoniacal al 0.25 por ciento (10 minutos), (observar al microscopio la diferenciación de las estructuras).
8. Lavar en agua corriente.
9. Deshidratar en alcohol 70, 80, 90 y 100 por ciento (cinco minutos), introducir en carboxilol (un minuto) y xilol (15 minutos) respectivamente para montar en resina sintética.

Microsporidios y Coccidios

1. Preparar frotis en portaobjetos de los quistes, tomando en cuenta que su localización en el péz 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.
 3. Teñir con el Colorante de Giemsa.

Myxosporidios

De los quistes localizados en piel y agallas:

1. Comprimir entre portaobjetos y cubreobjetos para observar tamaño y forma del quiste y cápsulas polares. Examinar el material en fresco con un microscopio.
2. Fijar otros frotis en metanol.
3. Teñir en 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 por ciento (tres minutos en c/u).
6. Transparentar en xilol (tres-cinco minutos).
7. Montar en resina sintética o bálsamo de Canadá.

Las cápsulas polares se tiñen 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 por ciento o alcohol 80 por ciento. 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 alumbre férrico y lavar con agua destilada.
5. Deshidratar en etanol 70, 80, 90 y 100 por ciento (tres minutos en cada uno).
6. Transparentar en xilol (tres-cinco minutos).
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. Secar el frotis rápidamente al aire.
2. Introducir en una solución de nitrato de plata al 12 por ciento durante 5-10 minutos.
3. Lavar con agua destilada o irradiar con luz UV por 5-10 minutos 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 básicamente examinando los ganchos marginales, anclas del opisthaptor y los órganos reproductores.

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

Tremátodos Digéneos, Céstodos y Acantocéfalos

Los tremátodos y céstodos se introducen en un tubo de ensaye con agua o solución salina fisiológica y se agitan. Luego se comprimen entre dos portaobjetos y si son muy pequeños entre portaobjetos y cubreobjetos.

Para fijar los acantocéfalos, estos deben tener la probóscide fuera del tronco, esto se logra colocándolos en agua destilada por una hora aproximadamente, antes de colocarlos entre dos portaobjetos. Los tremátodos, céstodos y acantocéfalos se fijan y se tiñen de manera similar.

Fijación:

1. Colocarlos entre dos portaobjetos o entre portaobjetos y cubreobjetos, dependiendo del tamaño. Introducir las laminillas en A F A (alcohol-formol-ácido acético) de 2-24 horas.
2. Sumergirlos en etanol al 70 por ciento por varias horas para eliminar el fijador, o bien pueden preservarse en esta solución.

La tinción se realiza con Carmín Alumbre, Carmín Borax o Hematoxilina de De la Field.

Tinción con Carmín Alumbre:

1. Lavar en agua destilada por 10 minutos en cajas Petri.
2. Introducir al colorante por 5-60 minutos, según el tamaño.
3. Lavar en agua destilada.
4. Transferir a etanol 70, 80, 90 y 100 por ciento para deshidratar durante tres-cinco minutos en cada alcohol.
5. Transparentar en xilol o salicilato de metilo, colocando el ejemplar de 30 minutos a dos horas.
6. Montar en resina sintética.

Tinción con Carmín Borax:

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

Tinción con Hematoxilina de Van Cleave:

1. Transferirlos a una caja Petri con agua destilada. Lavarlos cuatro veces en agua destilada por cinco minutos para eliminar el fijador.
2. Introducirlos a la Hematoxilina de Van Cleave 30-40 minutos.
3. Sumergirlos en agua destilada y checar el tono de la tinción al estereoscopio. Si están sobretiñidos, sumergirlos en agua acidulada (ácido clorhídrico al uno por ciento) y esperar la diferenciación de las estructuras observándolos al estereoscopio; pasarlos a agua destilada. Si la tinción es muy tenue, regresarlos a la Hematoxilina.
4. Una vez diferenciados, transferirlos a agua carbonatada (carbonato de litio a saturación en agua destilada).
5. Lavar el exceso de carbonatos en agua destilada.
6. Deshidratar en etanol 70, 80, 90 y 100 por ciento; cinco minutos en cada uno.
7. Transparentar en xilol o salicilato de metilo por dos horas.
8. Montar en resina sintética.

Nemátodos

Fijación:

1. Lavar en solución salina fisiológica.
2. Introducirlos en agua caliente (hervir y dejar serenar) y sacarlos inmediatamente.
3. Fijar en Formol 5-10 por ciento en AFA durante 2-24 horas.
4. Preservar en etanol al 70 por ciento.

Transparentación en Glicerina:

1. Del etanol 70 por ciento, donde pueden preservarse durante varias horas o días, se transfieren sucesivamente a la glicerina al 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90 y 100 por ciento; dejándolo en cada una de 30 minutos a dos horas a 40°C.

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

Transparentación en Lactofenol:

- Del etanol al 70 por ciento, transferir a lactofenol durante varias horas.
- Examinar entonces, si se desea, colocándolos entre un porta y cubreobjetos agregando Lactofenol.

Sanguijuelas

- Fijar en Formol 2 por ciento. En esta solución conservan su pigmentación, pero pueden preverse en etanol 70 por ciento.
- Examinar con una lupa o con estereoscopio.
- Preservar en etanol al 70 por ciento.

Crustáceos

- Fijar igual que las sanguijuelas.
- Transparentar en glicerina.
- Montar en glicerina gelatina (igual que los nemátodos).

REACTIVOS

Fijadores

- Alcohol sublimado:

Etanol absoluto	70.0 ml.
Agua destilada	30.0 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 dejarla en contacto con los vapores por 15-20 minutos.

- AFA (Alcohol-Formol-Acido acético):

Formol 37-40 por ciento	10.0 ml.
Etanol 95 por ciento	25.0 ml.
Glicerina	10.0 ml.
Agua Destilada	50.0 ml.
*Acido acético	5.0 ml.

* Agregar antes de usarse.

- Metanol:

Utilizar de preferencia este alcohol al 100 por ciento y libre de acetona. Se sumergen las laminillas durante tres-cinco minutos.

4). Schaudinn:	Etanol al 95 por ciento	1 vol.
	Solución acuosa saturada de bicloruro de mercurio	2 vol.

Antes de usarse, agregar cinco ml. de ácido acético por cada 100 ml. de solución. Deben de utilizarse canastillas y pinzas de plástico, pues el material de fierro inactiva el fijador.

- Formol 10 por ciento:

Formol comercial (37-40 por ciento)	10.0 ml.
Agua destilada	90.0 ml.

- Formol dos por ciento

Formol comercial (37-40 por ciento)	2.0 ml.
Agua destilada	98.0 ml.

Colorantes

- Hematoxilina Férrica de Heidenhein (solución madre):

Hematoxilina en cristales	10.0 gr.
Etanol 95 por ciento	100 ml.

Preparación de la solución de trabajo:

Hematoxilina (solución madre)	10.0 ml.
Agua destilada	90.0 ml.

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

- 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 frasco con tapón de rosca.

9). Alumbre Carmín:

Alumbre de potasio	30.0 gr.
Carmín de cochinilla	30.0 gr.
Agua destilada	400 ml.

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

10). Carmín Borax:

Carmín	1.5 gr.
Borax	2.0 gr.
Agua destilada	50 ml.
Etanol 70 por ciento	50 ml.

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

11). 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°C 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	2.0 ml.
Agua destilada	8.0 ml.

12). Colorante Tricómico de Gomori:

Cromotrofo 2R	0.6 g.
Verde claro	0.15 g.
Verde rápido	0.15 g.
Acido fosfotúngstico	0.7 g.
Acido acético glacial	1 g.
Agua destilada	100 ml.

13). Colorante de Van Cleave:

Hematoxilina de Dela Field	1.0 ml.
Hematoxilina de Erlich o Harris	1.0 ml.
Agua destilada	100 ml.

Mezclar y agregar sulfato de aluminio y potasio (6 gr). Puede utilizarse concentrado o diluido al 50 por ciento con agua destilada.

14). Lugol (Solución madre):	Yodo	5.0 gr.
	Yoduro de potasio	10.0 gr.
	Agua destilada	100 ml.

Guardar en frasco oscuro. Para usarse, se debe diluir dos volúmenes de esta solución en tres volúmenes de agua destilada.

Mordientes

15). Alumbre férrico amoniacal al cuatro por ciento:	Alumbre férrico amoniacal	4.0 gr.
	Agua destilada	100 ml.
16). Alumbre férrico amoniacal 0.25 por ciento:	Alumbre férrico amoniacal	0.25 gr.
	Agua destilada	100 ml.

Transparentadores

17). Glicerina—alcohol (para monogéneos):	Glicerina	25 ml.
	Alcohol etílico	75 ml.
18). Lactofenol:	Fenol en cristales	20 gr.
	Acido láctico	20 ml.
	Glicerina	40 ml.
	Agua destilada	20 ml.

Otros transparentadores: Xilol, salicilato de metilo, creosota purísima de Haya, etc. Se emplean tal como se expenden en las casas comerciales (sin diluir).

Medios de montaje

19). Resina sintética neutra:

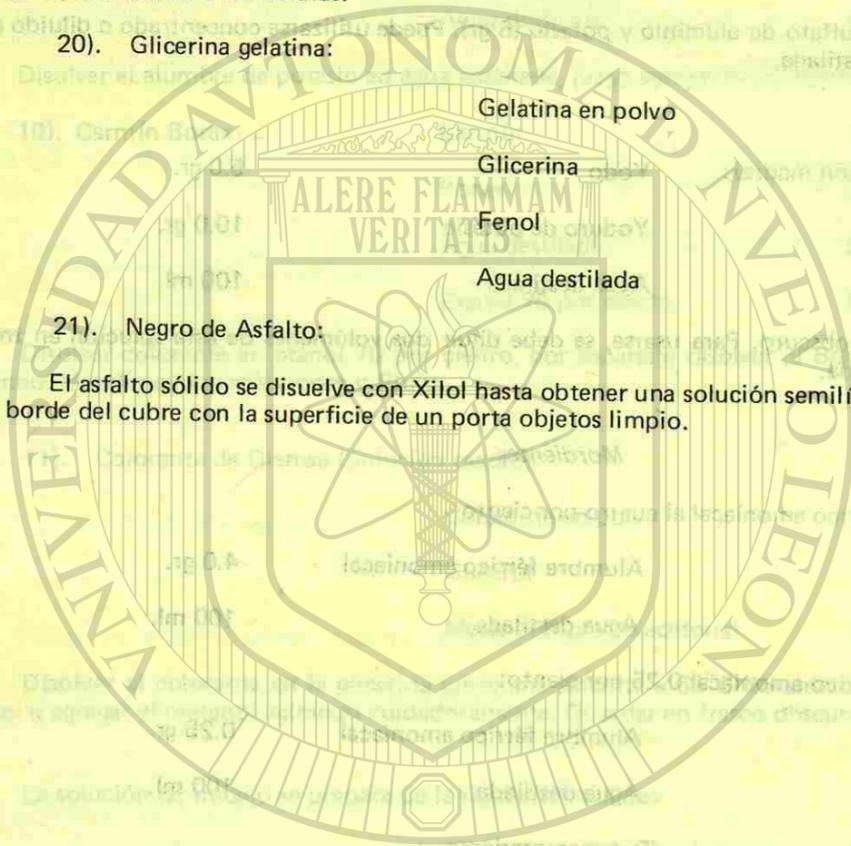
A un volumen de Xilol, se le agrega resina sintética en polvo, agitando hasta que se disuelva y se deja reposar durante varios días.

20). Glicerina gelatina:

Gelatina en polvo	3-5 gr.
Glicerina	25 ml.
Fenol	1.0 gr.
Agua destilada	21 ml.

21). Negro de Asfalto:

El asfalto sólido se disuelve con Xilol hasta obtener una solución semilíquida, se emplea sellando el borde del cubre con la superficie de un porta objetos limpio.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 10

LISTA DE PARASITOS REPORTADOS EN EL BAGRE

ICTALURUS ANGUILLA

TREMATODA

Phyllodistomum lacustri

CESTODA

Corallobothrium fimbriatum

NEMATODA

Dichelyne robusta

PROTOZOA

Ichthyophthirius multifiliis

TREMATODA

Alloglossidium corti

Cleidodiscus pricei

*Clinostomum marginatum**

*Diplostomulum corti**

CESTODA

Corallobothrium fimbriatum

C. giganteum

Corallobothrium sp.

ICTALURUS CATUS

ACANTOCEPHALA

Tanaorhamphus longirostris

CRUSTACEA

Achtheres pimelodi

Ergasilus caeruleus

E. megaceros

E. versicolor

NEMATODA

Contraecaecum brachyum

C. spiculigerum

HIRUDINEOS

Cystobranchus virginicus

Ergasilus cerastes

Illinobdella

Illinobdella moorei

Illinobdella sp.

Myzobdella lugubris

CRUSTACEA

Lernaea cyprinacea

ICTALURUS FURCATUS

PROTOZOA

Henneguya exilis

H. limatula

H. pellis

Myxidium kudoii

CESTODA

Corallobothrium procerum

C. fimbriatum

Corallobothrium sp.

Proteocephalus ambloplitis

Medios de montaje

19). Resina sintética neutra:

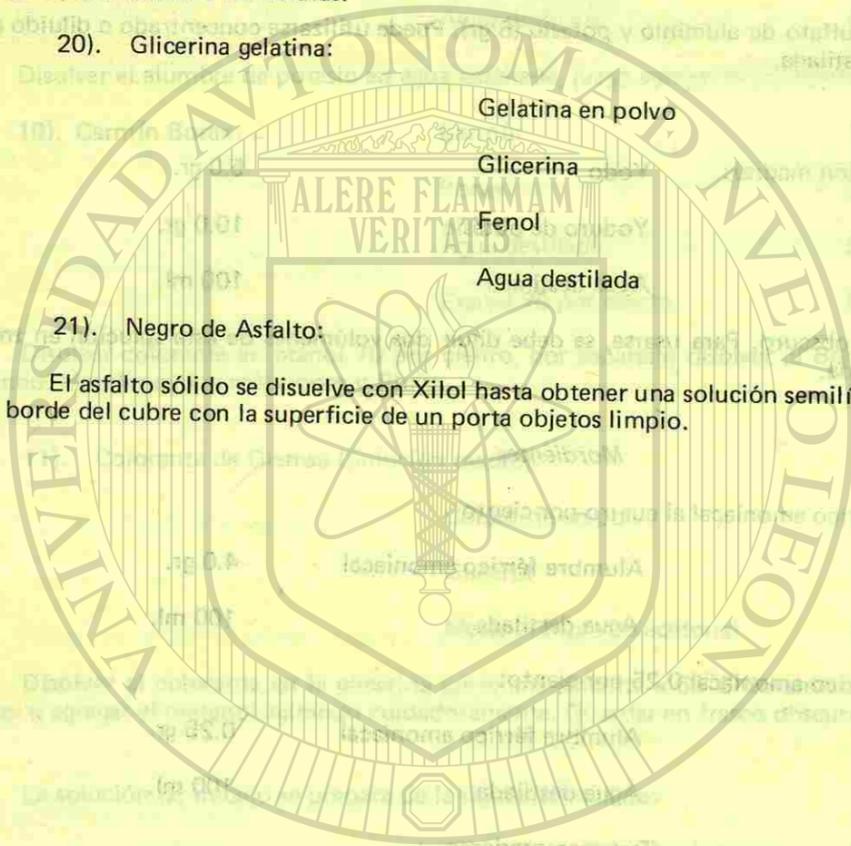
A un volumen de Xilol, se le agrega resina sintética en polvo, agitando hasta que se disuelva y se deja reposar durante varios días.

20). Glicerina gelatina:

Gelatina en polvo	3-5 gr.
Glicerina	25 ml.
Fenol	1.0 gr.
Agua destilada	21 ml.

21). Negro de Asfalto:

El asfalto sólido se disuelve con Xilol hasta obtener una solución semilíquida, se emplea sellando el borde del cubre con la superficie de un porta objetos limpio.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 10

LISTA DE PARASITOS REPORTADOS EN EL BAGRE

ICTALURUS ANGUILLA

TREMATODA

Phyllodistomum lacustri

CESTODA

Corallobothrium fimbriatum

NEMATODA

Dichelyne robusta

PROTOZOA

Ichthyophthirius multifiliis

TREMATODA

Alloglossidium corti

Cleidodiscus pricei

*Clinostomum marginatum**

*Diplostomulum corti**

CESTODA

Corallobothrium fimbriatum

C. giganteum

Corallobothrium sp.

ICTALURUS CATUS

ACANTOCEPHALA

Tanaorhamphus longirostris

CRUSTACEA

Achtheres pimelodi

Ergasilus caeruleus

E. megaceros

E. versicolor

NEMATODA

Contraecum brachyum

C. spiculigerum

HIRUDINEOS

Cystobranchus virginicus

Ergasilus cerastes

Illinobdella

Illinobdella moorei

Illinobdella sp.

Myzobdella lugubris

CRUSTACEA

Lernaea cyprinacea

ICTALURUS FURCATUS

PROTOZOA

Henneguya exilis

H. limatula

H. pellis

Myxidium kudoii

CESTODA

Corallobothrium procerum

C. fimbriatum

Corallobothrium sp.

Proteocephalus ambloplitis

TREMATODA

Allocreadium ictaluri
Cleidodiscus floridanus
C. mirabilis
C. pricei
C. vanacleavi
Neochasmus ictaluri
Posthodiplostomum minimum

PROTOZOA

Epistylis sp.
Henneguya exilis
H. gurleyi
H. limatula
Ichthyophthirius multifiliis
Myxidium melum
Myxobolus sp.
Scyphidia amiuri (Sin: Ambiphrya)

TREMATODA

Acetodextra amiuri
Allocreadium corti
A. ictaluri
Allogloasidium corti
A. geminus
Azygia angusticauda
Bucephalus polymorphus
Bucephalopsis pusillum
Cleidodiscus floridanus
C. longus
C. mirabilis
C. pricei
C. vanacleavi
*Clinostomum marginatum**
Crepidostomum cooperi
C. cornutum
C. ictaluri
*Diplostomulum corti**
*Diplostomulum flexicaudum**
*D. spathaceum**
*Displostomum sp.**
Glossidium geminum
Gyrodactylus elegans
G. faiporti
Hysteromorpha triloba
*Neascus sp.**
Phyllodistomum carolini
P. caudatum
P. lacustri
P. staffordi
Plagioporus sp.
Posthodiplostomum minimum
Proterometra sp.

NEMATODA

*Contraecum spiculigerum**
Cucullanus diplocaecum

CRUSTACEA

Actheres lacae
Ergasilus arthrosis
E. cerastes
E. versicolor

ICTALURUS MELAS

Pseudomagnovitellinum ictalurum
Urocleidus sp.

CESTODA

Bothriocephalus cuspidatus
*Cisitercoc (mesenterio)**
Corallobothrium fimbriatum
C. giganteum
C. minutia
Corallobothrium sp.
*Dendrouterina sp.**
Proteocephalus ambloplitis
P. perplexus
Proteocephalus sp.

NEMATODA

Camallanus oxycephalus
*Contraecum spiculigerum**
*Contraecum sp.**
Dacnoides cotylophora
D. robusta
Dichelyne robusta
Eustrongylides sp.
Metabronema salvalini
Philometra cylindracum
Rhabdochona sp.
Raphidascaris sp.
Spinitectus gracilis
*Spironys sp.**

ACANTOCEPHALA

Acantoccephalus parksidae
Arhythmorhynchus brevis
Fessisentis fessus
F. trichiganensis
Leptorhynchoides thecatus
Pamphorynchus bulbcolli
P. laevis
P. rocci

HIRUDINEA

Actinobdella inequannulata
Illinobdella moorei
Myzobdella moorei

Piscicola reducta
Piscicola sp.
Placobdella montifera

CRUSTACEA

Actheres ambloplitis
A. pimelodi

PROTOZOA

Ichthyophthirius multifiliis

TREMATODA

Acetodextra amiuri
A. Progeneticus
Alloglossidium corti
A. geminus
A. progeneticum
Azygia angusticauda
Bolbophorus confusus
Centrovarium lobotes
Cleidodiscus floridanus
C. pricei
*Clinostomum marginatum**
Crepidostomum esopari
C. cornutum
C. ictaluri
*Diplostomulum flexicaudum**
*D. scheuringi**
*D. spathaceum**
*Diplostomulum sp.**
Hysteromorpha triloba
Macroderoides spiniferus
Phyllodistomum carolini
P. caudatum
P. lacustri
P. staffordi
Pisciamphostoma stunkardi
Plagiorchis corti
*Posthodiplostomum minimum**

CESTODA

Corallobothrium fimbriatum
C. giganteum
Corallobothrium sp.
Corallotaenia minutia
*Proteocephalus ambloplitis**
*P. pearsi**
*Proteocephalus sp.**

PROTOZOA

Eimeria ictaluri

ICTALURUS NATALIS

Argulus biramosus

A. diversus
Ergasilus arthrosis
E. elegans
E. versicolor
Ergasilus sp.
Lernaea cyprinacea
L. tortua
L. variabilis

NEMATODA

*Camallanus sp.***
*Contraecum spiculigerum**
*Contraecum sp.**
Dichelyne robusta
Spinitectus carolina
S. gracilis
*Spirowys sp.**

ACANTOCEPHALA

Leptorhynchoides thecatus
*L. thecatus**
Neoechinorhynchus cilindratum
Neochinorhynchus sp.
Pomporynchus bulbocolli
*P. bulbocolli**

HIRUDINEA

Illinobdella moorei
Piscicola sp.

MOLUSCA

*Glochidia**

CRUSTACEA

Actheres pimelodi
Argulus diversus
A. maculosus
Ergasilus elegans
E. arthrosis
E. ciprinacea
E. clupeidanum
E. sieboldi
E. versicolor

LINGUATULA

Lingutulidos

ICTALURUS NEBULOSUS

Henneguya ameiuensis
H. gurleyi

Myxobolus sp.
Scyphidia macropodia (Sin: *Ambiphrya*)
Tetrahymena sp.
Trichodina sp.

TREMATODA

Acetodextra amiuri
Allocreadium ictaluri
Alloglossidium corti
A. geminus
*A. geminus**
Ancyrocephalus pricei
Ancyrocephalus sp.
*Apophallus venustus**
Azygia acuminata
A. angusticauda
Bucephalus elegans
Bucephalus polymorphus
Centrovarium lobotes
Cleidodiscus longus
C. pricei
*Clinostomum marginatum**
Crepidostomum cooperi
C. ictaluri
Crepidostomum sp.
*Diplostomulum scheuringi**
*D. spathaceum**
Diplostomulum sp.*
Echimo-chasmus donaldsoni
Euparyphium melis
Glossidium geminum
Gyrodactylus faiporti
G. nebulosus
Gyrodactylus sp.
*Hysteromorpha triloba**
Macroderoides spiniferus
Microphallus opacus
Neascus sp.*
*Petagiser nitidus**
Phyllodistomum americanum
P. hunteri
P. staffordi
Plagiorchis ameiurensis
P. corti
Polylekithum halli
*Posthodiplostomum minimum**
Tetracotyle sp.*
Thylodelphis clavata
Vietosoma parvum

CESTODA

Botriocephalus cuspidatus
Corallobothrium fimbriatum
C. intermedium
C. minutium

C. parafimbriatum
C. parvum
Dilepis sp.
*Haplobothrium globuliforme***
Proteocephalus ambloplitis
Proteocephalus sp.**

NEMATODA

*Camallanus oxycephalus***
Camallanus sp.*
Contraecum brachyurum
*C. spiculigerum**
Contraecum sp.*
Dacnitooides robusta
Dichelyene cotylophora
D. robusta
*Diocetophyma renale**
Eustrongylides sp.*
Metabronema prevosti
Rhabdochona sp.
Rhaphidascaris acus
Spinitectus carolini
S. gracilis
Spinitectus sp.
Spiroxys sp.*

ACANTOCEPHALA

*Acanthocephalus jacksoni***
Echinorhynchus lucii
E. thecatus
Leptorhynchoides thecatus
*L. thecatus**
Neoechinorhynchus rutili
Pomphorhynchus bulbocolli
*P. bulbocolli**
P. leavis

HIRUDINEA

Actinobdella inequianulata
Illinobdella moorei
I. richardsoni
Illinobdella sp.
Piscicola punctata
Piscicola sp.

MOLUSCA

*Glochidia**

CRUSTACEA

Actheres pimelodi
Argulus americanus
A. appendiculosus
A. foliaceus
A. maculatus
Ergasilus arthrosis
E. sielbodi
E. versicolor
Lernaea cyprinacea

L. pomotides
L. tortua

L. variabilis

ICTALURUS NEBULOSUS MARMORATUS

TREMATODA

Macroderoides spiniferus
*Posthodiplostomum minimum**

ICTALURUS PUNCTATUS

PROTOZOA

Acanthamoeba polyphaga
Amphileptus voracis
Chilodonella hexasticha
Colponema sp.
Costia sp.
Epistylis sp.
Haemogregarina sp.
Henneguya adiposa
H. diversus
H. exilis
H. limatula
H. longicaudata
H. plasmodia
H. postexilis
Ichthyophthirius multifiliis
Myxidium bellum
M. microcapsulare
Scyphidia macropodia (Sin: *Ambiphrya*)
Thelohania sp. (o *Plistophora*)
Trichodina discoidea
T. symmetrica
T. fultoni
T. vallata
Trichophyra ictaluri
T. piscium

TREMATODA

Acetodextra amiuri
Allacantho-chasmus varius
Allocreadium ictaluri
Alloglossidium corti
A. kenti
Apophallus venustus
Azygia angusticauda
*Bolbophorus confusus**
Cleidodiscus bychowski
C. floridanus
C. mirabilis
C. pricei
*Clinostomum marginatum**
Crassiphiala ambloplitis
Crepidostomum cornutum
C. ictaluri
Dactylogyrus sp.
*Diplostomulum spathaceum**

Diplostomulum sp.*

Gyrodactylus ictaluri
Holostephanus ictaluri
Microphallus opacus
Parastiotrema ottowenensis
Phyllodistomum lacustri
P. staffordi
*Posthodiplostomum minimum**
Prohemistomum chandleri (exper.)*
Vietosoma parvum

CESTODA

Botriocephalus sp.**
Corallobothrium fimbriatum
C. giganteum
C. thompsoni
Ophiotaenia fragilis
Proteocephalus ambloplitis
Proteocephalus sp.

NEMATODA

Camallanus oxycephalus
Camallanus sp.
*Contraecum spiculigerum***
Dacnitooides cotylophora
D. robusta
Dichelene robusta
Eustrongylides tubifex
Rhabdochona cascadilla
R. dacaturensis
Rhabdochona sp.
Spinitectus gracilis

ACANTOCEPHALA

Leptorhynchoides thecatus
Neoechinorhynchus rutili
N. cylindratus
Pomphorhynchus bulbocolli
Tanaorhampus longirostris

HIRUNDINEA

Batracobdella phalera
Illinobdella alba
I. moorei

Myzobdella lugubris
M. moorei
Piscicola sp.
Piscicola reducta

CRUSTACEA

Actheres micropteri
A. pimelodi
Argulus appendiculatus

PROTOZOA

Epistylis sp.

TREMATODA

Cleidodiscus pricei

PROTOZOA

Glenodinium sp.
Ocdinium sp.

TREMATODA

Bolbophorus sp.
Lepidauchen (Sin: Polylekitum)
Nanophyetus mustelae
Psilostomum ondatrae

* Formas larvarias
 ** Formas inmaduras

Ergasilus arthrosis
E. cerastes
E. elegans
E. versicolor
Lernaea cyprinacea

MOLUSCA

*Glochidia sp. **

NEMATODA

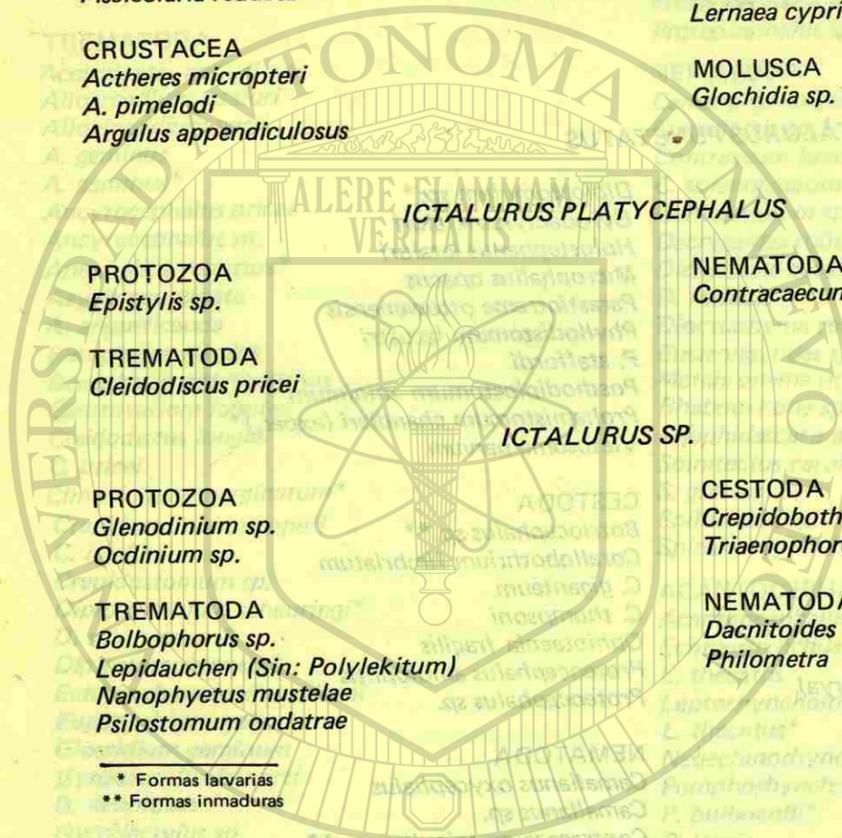
*Contraecaecum sp. **

CESTODA

Crepidobothrium fragile
Triaenophorus nodulosus

NEMATODA

Dacnitoides cotylophora
Philometra cylindraceum



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

1981 Parasites of fish in the upper Snake River drainage in Yellowstone Lake
 Wyoming Zoologica Scripta New York 200: 283-291
 1956 Studies on fish parasites of Lake Huron and Michigan (Ann. Entomol. Soc. 49: 1-10)
 1933 Parasites of the spotted bass *Micropterus pseudalplites*. Hubbs and summary of parasites of smallmouth and largemouth black bass from Ohio streams. Tr. Am. Fish. Soc. 63: 220-228.
 1939 Parasites of Centrarchidae from Southern, Florida. Tr. Am. Fish. Soc. 68: 263-269.
 1941 Parasites of Fish of Algonquin Park Lakes. Tr. Am. Fish. Soc. 70: 161-171.

REFERENCIAS

Alexander, C.G. 1951. A new species of *Proteocephalus* (Cestoda) from Oregon trout J. Parasitol. 37 (2): 160-164.

Allison, R. 1969. Parasite epidemics affecting Channel Catfish. Proc. Annu. Conf. Southeast Assoc. Game Fish Comm. 17: 1-3.

Amlacher, E. 1976. Taschenbuch der Fischkrankheiten (Text book of fish diseases). 3d. edition. VEB Gustav Fisher Verlag Jena, 394 pp.

Anderson, D.P. 1974. Fish Immunology Book 4 (239) in S.F. Snieszko and H.R. Axwelrod editors Diseases of Fishes T.F.H. Publications Inc. Neptune City, N.J.

Andrew, J.M. and G.L. Hoffman, 1980. Important Tapeworms of North American Freshwater Fishes Fish Dis. DAFL, U.S. Fish. Wild. Serv. (FDL 59).

Anthony, J.D. 1963. Parasites of eastern Wisconsin fishes, Wisconsin Acad. Sci. Arts and Lett 52: 83-95.

Arnold, J.G. Jr. 1933. Some trematodes of the common bullhead *Ameiurus nebulosus*. Trans. Am. Micros. Soc. 53(3): 267-276.

_____, 1934. Some trematodes of the common bullhead *Ameiurus nebulosus*. Trans. Am. Micros. Soc. 53(3): 267-276.

Bangham, R.V. 1933. Parasites of the spotted bass *Micropterus pseudalplites*. Hubbs and summary of parasites of smallmouth and largemouth black bass from Ohio streams. Tr. Am. Fish. Soc. 63: 220-228.

_____, 1939. Parasites of Centrarchidae from Southern, Florida. Tr. Am. Fish. Soc. 68: 263-269.

_____, 1941. Parasites of Fish of Algonquin Park Lakes. Tr. Am. Fish. Soc. 70: 161-171.

, 1951. Parasites of Fish in the upper Snake River drainage and in Yellowstone Lake Wyoming. Zoologica Scient. Centib. New York Zool. Soc. 36 (3): 213-217.

, 1955. Studies on fish parasites of Lake Huron and Manitoulin Island. AM Midl. Nat. 53 (1): 184-194.

Bangham, R.V. and G.W. Hunter III, 1939. Studies on fish parasites of Lake Erie. Distribution studies Zoologica. New York Zool. Soc. 24(4): 385-448.

Bangham, R.V. and C.E. Venard, 1942. Studies on parasites of Reelfoot Lake fish. IV Distribution studies and check list of parasites. J. Tennessee Acad. Sci. 17(1): 22-28.

Bauer, O.N., 1958. Parasitic diseases of cultured fishes and methods of their prevention and treatment. In: Parasitology of fishes ed Dogiel Petrushevki and Polyanski p. 265-298. English edition. Oliver and Boyd, London, 1961.

_____, 1959. Parazity presnovodnykh ryb i biologicheskie osnovy bor'by s nimi (Parasites of freshwater fish on the biological basis for their control). Vol. 49. Bull. State Sci. Res. Inst. Lake and River Fisheries. Leningrad (English transl. Off. Tech. Serv. U.S. Dep. Commerce 1962 OTS 61. 31056). 236 pp.

Bauer, O.N., V.A. Muselius and Y.A. Strelkov, 1969. Diseases of Pondfishes. Izdatel'stvo "Noloz" Moskva (Eng. Transl. 1963 TT72-50070). Natl. Tech. Inform. Serv., U.S. Dept. Commer. Springfield Vir. 22151. Beckert H. y R. Allison 1964. On a further collection of parasitic worms from the Belgian Congo Aun. Mag. Nat. Hist. (Serv) 29(6): 401-417.

Beaver, P. 1941. Studies on the life history of *Eupharyphium melis* (Trematoda: Echinostomidae). J. Parasitol. 27(1): 35-44.

Bullock, G.L. 1971. Identification of fish pathogenic bacteria. Book 2B (41 pp.) in S.F. Snieszko and H.R. Axelrod editors. Diseases of fishes. T.F.H. Publications. Inc. Neptune City, N.J.

Bullock, G.L.; D.A. Conroy and Snieszko, 1971. Bacterial diseases of fishes. Book 2A (151 pp.) in S.F. Snieszko and H.R. Axelrod editors. Diseases of fishes. T.F.H. Publications Inc. Neptune City, N.J.

Bychowsky, B.E. 1957. Monogeneticheskie sosal' shchiki ikh sistema filogeniia (Monogenetic trematodes their systemics and phylogeny) Izdatel' stovo Akademii Nauk SSSR Moscow Leningrad English transl. Am. Inst. Biol. Sci. Washington, D.C. 1961. 627 pp.

Bykhovskaya, Pavlovskaya I.E.; A.V. Gusev M.N. Dubina; N.A. Izyumova; T.S. Sminorva; I.L. Sokolovskaya; G.A. Shtein; S.S. Schulman and V.M. Epstein. 1962. Key to Parasites of Freshwater Fish on the U.S.S.R. Izdatel' stovo Akademii Nauk SSSR Moskva Leningrad 1962 Translation available from the Israel Program for Scientific Translation, Jerusalem. 1964. 919 p.

Cameron, T.W.M. 1945. Fish carrier parasites in Canada. Canad. J. Comp. Med. 9: 245-254, 283-284, 302-311.

Causey, D. 1957. Parasitic Copepoda from Louisiana freshwater fish. Am. Midl. Nat. 58(2): 378-382.

Chandler, A.C. 1935. Parasites of fishes in Galveston Bay. Proc. U.S. Nat. Mus. 83 (2977): 123-157.

Choquette, L.P.E. 1951. On the nematode genus *Rhabdochona* Railliet 1916 (Nematoda: Spiruroidea). Canad. J. Zool. 29: 1-16.

Clemens, H. P. and K. E. Sneed. 1958. The Chemical control of some diseases and parasites of channel catfish. Prog. Fish Cult. 20 (1): 8-15.

Coil, W.H. 1954. Contribution to the life cycles of gorgoderid trematodes. Am. Midl. Nat. 52 (2): 481-500.

Corkum, K.C.; R. Ringhouse and S. Roesch. 1958. A parasite of the swim bladder of black catfish. Tr. Illinois State Acad. Sci. 50: 301-302.

Culbertson, J.R. and R. W. Hull. 1962. Species identification in *Trichophrya* (Suctorida) and the occurrence of melanin in some members of the genus. J. Protozool. 9 (4): 455-459.

Davis, H. S. 1922. A new myxosporidian parasite of the channel catfish *Ictalurus punctatus*. J. Parasitol. 8 (3): 118-123.

_____, 1947. Studies of the protozoan parasites of freshwater fishes. Fish and Wildlife Service Fishery Bull. 51 (41): 1-29.

_____, 1953. Culture and diseases of game fishes. Univ. of California Press, Berkeley. 332 pp.

Dogiel, V. A.; G. K. Petrushevski and Y. I. Polyanski editors. 1959. Osnovnye problemy parazitologii ryb (parasitology of fishes). Leningrad Univ. Press Leningrad (English transl. Z. Kabata Oliver and Boyd Edinburgh 1961). 384 pp.

Essex, H. E. 1927. The structure and development of *Corallobothrium*. J. Parasitol. 14 (2): 130-131.

Fischthal, J. H. 1956. Observations on the occurrence of parasites in the fishes of certain south central New York streams. New York Fish and Game. J. 3 (2): 225-233.

Fritts, D. H. 1959. Helminth parasites of the fishes of northern Idaho. Tr. Amer. Micr. Soc. 78 (2): 194.

Grizzle, J. M. and W. A. Rogers 1976. Anatomy and histology of the channel catfish Agric. Exp. Stn. Auburn Univ. Alabama. 94 pp.

Haderlie, E. C. 1953. Parasites of the freshwater fishes of northern California. Univ. Calif. Publ. Zool. 57 (5): 303-340.

Hargis, W. J. Jr. 1952. 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.

_____, 1953. Monogenetic trematodes of Westhampton Lake fishes. III. Part. I. Comparative morphology of the species encountered J. Parasitol. 39 (1): 88-105.

Harms, C. E. 1959. Checklist of the parasites from catfishes of northeastern Kansas. Tr. Kansas Acad. Sci. 62 (4): 262.

_____, 1960. Some parasites of catfishes from Kansas. J. Parasitol. 46 (6): 695-701.

Hedrick, L. R. 1935. The life history and morphology of *Spiroxis contortus* Rudolphi. (Nematoda: Spiruridae). Tr. Am. Micros. Soc. 54 (4): 307-335.

Heftz, F. A. 1917. *Salmo salar* Lin. seine Parasitenfauna und seine Ernährung im Meer und im Süsswasser Eine parasitologischbiologische Studie. Inaug. Dis. 1-137.

Hoffman, G. L. 1967. *Parasites of North American Freshwater Fishes*. Univ. California Press Berkeley; Cal. 486 pp.

_____, 1973. *Parasites of Laboratory Fishes*, pages 645-768, in W.E. Ribelin and Migaki eds. *The pathology of fishes* Univ. of Wisconsin Press. Madison Wis. 1004.

_____, 1976. *The Asian Tapeworm *Botriocephalus gowkongensis*, in the United States and Research Needs in Fish Parasitology* Proc. 1976. Fish Farming Conf. and Ann. Conv. Catfish Farmers of Texas. Texas A & M. Univ. pp. 84.

_____, 1977. *Copepods parasites of freshwater fish; *Ergasilus Atheres* and *Salmincola** Fish. Dis. Leaflet. U.S. Fish Wild Serv. (FDL 49).

_____, 1977. *Argulus a branchiuran parasites of freshwater fishes*. Fish. Dis. Leaflet. U.S. Fish. Wild. Serv. (FDL 49).

Hoffman, G.L. and F.P. Meyer. 1974. *Parasites of Freshwater Fishes*. T.L.F. Pub. Inc. Jersey City, N.J. 224 pp.

Hool, R.J. 1929. *The phyllodistomes of the North American*. Tr. Am. Micr. Soc. 48 (1): 48-53.

Holloway, H.L. and B.J. Bogitsh. 1964. *Helmiths of Westhamton lake fish*. Virginia, J. Sci. 15 (1): 41-44.

Hopkins, S.H. 1933. *Note on the life cycle of *Clinostomum marginatum* (Trematoda)*. Trans. Amer. Micros. Soc. 52: 147-149.

_____, 1934. *The papillose Alloeocreadiidae*. Illinois Biol. Monogr. 13 (2): 45-124.

Hughins, E.J. 1959. *Parasites of fishes in South Dakota*. Exper. Sta. Bull. 484: 1-73.

Hunter, G.W. III and Wanda S. Hunter. 1932. *Studies on Parasites of Fish and of Fish Eating Birds. In a biological survey of the Oswegatchie and Black River systems* 21 Ann. Rep. New York State Conserv. Dept. Suppl. 197-271.

Klass, E.E. 1963. *Ecology of the Trematode *Clinostomum marginatum* and its host in Eastern Kansas*. Trans. Kansas Ac. Sc. 66 (3): 519-538.

Klemm, D. 1977. *Freshwater Leeches (*Anelida: Hirudinea*) of North American*. U.S. Environmental Protection Agency Office of Research and Development Environmental; Monitoring Support Laboratory Biological Methods Branch Aquatic Biology Section Cincinnati, Ohio 45268. 53 pp.

Krueger, R.F. 1954. *A survey of the helminth parasites of fishes from Van Buren Lake and Rocky Ford Creek, Ohio*, J. Sco. 54 (4): 277

Kudo, R.R. 1920. *Studies on Myxosporidia. A synopsis of genera and species of Myxosporidia*. Illinois Biol. Monogr. 5 (3-4): 1-268.

_____, 1969. *Protozoología*. Compañía Editorial Continental. 1184 pp.

Larsh, J.E. 1941. **Corallobothrium parvum* n. sp. a cestode from the common bullhead *Ameiurus nebulosus** Le Sueur J. Parasitol. 27 (3): 221-227.

Larson, O. 1965. *"Diplostomulum (Trematoda: Strigeida) Associated with Herminions of Bullhead Lensses"*. J. Parasitol 51 (2) pp. 224-229.

Lyster, L.L. 1939. *Parasites of the freshwater fish. I Internal trematodes of commercial fish in the central St. Lawrence watershed*. Canad. J. Research 17 (7): 154-168.

Malsberger, R.G. and K. Wolf. 1966. *Virus diseases of fish*. Pages. 677-684. In J.E. Prier editor Basic medical virology, Williams and Wilkins Co. Baltimore Md.

Mann, J.A. 1981. *Diseases and Parasites of Fishes: An annotated bibliography of books and symposia 1904-1977*. Fish Disease Leaflet 53. United States Department of Interior pp. 1-28.

Manter, H.W. 1967. *Some aspects of the Geographical Distribution of Parasites*. J. Parasites 53 (1): 1-9.

Mc Craren, J.P.; F.T. Wrigth y R.M. Jones. 1975. *Bibliography of the Diseases and Parasites of the Channel Catfish (*Ictalurus punctatus* Rafinesque)*. Wild. Dis. Microfiche. 65: 18 pp.

Mathers, C.K. 1948. *The leeches of the Okoboji region*. Thesis Univ. Iowa City, 56 pp.

Meglitsch, P.A. 1937. *On some new and known Myxosporidia of the fishes of Illinois*. J. Parasitol. 23 (5): 467-477.

Meyer, F.P. 1966. *Parasites of freshwater fishes. IV Miscelaneous 6 Parasites of catfishes* Bureau of Sport Fisheries and Wildlife. pp. 1-7.

Meyer, M.C. and J.P. Moore. 1954. *Notes on Canadian leeches (*Hirudinea*) with the description of a new species*. Wasmann. J. Biol. 12 (1): 63-96.

Meyer, M.C. and O.W. Olsen. 1975. *Essentials of Parasitology* 2nd Ed. Wm. C. Brown Co. Dubuque, Iowa. 303 pp.

Mizelle, J.D. and J.P. Cronin. 1943. *Studies on monogenetic trematodes. X Gill Parasites from Reel-foot Lake fishes*, Am. Midl. Nat. 30 (1): 196-222.

Mizelle, J.D. and Sr. Angela Donahue. 1944. *Studies on monogenetic trematodes. XI *Dactylogyridae* from Algonquin Park fishes*. Am. Midl. Nat. 31 (3): 600-624.

Mizelle, J.D. and A.R. Klucka. 1953. *Studies on monogenetic trematodes. XIV *Dactylogyridae* from Wisconsin fishes* A Midl. Nat. 49 (3): 720-733.

Mizelle, J.D. and B.R. Regenberger. 1945. *Studies on monogenetic tramatodes. XII *Dactylogryridae* from Wisconsin fishes* AM. Midl. Nat. 34 (3): 673-700.

Mizelle, J.D.; R.J. Toth and H. Wolf. 1961. *On the life cicle of *Cleidodiscus pricei**. Mueller 1936. J. Parasitol 47 (4): 634.

Mizelle, J.D. and F.O. Webb. 1933. *Studies on monogenetic trematodes. XV *Dactylogyridae* from Alaska, Wisconsin and Wyoming*. Am. Midl. Nat. 50 (1): 206-217.

Moore, J. 1984. *Parasites that Change the Behavior of their Host*. Scientific American 250 (5): 108-116.

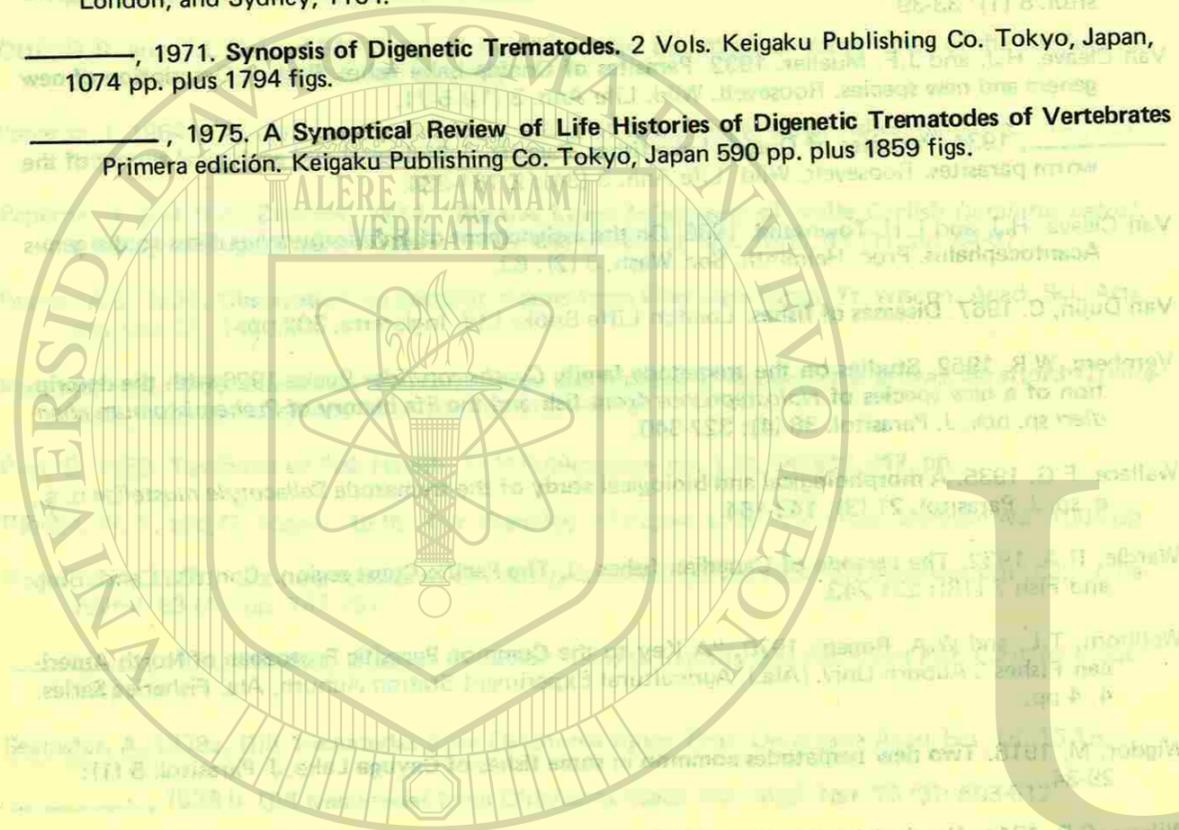
Mueller, J.F. 1936. *A new gyrodactiloid trematodes form North American Fishes*. Tr. Am. Micros. Soc. 55 (4): 457-464.

Mueller, J.F. and H.J. Van Cleave. 1932. *Parasites of Oneida Lake fishes. II Description of new species and some general taxonomic considerations especially concerning the trematode family Heterophyidae*. Bull New York State Col. Forest 5 (2c) Roosevelt Wild. Life Ann. 3 (2): 79-137.

- Nigrelli, R.F. and G.M. Smith. A papillary cystic disease affecting the barbels of *Ameiurus nebulosus* (Le Sueur) caused by the myxosporidian *Henneguya ameurensis* sp. nov. *Zoologica: Scient. Contrib. New York Zool. Soc.* 25 (1): 89-93.
- Noble, E.R. y G.A. Noble. 1965. *Parasitología Biología de los parásitos animales*. Segunda edición. Ed. Interamericana, S.A., México. 670 pp.
- Otto, G.R. and T.L. Jahn. 1943. Internal myxosporidian infections of some fishes of the Okoboji region. *Proc. Iowa Acad. Sci.* 50: 323-325.
- Paperna, I. 1964. The metazoa parasite from fauna of Israel inland water fishes. *Bamidegeh* 14 (1-2): 1-66.
- Paperna, I. and D.E. Zwerner. 1974. "Massive Leach Infestation of White Carfish (*Ictalurus catus*): a Histopathological Consideration". *Proc. Helminthol. Soc. Wash.* 41 (1): pp. 64-67.
- Pearse, A.S. 1924. Observation on parasitic worms from Wisconsin fishes. *Tr. Wiscon. Acad. Sci. Arts. and Lett* 21: 147-160.
- Perkins, K.W. 1956. Studies on the morphology and biology of *Acetodextra amiuri*, Strafford (*Trematoda: Heterophidae*) *Am. Midl. Nat.* 55 (1): 139-161.
- Post, G. 1983. *Textbook of Fish Health*. TFH Publications Inc. Ltd. Canada. 242. pp.
- Ribelin, W. E. and G. Migaki. 1975. *The Pathology of Fishes*. Univ. Wis. Press. Madison Wis. 1004 pp.
- Roger, W.A. 1967. "Six new species of *Gyrodactylus* (*Monogenea*) from the Southeastern U.S." *J. Parasitol.* 53 (4): pp. 747-751.
- _____, 1971. *Principal Diseases of Catfish*. How to identify and fight them *Fish Farming Indust.* 13 pp.
- Seamster, A. 1938a. Gill trematodes from Oklahoma fishes. *Proc. Oklahoma Acad. Sci.* 18: 13-15.
- _____, 1938 b. Gill trematodes from Oklahoma fishes. *Am. Midl. Nat.* 20 (3): 603-612.
- _____, 1948 a. Gill parasites from Louisiana fishes a description of *Urocleidus wadei* n sp. *Am. Midl. Nat.* 39 (1): 165-168.
- _____, 1948 b. Two new *Dactylogyiridae* (*Trematoda: Monogenea*) from the golden shiner. *J. Parasitol.* 34 (2): 111-113.
- Simer, P.H. 1929. Fish trematodes from the lower Tallahatchie River. *Am. Midl. Nat.* 11 (12): 562-588.
- Sneed, K.W. 1950. The genus *Corallobthrium* from catfishes in Lake Texoma, Oklahoma with a description of two new species. *J. Parasitol* 6 (2): 43.
- Sogandares, B.F. 1955. Some helminth parasites of fresh and backish water fishes from Louisiana and Panama. *J. Parasitol.* 41 (6): 587-594
- Spall, R.D. and R.C. Summerfelt. 1969. Host Parasite Relations of Certain Endoparasitic Helminths of the Channel Catfish and White Crappie in an Oklahoma Reservoir. "Bull. Wild. Dis. Dis". 5: pp. 48-67.
- Steelman, G.M. 1938. A description of *Phyllodistomum caudatum* n. sp. *Am. Midl. Nat.* 19 (3): 613-616.

- Thompson, S.; D. Kirkegaard and T. L. Jahn. 1947. *Scyphidia amriuri* n. sp. a potrichous ciliate from the gills of the bullhead *Ameiurus melas melas*. *Tr. Am. Micr. Soc.* 66 (4): 315-317.
- Van Cleave, H.J. 1921. Notes in two genera of ectoparasitic trematodes from Freshwater fishes. *J. parasitol.* 8 (1): 33-39.
- Van Cleave, H.J. and J.F. Mueller. 1932. Parasites of Oneida Lake fishes. Part. I. Description 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 (34): Z 161-334.
- Van Cleave, H.J. and L.H. Townsend. 1936. On the assignment of *Echinorhynchus dirus* to the genus *Acantocephalus*. *Proc. Helminth. Soc. Wash.* 3 (2): 63.
- Van Dujin, C. 1967. *Diseases of fishes*. London Liffe Books Ltd. Inglaterra. 302 pp.
- Vernberg, W.B. 1952. Studies on the trematode family *Cyathocotylidae* Poche 1926 with the description of a new species of *Holostephanus* from fish and the life history of *Prohemistomum chandleri* sp. nov. *J. Parasitol.* 38 (4): 327-340.
- Wallace, F.G. 1935. A morphological and biological study of the trematode *Sellacotyle mustellae* n. g., n. sp. *J. Parasitol.* 21 (3): 143-164.
- Wardle, R.A. 1932. The cestoda of Canadian fishes. I. The Pacific Coast region. *Contrib. Cand. Biol. and Fish* 7 (18): 221-243.
- Wellborn, T.L. and W.A. Rogers. 1970. "A Key to the Common Parasitic Protozoan of North American Fishes". Auburn Univ. (Ala.). Agricultural Experiment Station Auburn, Ala. Fisheries Series. 4: 4 pp.
- Wigdor, M. 1918. Two new nematodes common in some fishes of Cayuga Lake. *J. Parasitol.* 5 (1): 29-34.
- Wilson, C.B. 1911. North American Parasitic Copepods belonging to the family *Ergasilidae*. *Proc. U.S. Nat. Mus.* 39 (1788) 42: 219.
- _____, 1916. Copepods parasites of freshwater fishes and their economic relations to mussel *glochidia*. *Bull. U.S. Bur. Fish.* 34 (1914): 331-374.
- Wilson, W.D. 1957. Parasites of fishes from Leavenworth Country State Lake, Kansas. *Tr. Kansas Acad. Sci.* 60 (4): 393-399.
- Yamaguti, S. 1958. *Systema Helminthum*. Vol. 1 Part. II. "The Digenetic Trematodes of Vertebrates". Interscience. N.Y. 1575 pp.
- _____, 1959. *Systema Helminthum*. Vol. II. "The Cestodes of Vertebrates". Interscience. N.Y. 860 pp.
- _____, 1961. *Systema Helminthum*. Vol. III. "The Nematodes of Vertebrates". Interscience, N.Y. pp. 681-1261.
- _____, 1963a. *Systema Helminthum*. Vol. IV. "Monogenea and Aspidocotylea". Interscience. N.Y. 699 pp.

- _____, 1963b. *Systema Helminthum*. Vol. I. "Acanthocephala". Interscience. N.Y. 421 pp.
- _____, 1963. *Parasitic Copepoda and Branchiuria of fishes*. Interscience Publishers New York. London, and Sydney, 1104.
- _____, 1971. *Synopsis of Digenetic Trematodes*. 2 Vols. Keigaku Publishing Co. Tokyo, Japan, 1074 pp. plus 1794 figs.
- _____, 1975. *A Synoptical Review of Life Histories of Digenetic Trematodes of Vertebrates*. Primera edición. Keigaku Publishing Co. Tokyo, Japan 590 pp. plus 1859 figs.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

... de que sean la causa de una enfermedad...
 ... de que sean la causa de una enfermedad...
 ... de que sean la causa de una enfermedad...

CAPÍTULO 11

ENFERMEDADES BACTERIANAS

El medio ambiente acuático abarca una amplia variedad de parámetros, estos deberán estar siempre dentro de los límites aceptables ya que de lo contrario podrían predisponer o incluso causar alguna enfermedad en los peces.

Las bacterias pueden ser la causa de grandes pérdidas en el cultivo del bagre. Estos organismos han sido considerados como los patógenos más importantes de los peces y un alto porcentaje de muertes es más bien relacionada con enfermedades crónicas que con agudas. Las mortalidades causadas por bacterias frecuentemente son asociadas con ambientes de "stress" cuando dichos organismos son usualmente saprofitos, facultativos u oportunistas.

El papel de los microorganismos es muy variable, puede ir desde un patógeno primario hasta un invasor banal del huésped y con frecuencia la muerte del pez suele ocurrir por otro proceso patológico.

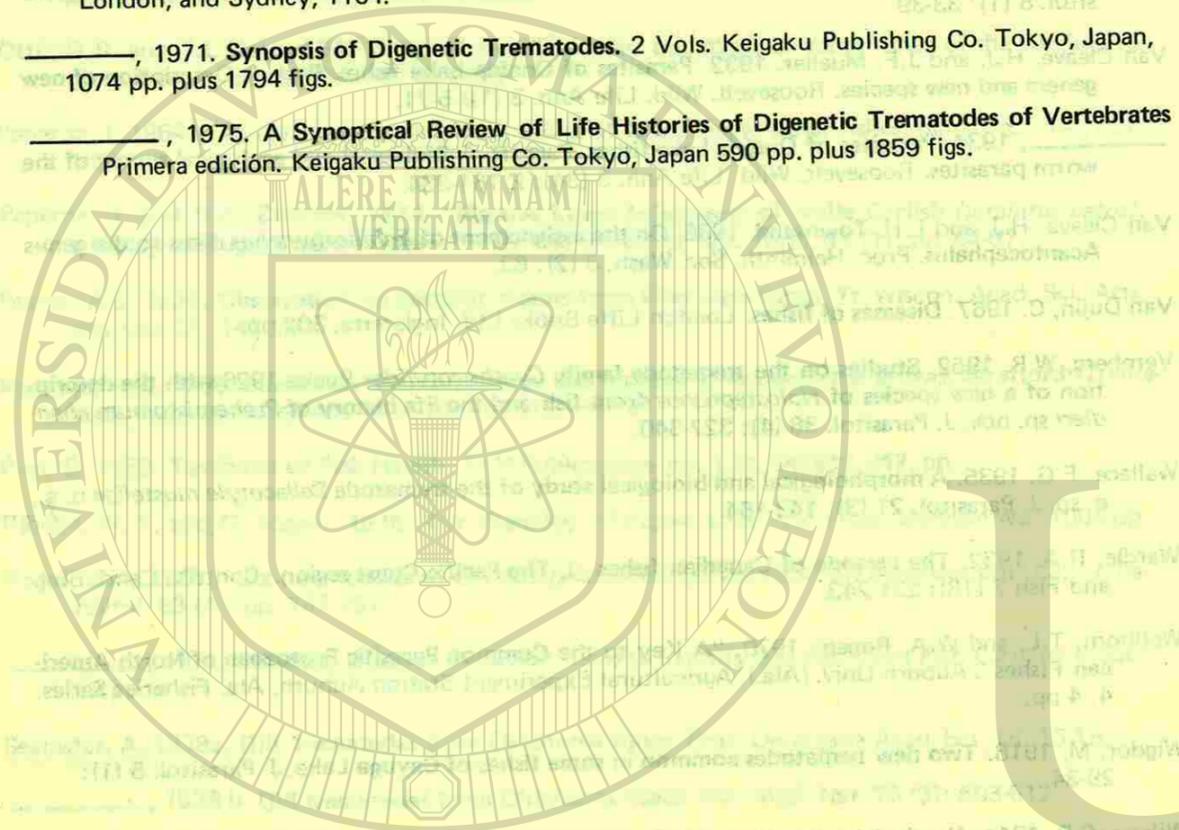
El agua es un medio ideal para el crecimiento bacteriano, sobre todo cuando contiene un exceso de materia orgánica. Diversos investigadores han demostrado que la flora bacteriana normal de los peces es el reflejo directo de la flora bacteriana del agua en que viven.

Las bacterias son microorganismos de pequeñas dimensiones; generalmente entre 0.5 y 10 μm . Por lo tanto, se requiere de un microscopio para su estudio. El material procedente de peces enfermos sólo determina la presencia o ausencia de microorganismos; pero es imposible determinar por este medio la especie de bacteria a que pertenece y si es patógena o inocua.

En resumen para identificar una bacteria se requiere además de la observación microscópica, cultivarla en diferentes medios y observar su comportamiento bioquímico. Para determinar esto último, es necesario asegurarse de que el estudio se hace a partir de un cultivo puro y de ser posible, obtener este a partir de una célula.

Las bacterias se encuentran ampliamente distribuidas en la naturaleza. Se pueden detectar en el aire, agua, plantas y en los animales. Las bacterias que se encuentran en la piel o en el intestino de los peces pueden ser saprofitas y sería un grave error considerarlas como la causa de una enfermedad sin tener suficiente evidencia. Los órganos internos de los peces sanos con excepción del intestino no contienen bacterias; por lo tanto, si estas se detectan en corazón, hígado u ovarios, hay la posibili-

- _____, 1963b. *Systema Helminthum*. Vol. I. "Acanthocephala". Interscience. N.Y. 421 pp.
- _____, 1963. *Parasitic Copepoda and Branchiurida of fishes*. Interscience Publishers New York. London, and Sydney, 1104.
- _____, 1971. *Synopsis of Digenetic Trematodes*. 2 Vols. Keigaku Publishing Co. Tokyo, Japan, 1074 pp. plus 1794 figs.
- _____, 1975. *A Synoptical Review of Life Histories of Digenetic Trematodes of Vertebrates*. Primera edición. Keigaku Publishing Co. Tokyo, Japan 590 pp. plus 1859 figs.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

... de que sean la causa de una enfermedad...
 ... de que sean la causa de una enfermedad...
 ... de que sean la causa de una enfermedad...

CAPÍTULO 11

ENFERMEDADES BACTERIANAS

El medio ambiente acuático abarca una amplia variedad de parámetros, estos deberán estar siempre dentro de los límites aceptables ya que de lo contrario podrían predisponer o incluso causar alguna enfermedad en los peces.

Las bacterias pueden ser la causa de grandes pérdidas en el cultivo del bagre. Estos organismos han sido considerados como los patógenos más importantes de los peces y un alto porcentaje de muertes es más bien relacionada con enfermedades crónicas que con agudas. Las mortalidades causadas por bacterias frecuentemente son asociadas con ambientes de "stress" cuando dichos organismos son usualmente saprofitos, facultativos u oportunistas.

El papel de los microorganismos es muy variable, puede ir desde un patógeno primario hasta un invasor banal del huésped y con frecuencia la muerte del pez suele ocurrir por otro proceso patológico.

El agua es un medio ideal para el crecimiento bacteriano, sobre todo cuando contiene un exceso de materia orgánica. Diversos investigadores han demostrado que la flora bacteriana normal de los peces es el reflejo directo de la flora bacteriana del agua en que viven.

Las bacterias son microorganismos de pequeñas dimensiones; generalmente entre 0.5 y 10 μm . Por lo tanto, se requiere de un microscopio para su estudio. El material procedente de peces enfermos sólo determina la presencia o ausencia de microorganismos; pero es imposible determinar por este medio la especie de bacteria a que pertenece y si es patógena o inocua.

En resumen para identificar una bacteria se requiere además de la observación microscópica, cultivarla en diferentes medios y observar su comportamiento bioquímico. Para determinar esto último, es necesario asegurarse de que el estudio se hace a partir de un cultivo puro y de ser posible, obtener este a partir de una célula.

Las bacterias se encuentran ampliamente distribuidas en la naturaleza. Se pueden detectar en el aire, agua, plantas y en los animales. Las bacterias que se encuentran en la piel o en el intestino de los peces pueden ser saprofitas y sería un grave error considerarlas como la causa de una enfermedad sin tener suficiente evidencia. Los órganos internos de los peces sanos con excepción del intestino no contienen bacterias; por lo tanto, si estas se detectan en corazón, hígado u ovarios, hay la posibili-

dad de que sean la causa de una enfermedad. La investigación de microorganismos en los peces deberá hacerse cuando están vivos, recientemente sacrificados o inmediatamente después de su muerte. Si se tarda más tiempo para llevar a cabo el análisis, los resultados se verán alterados.

Las enfermedades bacterianas generalmente presentan síntomas característicos que nos permiten reconocerlas antes de realizar un examen bacteriológico completo. Las infecciones provocadas por bacterias pueden ocurrir en órganos internos, músculos o piel y regularmente se manifiestan por manchas rojas de mayor o menor intensidad.

Cuando los peces no son atenuados por condiciones adversas o por invasión de otros parásitos, tienen gran resistencia a las infecciones bacterianas. Esto es debido a la presencia de cantidades elevadas de sustancias bactericidas en la sangre que les permite sobrellevar una infección. Pero si ellos están lesionados o su resistencia ha disminuído por diversas causas, las infecciones bacterianas pueden presentarse en cualquier momento y ser difícil su control.

Por consiguiente, para proteger a los peces de cualquier tipo de infección, es preciso mantenerlos bajo condiciones óptimas; tales como estanques limpios, suficiente luz ya sea natural o artificial, suministro de oxígeno y alimento adecuado.

La mayoría de las enfermedades infecciosas del bagre son causadas por cuatro géneros de bacterias Gram negativas *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Edwardsiella* y *Flexibacter* (*Chondrococcus*). Los dos primeros son bacilos cortos que corresponden al orden Eubacteriales dentro de las familias Vibrionaceae y Pseudomonadaceae respectivamente. *Edwardsiella* pertenece al mismo orden, dentro de la familia Enterobacteriaceae y el género *Flexibacter* se caracteriza por estar constituído por bacilos largos, en forma de filamentos y se clasifican en el orden Cytophagales, dentro de la familia Cytophagaceae.

Vibrionaceae

Hasta hace poco tiempo se admitía que entre las bacterias patógenas de peces, había tres especies de aeromonas: *A. liquefaciens*, *A. hydrophila* y *A. punctata*. Sin embargo, en la actualidad se ha hecho una reclasificación en dos subespecies que corresponden a *A. hydrophila* y *A. punctata*, las cuales al unirse han formado el grupo hydrophila-punctata dentro del género *Aeromonas* ya que presentan un comportamiento bioquímico muy similar.

Las aeromonas son bacterias patógenas que causan la septicemia hemorrágica en el bagre y otras especies de peces. Aunque se desarrollan en los medios de cultivo ordinario lo hacen mejor en el medio Rimmler Shotts presentando colonias amarillas a las 24 horas de incubación. La susceptibilidad de los peces a éstos y a otras bacterias patógenas, está relacionada con el "stress" ambiental. Wedemeyer y Snieszko han realizado diversos estudios al respecto y los resultados obtenidos les han permitido confirmar dicha teoría.

Las aeromonas pueden presentar una gran variedad de signos en los peces infectados. Las características de infección varían de acuerdo a la localización de la lesión. Puede presentarse una verdadera septicemia con altos niveles de bacterias circulando en la sangre; lesiones focales en hígado, riñón, músculos y en el cerebro. Las funciones del riñón se alteran y se presenta hidropesía; el pez nada en forma irregular y presenta convulsiones debido al daño cerebral. Cuando existen lesiones en piel, estas pueden ser superficiales o subcutáneas. Hay rompimientos de los vasos sanguíneos y los órganos víscerales se presentan hiperémicos.

En cultivos de peces se ha logrado aislar cepas de aeromonas altamente virulentas capaces de matar al hospedero dentro de las 48 horas siguientes a un "stress" moderado sin estar presentes signos de enfermedad. También se han aislado cepas con escasa virulencia que inducen a enfermedades crónicas prolongadas.

Los microorganismos del grupo hydrophila-punctata, se encuentran normalmente en aguas superficiales y pertenecen a la flora normal de los peces de agua dulce. En estudios realizados sobre enfermedades de peces se ha reportado una alta frecuencia de aislamientos de *A. hydrophila hydrophila* en peces tanto sanos como enfermos, procedentes de aguas superficiales. La patogenidad de este grupo de bacterias depende de su habilidad para producir toxinas.

Eurell y Col, con el objeto de detectar septicemia por aeromonas móviles en bagre (*Ictalurus punctatus*) compararon diferentes métodos tales como aislamiento de la bacteria, aglutinación en tubo y en placa y utilización de anticuerpos fluorescentes. Para realizar dichos métodos inocularon peces con un cultivo de *A. hydrophila* virulenta y además trabajaron con peces infectados de poblaciones silvestres y de cultivos (piscifactorias). La prueba de aglutinación en placa fue muy eficiente para ser utilizada como prueba de campo; las realizadas en el laboratorio fueron también efectivas, pero la técnica de anticuerpos fluorescentes resultó ser la más recomendable por haber presentado mayor sensibilidad y realizarse en menor tiempo.

Por otro lado, Lewis, desarrolló una técnica de microscopía de inmunoenzima para diferenciar yersiniosis aguda de septicemia por aeromonas móviles en bagre y encontró que esta técnica era comparable a la de inmunofluorescencia y de cultivos para detectar y diferenciar infecciones por *Yersinia ruckeri* y *Aeromonas hydrophila*.

Al comparar la virulencia de diferentes cepas de *A. hydrophila* aisladas de bagres enfermos, de camarones y de agua estancada, se encontró que los microorganismos aislados del agua fueron significativamente menos virulentos que los aislados de peces enfermos, aún cuando todas las cepas obtenidas fueron bioquímicamente similares.

En un estudio realizado por Thune y Col, sobre el efecto de las enzimas extracelulares de *A. hydrophila* sobre el bagre, encontraron que productos extracelulares parcialmente purificados correspondientes a proteasas de 22 cepas de *Aeromonas hydrophila* que crecieron en un medio definido, fueron letales para bagres menores de un año de edad, siendo la fracción proteínica estable al calor la más potente. Por otro lado, cuando se investigó el efecto de las endotoxinas de la misma bacteria, se observó que estas no tuvieron acción letal en dosis tan altas como 400 mcg/7.2 g de pez.

A. hydrophila y *A. punctata* pueden responder a tratamientos con oxitetraciclina administrada en el alimento en una concentración de 55 mg/kg de peso cada 24 horas durante 10 días. También es efectiva la sulfameracina a 564 mg/kg administrada en la misma forma que la anterior durante tres días y posteriormente 154 mg/kg cada 24 horas durante 11 días. Dado que los peces afectados suelen presentar anorexia, el tratamiento por vía parenteral es recomendable.

Para reducir el riesgo de que los peces estresados se infecten con aeromonas, generalmente se recurre a tratamientos profilácticos, aplicando externamente desinfectantes una o dos veces por semana (azul de metileno a una concentración de cuatro mg/l).

Cuando el tratamiento con oxitetraciclina no responde; es necesario investigar el tipo y concentración del antibiótico más eficaz. Para realizar esto, se utiliza el método de cilindro placa (CFR) aún cuando se sabe que las drogas "in vitro" pueden tener efecto terapéutico o no tenerlo "in vivo", especialmente si la droga es administrada por vía oral o a través del alimento.

Pseudomonadaceae

Otra bacteria que causa enfermedad en el bagre es *Pseudomonas fluorescens* la cual crece bien en agar Pseudosel o agar cetrimida, generalmente produce pigmentos fluorescentes que se difunden en el medio. Las colonias son redondas y brillantes. Infecta a los peces originándoles lesiones bien definidas sobre el cuerpo. Hay pérdida de pigmentación, hemorragias e inflamación. La septicemia se desarrolla

usualmente, pero la muerte ocurre solo en casos avanzados. La enfermedad, clínicamente es similar a las septicemias causadas por aeromonas.

Infecciones por pseudomonas que han causado mortalidad en los peces, se han relacionado frecuentemente con invasiones secundarias por hongos o bacterias facultativas.

El mejor método de control de septicemia por pseudomonadales es la prevención; la cual se logra utilizando una fuente de agua adecuada y reduciendo las lesiones en los peces controlando la densidad de la población. Es recomendable aplicar kanamicina intraperitonealmente u oxitetraciclina por vía oral.

Cuando las epizootias son lentas, puede aplicarse en el agua sustancias bactericidas que ayuden a reducir la población bacteriana, de tal manera que al mejorar las lesiones de los peces, también se reducirán las infecciones secundarias.

Enterobacteriaceae

El agente etológico de la enfermedad conocida como efisema putrefactiva del bagre (EPDS) es *Edwardsiella tarda*. Esta es una enterobacteria que crece bien en cualquier medio selectivo para Gram negativos, entre los que se encuentra el agar MacConkey. Sus colonias son de color gris y lisas, causa lesiones en el tejido muscular produciendo gas con olor desagradable. La enfermedad es comparable con la gangrena en el hombre.

La enfisema putrefactiva se pone de manifiesto primeramente por pequeñas lesiones cutáneas que miden entre 3-5 cm de diámetro, posteriormente se forma una fístula dentro del músculo y los tejidos circundantes a las lesiones son invadidos por la bacteria produciendo necrosis.

La enfermedad tiene una evolución lenta. La muerte ocurre cuando fallan las funciones vitales del pez y principalmente a través del hígado y riñón.

El alto contenido de materia orgánica en el agua y la temperatura superior a 30°C son factores importantes en las infecciones de peces por *E. tarda*.

Tanto en Estados Unidos como en otros países se ha reportado el aislamiento de este microorganismo a partir de bagres enfermos. Wyatt y Col, en un estudio realizado con este tipo de peces aislaron *E. tarda* de piel (47 por ciento), vísceras (88 por ciento) y de peces completos (79 por ciento).

Recientemente se ha descrito una enfermedad bacteriana en cultivos de bagre (*Ictalurus punctatus*) conocida como septicemia entérica (ESC) y es causada por *E. tarda*. Su control, cuando los peces no han sido afectados severamente, se logra eliminando aquellos que muestran signos de la enfermedad, aunque sean leves. Cuando el ataque es más severo, se recomienda administrar por vía oral oxitetraciclina en una concentración de 55 mg/kg de pez cada 24 horas durante 10 días o empleando sulfonamidas. También se recomienda mejorar la calidad del agua en los estanques y controlar la densidad de población.

Especies diferentes a *E. tarda* han sido aisladas de diversos tipos de peces, Plubm y Sánchez han demostrado que el bagre (*Ictalurus punctatus*), presenta una alta sensibilidad a *E. ictaluri*. Esta bacteria también se ha aislado de *Ictalurus catus* e *Ictalurus nebulosus*, cuando la temperatura del agua oscila entre 20 y 30°C.

Cytophagaceae

Otra enfermedad importante para los peces es la columnariasis conocida como "columnaris", cuyo agente causal es la mixobacteria *Flexibacter columnaris* (*Chondrococcus columnaris*). Para su aisla-

miento se recomienda el agar Cytophaga de Anaker y Ordal. Las colonias son secas y tienden a crecer mejor en medios pobres en nutrientes. Cuando se trata de la especie *F. psychrophila* las colonias son amarillas y su crecimiento es más lento que el de las otras especies. Generalmente se presenta cuando hay hacinamiento de peces o cuando las condiciones ambientales no son las adecuadas. La mayor incidencia ocurre cuando la temperatura es elevada (20 a 30°C).

Las lesiones causadas por las mixobacterias generalmente se presentan en piel, aletas o branquias. Las lesiones cutáneas generalmente se caracterizan por la pérdida de pigmentación.

La columnariasis es contagiosa y se propaga rápidamente entre una población si no se controla oportunamente. La septicemia se presenta en casos avanzados y posteriormente ocurre la muerte del pez.

La bacteria se localiza fácilmente en el centro de las lesiones y con escasa frecuencia en tejido muerto; generalmente está relacionada con el mucus de los peces sanos y enfermos. Dada la alta naturaleza proteolítica de estos organismos, difícilmente se presenta una invasión bacteriana secundaria; sin embargo la invasión por hongos es muy común.

Para el control de la enfermedad, antes del uso de agentes quimioterapéuticos se recomienda la prevención, la cual se logra disminuyendo el "stress" en las poblaciones de peces y mejorando las condiciones generales del medio. Además, se sugiere aplicar medidas profilácticas en el manejo de los peces mediante el uso de desinfectantes externos.

Flexibacter columnaris es sensible a los nitrofuranos; por lo tanto este compuesto puede ser utilizado para el control de la enfermedad. Una dosis de furanace de 1.5 mg/l aplicado por hora durante tres días consecutivos es recomendable. También ha sido efectivo el uso de oxitetraciclina en una concentración de 50 mg/kg de pez cada 24 hrs, durante 10 días o sulfameracina con 264 mg/kg al día durante tres días consecutivos y posteriormente 154 mg/kg cada 24 horas por 11 días.

Para lesiones por *Flexibacter columnaris* en piel y aletas es recomendable el uso de sales cuaternarias de amonio. También ha tenido éxito el "baño de inmersión" durante 20 minutos en una solución de sulfato de cobre con una concentración de 40 mg/l o durante un minuto con 500 mg/l.

Otros compuestos que pueden utilizarse agregándolos a los estanques o acuarios, son permanganato de potasio en una concentración de 2.4 mg/l o bien el ácido oxolínico a una concentración de un mg/l por 24 horas.

CLASIFICACION DE BACTERIAS PATOGENAS DE PECES

ORDEN	FAMILIA	GENERO
EUBACTERIALES (bacilos Gram negativos)	Enterobacteriaceae	<i>Edwardsiella</i> <i>Yersinia</i>
	Pseudomonadaceae	<i>Pseudomonas</i>
	Vibrionaceae	<i>Aeromonas</i> <i>Plesiomonas</i> <i>Vibrio</i>
ACTINOMICETOS (bacilos y cocos Gram positivos)	Dudoso	<i>Flavobacterium</i> <i>Haemophilus</i>
	Grupo Coryneforme	<i>Renobacterium</i>
	Nacardiaceae Mycobacteriaceae	<i>Nocardia</i> <i>Mycobacterium</i> <i>Streptococcus</i>
CITOFAGALES (bacilos largos Gram negativos)	Cytophagaceae	<i>Cytophaga</i> <i>Flexibacter</i>

Post. G 1983
Textbook of fish health.
The Publications Inc. Ltd.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Everard, O. R. Ventuis and B. Lumbers. 1982. Physiological and immunological characterization of the cell surface of the fish pathogenic bacterium *Aeromonas salmonicida*. *Bacteriol. Rev.* 46: 333-344.

Fyfe, H. 1958. The survival of *Chondrocytes* in water of different quality. *Brit. J. Aquacult. Sci.* 7: 158-166.

Groves, W. J., R. H. C. Davy, K. S. Mitchell and J. L. Fyfe. 1978. Relation of water temperature to infections of cold salmon (*Oncorhynchus kisutch*) chinook salmon (*O. tshawytscha*) and steelhead trout (*Salmo gairdneri*) with *Aeromonas salmonicida* and *A. hydrophila*. *J. Fish. Res. Board Can.* 35: 1-7.

Haley, R. M., Davy and J. M. Fyfe. 1987. Experimental studies with *Aeromonas salmonicida* and *A. hydrophila* in channel catfish and rainbow trout mortalities. *Prog. Fish-Cult.* 49: 152-157.

REFERENCIAS

Allan, B.J. and R.M.W. Stevenson. 1981. Extracellular virulence factors of *Aeromonas hydrophila* in fish infections. *Can. J. Microbiol.* 27 (10): 1114-1122.

Anaker, R.L. and E.J. Ondal. 1959. Studies on the myxobacteria with special reference to fish disease. *Journal of Applied Bacteriology.* 32: 30-39.

Andrew, W.H.; C.R. Wilson; P.L. Poelma and A. Romero. 1977. Bacteriological survey of the channel catfish *Ictalurus punctatus* at the retail level. *J. Javd. Sci.* 42-(2): 359-363.

Arenchon, N. and J. Plumb. 1983. Pathogenesis of *Edwardsiella ictaluri* in channel catfish *Ictalurus punctatus*. *J. World Maricul. Soc.* 14: 249-260.

Bach, R., P.K. Chen and G.B. Chapman. 1978. Changes in the spleen of channel catfish *Ictalurus punctatus*. Rafinesque induced by infection with *Aeromonas hydrophila*. *J. Fish. Dis.* 1(3); 205-217.

Bullock, G.L. and J.J. Mc Laughlin. Advances in knowledge concerning bacteria pathogenic to fishes (1954-1968): 231-242. In a Synposium on Diseases of Fishes and Shellfishes, ed. S.F. Snieszko. Amer. Fish Soc. Spec. Publ. No. 5 Washington, D.C. 1970.

Food and Drug. U.S. Government Printing Office. 1972. Code of Federal Regulations. Title 21. Part 147-299. Washington, D.C.

Cowan, S.T. 1982. Manual para la identificación de bacterias de importancia médica. 2a. Ed. Editorial Continental, S.A. de C.V., México.

De Figereido, J. and J.A. Plumb, 1977. Virulence of different isolated of *Aeromonas hidrophila*, in channel catfish. *Aquaculture.* 11(4): 349-354.

Eddy, B.P. 1962. Further studies on *Aeromonas* additional strains and supplementary biochemical test. *J. Appl. Bact.* 25(2): 137-146.

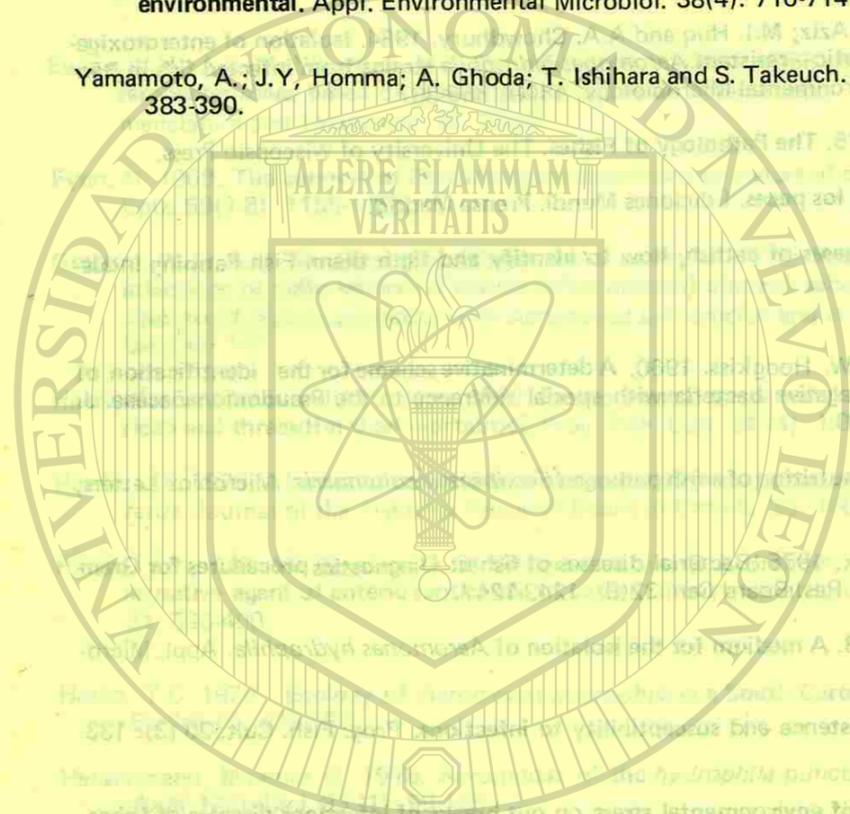
Edwards, P.R. and W.H. Ewing. 1972. Identification of *Enerobacteriaceae*. Third Edition. Burgers Publishing Company.

- Eurell, T.E.; D.H. Lewis and L.C. Grumbles. 1978. Comparison of selected diagnostics test for detection of motile *Aeromonas septicemia* in fish. Am. J. Vet. Res. 39(8): 1384-1386.
- Evenberg, D.; R. Versluis and B. Lugtenberg. 1985. Biochemical and Immunological Characterization of the cell surface of the fish pathogenic bacterium *Aeromonas salmonicida*. Biochimica et Biophysica Acta. 815: 233-244.
- Ewing, W.H.; A.C. Mc Whorther; M.R. Escobar and A.H. Lubin. 1965. *Edwardsiella* a new genus of Enterobacteriaceae based on a new species. *E. tarda*. International Bulletin of Bacteriological Nomenclature and Taxonomy. 15: 33-38.
- Fyan, N. 1968. The survival of *Chondrococcus columnaris* in waters of different quality. Bull. Off. Int. Epiz. 69(7-8): 1158-1166.
- Groberg, W.J.; R.H. Mc Coy; K.S. Pilcher and J.L. Fryler. 1978. Relation of water temperature to infections of coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) chinook salmon (*O. tshawytscha*) and steelhead trout (*Salmo gairdneri*) with *Aeromonas salmonicida* and *A. hydrophila*. J. Fish. Res. Board Can. 35: 1-7.
- Haley, R.; S.P. Davis and J.M. Hyde. 1967. Environmental stress and *Aeromonas liquefaciens* in American and threadfin shad mortalities. Prog. Fish. Cult. 24 (4): 193.
- Hawke, J.P. 1979. A bacterium associated with disease of pond cultured channel catfish *Ictalurus punctatus*. Journal of the Fisheries Research Board of Canada. 36: 1508-1512.
- Hawke, J.P.; A.C. Mc Worther; A.G. Streigerwalt and D.J. Brenner, 1981. *Edwardsiella ictaluri* the causative agent of enteric septicemia of catfish. International Journal of Systematic Bacteriology. 31: 396-400.
- Hazen, T.C. 1979. Ecology of *Aeromonas hydrophila* in a South Carolina cooling reservoir. Microbial Ecology 5: 179-195.
- Henschmann, Brunner G. 1978. *Aeromonas* of the *hydrophila punctata* group in fresh water fishes. Arch. Hidrobiol. 83 (1): 99-125.
- Jee, L.K. and J.A. Plumb. 1981. Effect of Organic load on potassium permanganate as a treatment for *Flexibacter columnaris*. Transactions of the American Fisheries Society. 110: 86-89.
- Johnson, S.K. and E.H. Williams. 1972. Bacteriological survey of freshwater fishes of the Tensaw River Alabama. J. Ala. Acad. Sci. 43(1): 19-22.
- loy, B.A. 1971. Applications for potassium permanganate in fish culture. Transactions of the American Fisheries Society. 100: 813-816.
- Lewis, D.H. 1981. Immunoenzyme microscopy for differentiating among systemic bacterial pathogens of fish. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 38: 463-466.
- Meyer, F.P. Pond y G.L. Bullock, 1973. *Edwardsiella tarda* a new pathogen of channel catfish (*Ictalurus punctatus*). Appl. Microbiol. 25: 155-156.
- Plumb, J.A.; J.M. Grezzle and J. de Figuereido, 1976. Necrosis and bacterial infection in channel catfish (*Ictalurus punctatus*) following by poxia. J. Wildl. Dis. 12: 247-253.
- Plumb, J.A. and D.J. Sánchez. 1983. Suceptibility of five species of fish to *Edwardsiella ictaluri*. Journal of Fish Disease. 6: 261-266.
- Post, G. 1983. Textbook of Fish Health. T.F.H. Publications Inc. Ltd.
- Rahim, Z.; S.C. Sanyal; K.M.S. Aziz; M.I. Huq and A.A. Chowdhury. 1984. Isolation of enterotoxigenic, hemolytic and antibiotic-resistant *Aeromonas hydrophila* strains from infected fish in Bangladesh. Applied and Environmental Microbiology. 48(4): 865-867.
- Ribelin, W.E. and G. Migaki. 1975. The Pathology of Fishes. The University of Wisconsin Press.
- Roberts, R.J. 1981. Patología de los peces. Ediciones Mundi. Prensa Madrid.
- Roger, W.A. 1971. Principal diseases of catfish; how to identify and figth them. Fish Farming Industries. 2: 20-26.
- Sherman, J.M.; G. Hobnbis and W. Hodgkiss. 1960. A determinative scheme for the identification of certain genera of Gram negative bacteria with special reference to the Pseudomonadaceae. J. Appl. Bact., 23(3): 379-390.
- Shieh, H.S. 1980. Studies on the nutrition of a fish pathogen *Flexibacter columnaris*. Microbios Letters, 13: 129-133.
- Shotts, Jr. E.B. and G.L. Bullock. 1975. Bacterial diseases of fishes: Diagnostics procedures for Gram negative pathogens. J. Fish Res. Board Can. 32(8): 1243-1247.
- Shotts, E.B. and R. Rimler. 1973. A medium for the isolation of *Aeromonas hydrophila*. Appl. Microbiol., 26: 563-560.
- Snieszko, S.F. 1958. Natural resistance and susceptibility to infections. Prog. Fish. Cult. 20 (3): 133-136.
- Snieszko, S.F. 1974. The effect of environmental stress on out breaks of infections diseases of fishes. J. Fish. Biol. 6: 197-208.
- Thune, R.L.; T.E. Graham; L.M. Riddle and R.L. Amborsky. 1982. Extracellular products and endotoxins from *Aeromonas hydrophila* effects on age of channel catfish. *Ictalurus punctatus* Trans. Am. Fish. Soc. 111 (3): 404-408.
- Thune, R.L.; T.E. Graham; L.M. Riddle and R.L. Amborski. 1982. Extracellular proteases from *Aeromonas hydrophila* partial purification and effects on age of channel catfish *Ictalurus punctatus*. Trans. Am. Fish. Soc. 111(6): 749-754.
- Van Damme, L.R. and J. Vandepette. 1980. Frequent isolation of *Edwardsiella tarda* and *Plesiomonas shigelloides* from healthy Zairese freshwater fish: a possible source of sporadic diarrhea in the tropics. Applied and Environmental Microbiology, 39 (3): 475-479.
- Walters, G.R. and J.A. Plumb. 1978. Modified oxidation fermentation medium for use in identification of bacterial fish pathogens. J. Fish. Res. Board Can., 35: 1629-30.
- Wedemeyer, G. 1970. The role of stress in the disease resistance of fishes. pp. 30-35. In a Symposium on Diseases of Fishes and Shellfishes, ed. S.F. Snieszko. Amer. Fish. Soc. Spec. Publ. No. 5, Washington, D.C.

Wedemeyer, G.A. 1974. Stress as a predisposing factor in fish diseases. U.S. Fish Wild. Serv. Fish. Dis. Leaf 38: 8.

Wyatt, L.E.; R. Nickelson and C. Vanderzant. 1979. *Edwardsiella tarda* in fresh water catfish and their environmental. Appl. Environmental Microbiol. 38(4): 710-714.

Yamamoto, A.; J.Y. Homma; A. Ghoda; T. Ishihara and S. Takeuch. 1979. Japan J. Exp. Med. 49(5): 383-390.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPÍTULO 12

MÉTODOS PARA EL AISLAMIENTO E IDENTIFICACION DE BACTERIAS

El diagnóstico bacteriológico de los peces siempre deberá hacerse en peces vivos, ya que tan pronto como éstos mueren e incluso un poco antes, los tejidos son rápidamente invadidos por diversos microorganismos que pueden enmascarar a las bacterias responsables de la enfermedad. Se recomienda examinar varias muestras de peces vivos clínicamente afectados, incluyendo tanto a aquellos que presentan alguna fase de la enfermedad, como los que están moribundos.

Cuando se va a realizar el análisis en peces que están fuera del agua, se recomienda desinfectar primeramente la superficie del pez con alcohol o benzal y colocarlo en un recipiente limpio con agua libre de impurezas; con esto se evitará el aislamiento de microorganismos que pudieran estar en la superficie pero que no son específicos de los peces.

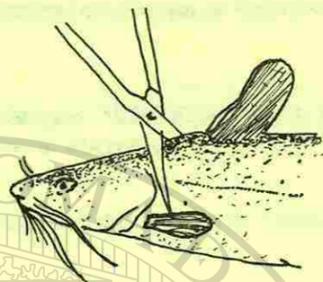
Si es posible mantener a los peces en un acuario, se observan primeramente los síntomas generales así como signos externos de enfermedad tales como: coloración de la piel, puntilleo, ennegrecimiento, zonas hemorrágicas, etc.; exceso de muco; descamación; aletas deshinchadas; alguna inflamación o deformación.

SACRIFICIO DEL PEZ

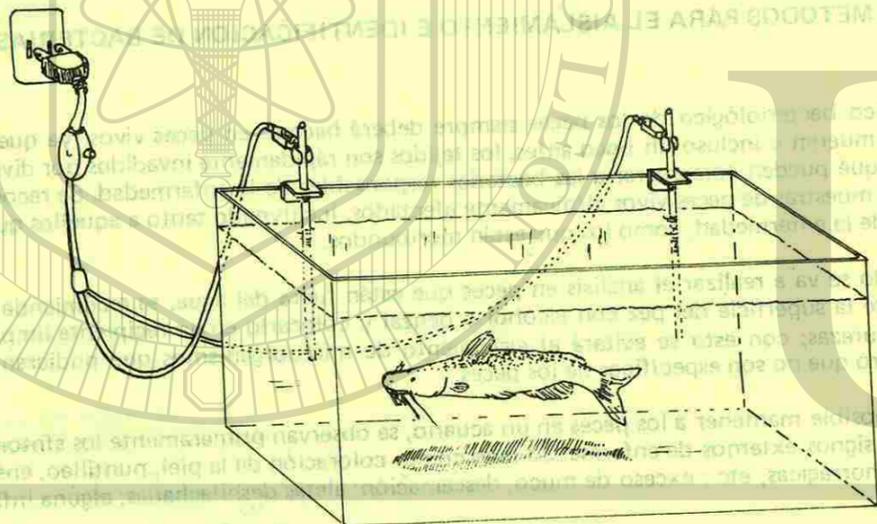
Una vez realizadas las observaciones anteriores se saca el pez del acuario y se procede a sacrificarlo. Existen diversos métodos para lograr una muerte rápida del pez; uno de estos es la incisión en el cuello, en la región entre el cerebro y el cordón espinal. Otro método es el uso de anestésicos; sin embargo, se prefiere el primero, porque además de que el pez se mantiene fresco, no se corre el riesgo de remover cualquier parásito presente en la piel por la acción de sustancias químicas. También el uso de corriente eléctrica ha resultado ser un método eficiente.

Una vez que se realizó el sacrificio del pez, se procede a limpiar la superficie del mismo utilizando un algodón impregnado con alcohol o benzal y procurando no dejar fibras de algodón pegadas.

El manejo del hospedero hasta concluir el análisis deberá hacerse en campana de flujo laminar o junto a la flama de un mechero.



Técnica de Incisión en Cuello

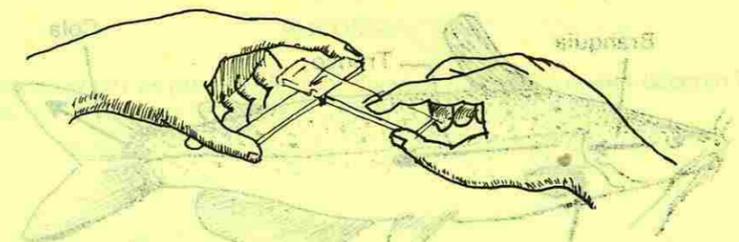


Muerte por Corriente Eléctrica

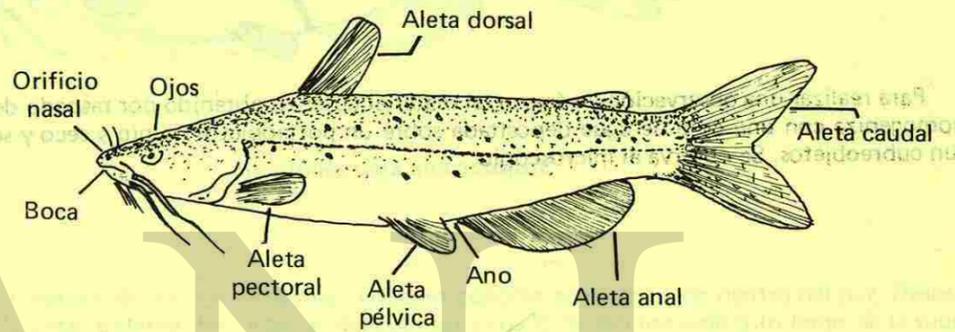
EXPLORACION DE LA PIEL

En los casos de enfermedades de la piel es fácil establecer un diagnóstico mediante observación microscópica de un frotis. Cuando hay lesiones aparentes se deben realizar improntas presionando ligeramente con un portaobjetos, separándolo rápidamente y tiñéndolas por la técnica de Gram.

Para hacer preparaciones a partir de la piel, el pez una vez sacrificado se coloca sobre una mesa y se explora su superficie. Los puntos ideales para tomar material para los frotis son los lados laterales del cuerpo, las aletas y la base de éstas.

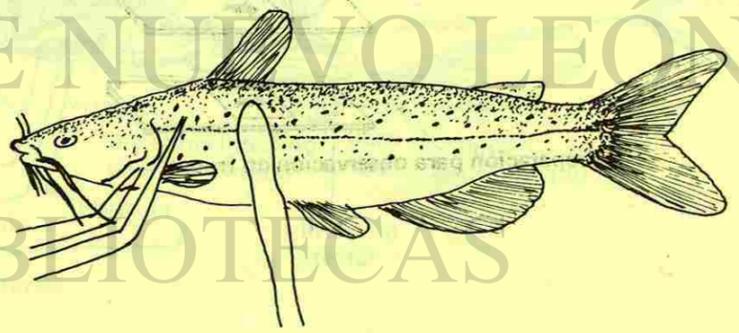


Preparación de una impronta

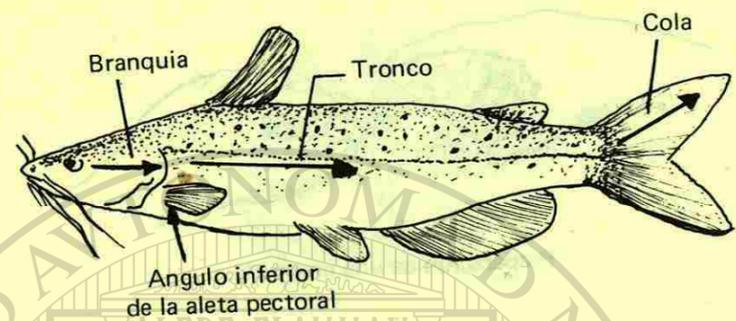


Anatomía Externa del *Ictalurus punctatus*

Para tomar la muestra de la superficie se utiliza una espátula con la que se raspa sobre la superficie desde la cabeza hasta la cola.

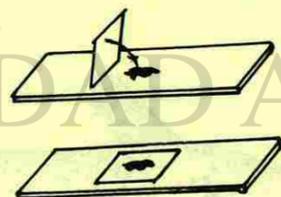
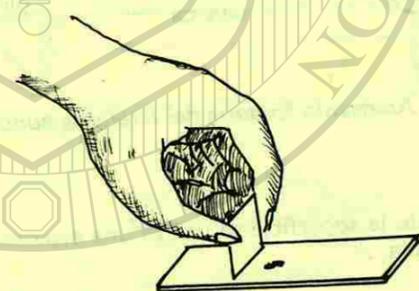


Colecta de muestra a partir de piel



Dirección en que deberá moverse la espátula en la colecta de muestra para preparación de frotis.

Para realizar una observación en fresco, el material cutáneo obtenido por raspado del tegumento, se homogeniza con una gota de agua depositada sobre un portaobjetos limpio y seco y se coloca encima un cubreobjetos. Se observa al microscopio.

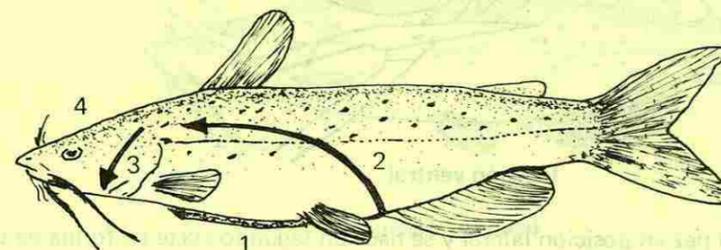


Preparación para observación en fresco.

Cuando se trata de enfermedades internas es indispensable realizar una autopsia en el pez y además de frotis, realizar cultivos de órganos internos con el objeto de determinar el agente causal de la enfermedad. Se recomienda efectuar el análisis en varios peces al mismo tiempo.

AUTOPSIA

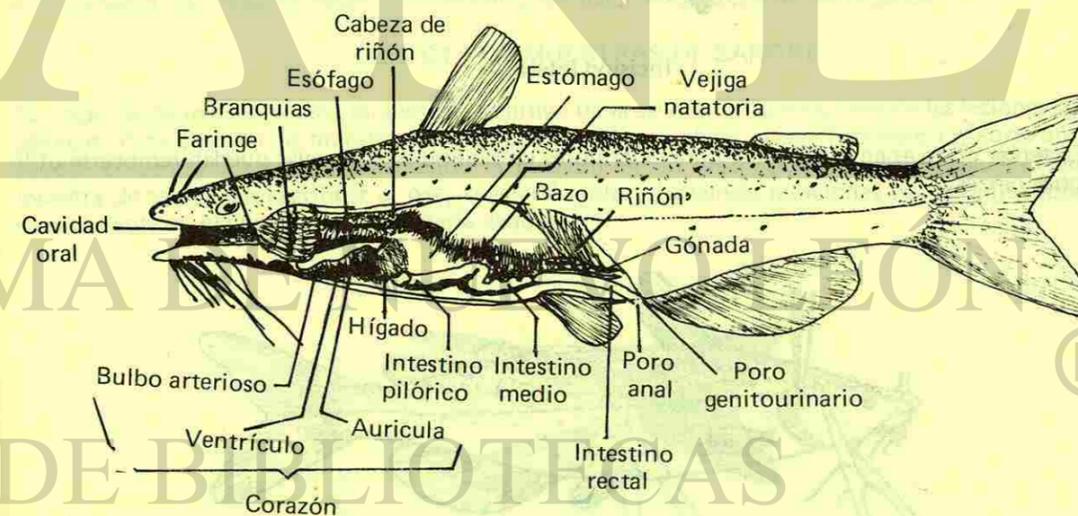
Para realizar la autopsia en el pez es preciso efectuar diversos cortes, los cuales deberán hacerse siempre con material flameado.



- 1) Ventral
- 2) Lateral
- 3) Opercular
- 4) Craneal

Incisiones para una autopsia

Para examinar los órganos internos es necesario conocer su disposición dentro del pez. Después de desinfectar la parte externa, los órganos deberán ser expuestos seccionando a lo largo de la superficie ventral con un bisturí estéril retirando parte de la pared abdominal.

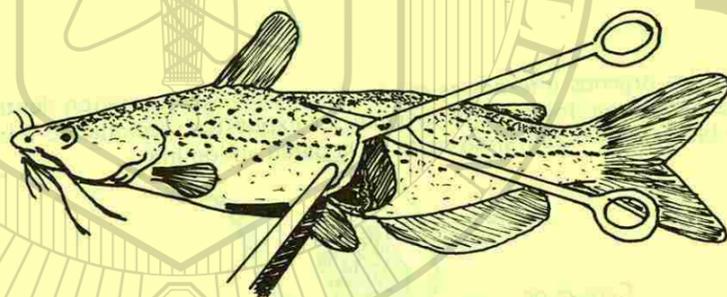


Distribución de los órganos internos de un bagre.



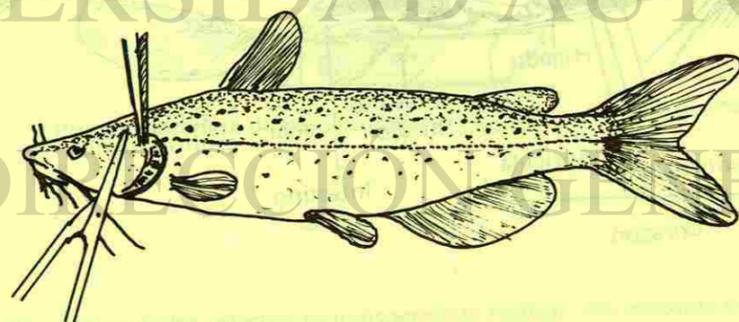
Incisión ventral

Enseguida se coloca al pez en posición lateral y se hace un segundo corte en forma de semicírculo partiendo del ano, pasando a través de la superficie lateral del cuerpo y encima del opérculo, para finalmente penetrar a la cavidad branquial y con ayuda de unas pinzas levantar la pared.



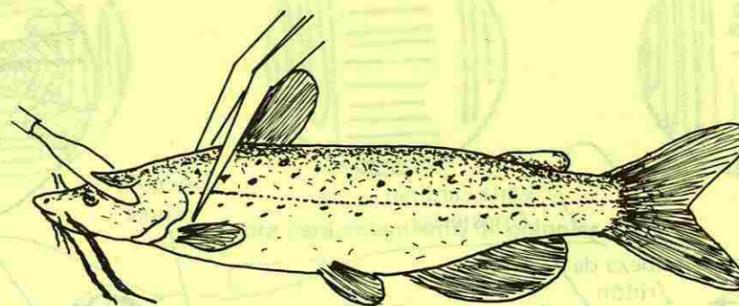
Incisión lateral

El tercer corte es en el opérculo para dejar libres las branquias, las cuales pueden removerse utilizando unas pinzas.



Incisión opercular

El último corte es el craneal, el cual se realiza partiendo del frente hacia atrás y de esta forma exponer el cerebro.



Incisión craneal

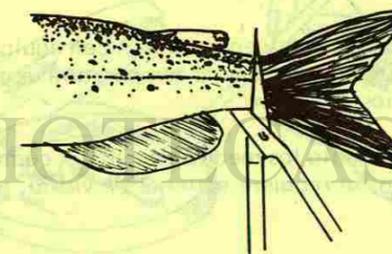
Cuando los órganos internos han sido expuestos, deberán inspeccionarse detalladamente buscando cualquier anomalía, como coloración extraña; necrosis, consistencia, palidez de las branquias; coloración amarillenta o enrojecimiento del hígado; inflamación del bazo; coloración del riñón; transparencia, inflamación o enrojecimiento del intestino; endurecimiento de la vesícula biliar; fluido en la cavidad peritoneal; nódulos blancos en las branquias, hígado, bazo y riñón; olor característico en la región abdominal y tumefacciones.

Cada órgano se transfiere a una placa Petri estéril en la cual puede verterse un poco de solución salina estéril para evitar resecamiento. Con ayuda de agujas estériles se trituran los órganos hasta disgregarlos perfectamente. El examen microscópico se efectúa haciendo frotis a partir de cada triturado para observaciones en fresco y teñidas por el método de Gram y Ziehl Neelsen.

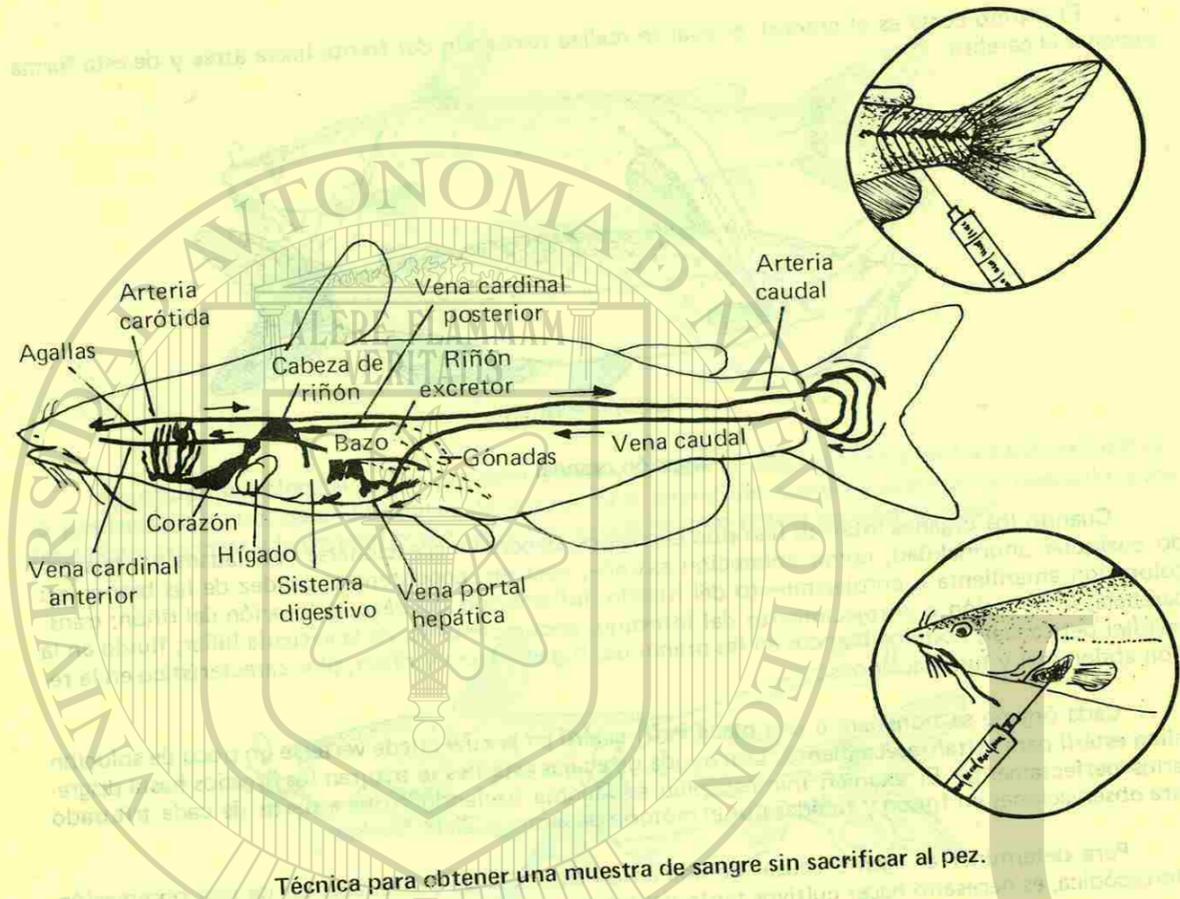
Para determinar el agente causal de una enfermedad en los peces; además de una observación microscópica, es necesario hacer cultivos tanto del tegumento como de los órganos.

COLECTA DE MUESTRAS DE SANGRE

Es importante realizar frotis, biometría y cultivo de la sangre, ya que muchas de las lesiones son septicémicas. Para coleccionar la muestra de sangre se puede sacrificar al pez haciendo un corte en la aleta caudal, cruzando la arteria y coleccionando la muestra en un tubo estéril. También puede coleccionarse la muestra de sangre sin sacrificar al pez, anestesiándolo y haciendo punciones con jeringa hipodérmica directamente en el corazón o en la arteria caudal.



Técnica para obtener una muestra de sangre sacrificando al pez.



Técnica para obtener una muestra de sangre sin sacrificar al pez.

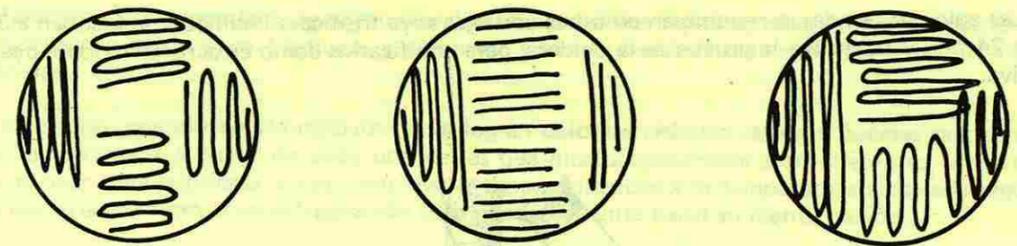
MÉTODOS BACTERIOLÓGICOS

Los métodos bacteriológicos que se usan generalmente son los mismos que se emplean para medicina veterinaria.

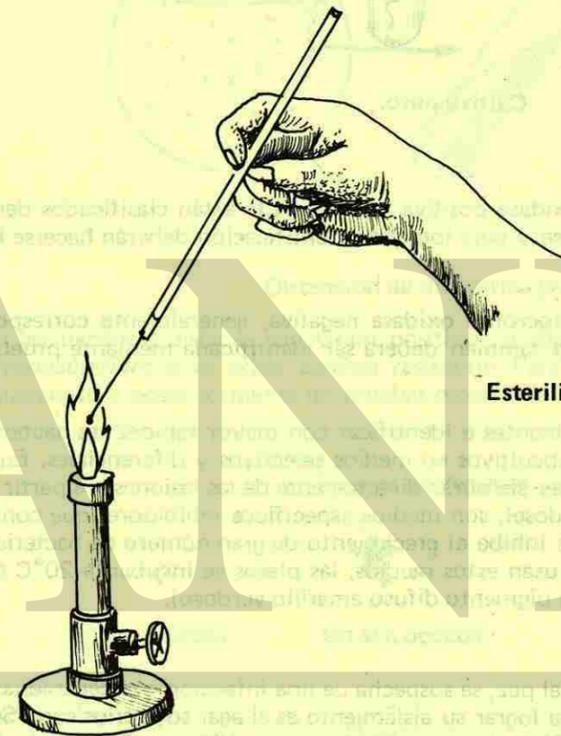
Se hace uso del microscopio compuesto y en ocasiones con equipo de contraste de fase. Además, es imprescindible una incubadora que proporcione la temperatura óptima para crecimiento de los microorganismos en los diferentes medios de cultivo.

En una autoclave se esterilizan tanto los medios de cultivo, como el instrumental necesario para el manejo de las muestras. Asimismo, se requiere material de vidrio, placas de Petri y asas bacteriológicas.

Para el aislamiento de Gram negativos, se siembra por duplicado en placas con agar cytophaga (medio de aislamiento de flexibacterias) y en agar soya tripticasa (medio de utilidad secundaria). Una serie se incuba a 35°C y la otra a 23°C durante 48 horas.



Siembra para aislamiento de colonias.



Esterilización a la flama de asa bacteriológica.



Siembra de estrías en placa petri para aislamiento de colonias.

Las colonias aisladas se resiembran en tubos con agar soya tripticasa inclinado, se incuban a 35°C durante 24 hrs. y se realiza la prueba de la oxidasa, para clasificarlos como citocromo oxidasa positiva o negativa.



Cultivo puro.

Los microorganismos citocromo oxidasa positiva generalmente están clasificados dentro de las familias Pseudomonadaceae y Vibrionaceae y para lograr su identificación deberán hacerse las pruebas bioquímicas correspondientes.

Los patógenos Gram negativos, citocromo oxidasa negativa, generalmente corresponden a la enterobacteria *Edwardsiella tarda*, la cual también deberá ser identificada mediante pruebas bioquímicas.

Para reducir al mínimo los contaminantes e identificar con mayor rapidez las bacterias patógenas de los peces, se recomienda hacer subcultivos en medios selectivos y diferenciales. En ocasiones estos medios también se utilizan para hacer siembras directamente de las lesiones o a partir de medios líquidos. El agar cetrimida y el agar pseudosel, son medios específicos inhibidores que contienen una sal cuaternaria de amonio (cetrimida) que inhibe el crecimiento de gran número de bacterias; pero no lo hace con las pseudomonas. Cuando se usan estos medios, las placas se incuban a 20°C durante 48 hrs. (*Pseudomonas fluorescens* produce un pigmento difuso amarillo verdoso).

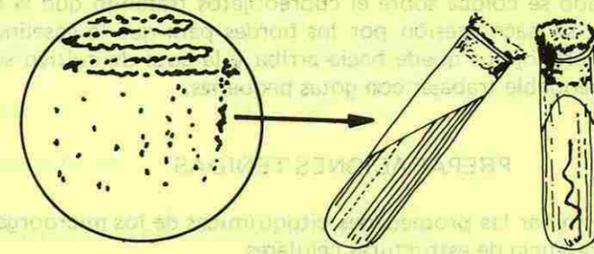
Si de acuerdo a la sintomatología del pez, se sospecha de una infección por aeromonas o vibrios, el medio que comúnmente se emplea para lograr su aislamiento es el agar soya tripticasa. Se siembran dos placas Petri; una de ellas se incuba a 20°C y la otra a 25°C durante 48 horas. Si después de sembrar, se coloca encima un disco 0/129 (Vibriostat pteridina) o con novobiocina; una vez incubadas las placas, pueden identificarse los vibrios por la presencia de un pigmento marrón oscuro en el medio. Además, en este medio puede crecer *Aeromonas salmonicida*, la cual se caracteriza por ser una bacteria inmóvil, citocromo oxidasa positiva.

El medio de Rimler Shotts es otro de los que se utilizan con frecuencia. Este medio presenta entre sus componentes ciertos aminoácidos específicos además de novobiocina, que permite diferenciar *Aeromonas hydrophila* por la presencia de colonias amarillas cuando se incuba a 35°C durante 24 horas. Esta bacteria es citocromo oxidasa positiva, pero cuando se trata del mismo tipo de colonias y la prueba de oxidasa es negativa es probable que la bacteria sea *Citrobacter freundii*.

Otros medios de cultivo que se utilizan en el estudio de enfermedades bacterianas de peces son: agua peptonada caldo nutritivo, agar sangre, agar fucsina sacarosa, medio de Jensen, medio de Amlacker y agar Mac Conkey. Cada uno de ellos se emplea de acuerdo al tipo de microorganismo que se sospecha como agente causal.

También es recomendable sembrar inicialmente en medios líquidos, tales como agua peptonada, caldo nutritivo o caldo soya tripticasa y posterior a la incubación hacer subcultivos en los medios diferenciales.

Asimismo, cuando en los cultivos no se logran colonias aisladas, deberán hacerse nuevas siembras hasta lograrlo y a partir de cada una de las que morfológicamente sean diferentes, sembrar en tubos con agar soya tripticasa o agar nutritivo inclinado, incubar a la temperatura adecuada según el tipo de bacteria y conservar en refrigeración para posteriormente hacer su identificación.



Obtención de un cultivo puro

Cuando las bacterias aisladas son Gram positivas, pudiera tratarse de estreptococos o bien una especie de *Mycobacterium* si es ácido alcohol resistente. Para lograr su identificación será necesario realizar un aislamiento y posteriormente las pruebas bioquímicas necesarias.

Formas bacterianas



MICROCOCOS DIPLOCOCOS ESTAFILOCOCOS ESTREPTOCOCOS BACILOS



PSEUDOMONAS VIBRIOS ESPIROQUETAS FLEXIBACTERIA CLOSTRIDIOS

TECNICAS PARA LA IDENTIFICACION DE LAS BACTERIAS AISLADAS

A) Observación microscópica

Para la identificación de las bacterias es importante conocer su estructura y su relación con los colorantes. Esto se hace examinando el crecimiento de los diferentes medios de cultivo.

Si se desea observar la motilidad o desplazamiento de los microorganismos se harán observaciones en fresco entre porta y cubreobjetos o en gota pendiente. Para conocer la morfología y afinidad hacia los colorantes se utilizarán preparaciones teñidas.

PREPARACIONES EN FRESCO

- 1) Si el cultivo es líquido, se coloca una gota entre porta y cubreobjetos y se observa al microscopio. Si el cultivo está en medio sólido, se hace una suspensión en solución salina (NaCl al 0.65 por ciento) y se procede igual que para cultivos líquidos.
- 2) Si se desea hacer la observación en gota pendiente se pone un poco de vaselina alrededor de la depresión de un portaobjetos excavado y con ayuda de una asa bacteriológica se coloca en condiciones de esterilidad una gota de cultivo en el centro de un cubreobjetos.

El portaobjetos excavado se coloca sobre el cubreobjetos tratando que la excavación quede al centro de la gota de cultivo; se hace presión por los bordes para que la vaselina selle a ambos y se invierte de manera que el cubreobjetos quede hacia arriba y la gota de cultivo suspendida; para que ésta no se desprenda es recomendable trabajar con gotas pequeñas.

PREPARACIONES TEÑIDAS

La tinción hace posible determinar las propiedades citoquímicas de los microorganismos frente a ciertos colorantes, así como la presencia de estructuras celulares.

La preparación de frotis se hace sobre portaobjetos limpios y libres de grasa, para lo cual se sumergen por unos minutos en una solución de alcohol o éter.

Sobre el portaobjetos limpio y seco, se deposita una gota de cultivo; si éste procede de un medio sólido, una pequeña cantidad del cultivo se mezcla con una gota de solución salina estéril depositada en el mismo portaobjetos. Con ayuda de una asa bacteriológica, el cultivo se extiende aproximadamente en un área de uno a dos centímetros, se deja secar al aire y se fija por calor pasándolo sobre la parte superior de la flama de un mechero cuatro o cinco veces y después se tiñe.

MÉTODOS DE TINCION

Tinción simple. En esta técnica solo se utiliza un colorante básico y se observa la morfología de la célula.

El portaobjetos con el frotis, se coloca sobre dos varillas de vidrio que previamente se fijaron en forma paralela sobre un recipiente.

Con ayuda de un gotero, se cubre el frotis con cualquiera de los siguientes colorantes: cristal violeta, azul de metileno de Loeffler, solución acuosa o alcohólica de azul de metileno; se mantiene el colorante por 30 segundos, se lava con agua y se seca la preparación entre papel filtro presionando suavemente (procurando no despegar la película). La preparación se observa al microscopio con objetivo de inmersión.

Tinciones diferenciales. La coloración está basada en las diferencias físicas y químicas entre las bacterias y se ponen de manifiesto ciertas estructuras de la morfología bacteriana.

Coloración de Gram. Esta coloración permite observar la propiedad de las bacterias Gram positivas de retener el complejo formado por el colorante cristal violeta y el mordiente lugol tiñéndose de violeta y de las Gram negativas que pierden el complejo y se tiñen de rojo con el colorante de contraste safranina.

Para realizarla se hace lo siguiente:

Preparar un frotis como se hizo para la tinción simple.

Cubrir con cristal violeta y dejar actuar durante un minuto.

Lavar con agua.

Cubrir con lugol y dejar actuar un minuto.

Lavar con agua.

Decolorar con alcohol de 96° hasta que éste no arrastre colorante.

Lavar con agua.

Cubrir con safranina y dejar actuar por 30 segundos.

Lavar con agua.

Secar entre papel filtro.

Observar al microscopio con objetivo de inmersión.

Tinción ácido-alcohol-resistente. Cierta tipo de bacterias presentan resistencia al alcohol ácido y estas generalmente resultan difíciles de teñir con los colorantes habituales. En esta técnica se utilizan colorantes básicos con bastante afinidad por la célula y por lo general se aplican con calor. Las bacterias ácido-alcohol-resistentes, una vez que han tomado este colorante, resisten el tratamiento de decoloración. Esta propiedad, está relacionada con la composición química de la célula y muy especialmente por el alto contenido de lípidos.

La técnica más empleada es la Ziehl Neelsen que utiliza fucsina fenicada como colorante primario, alcohol ácido como agente decolorante y azul de metileno como colorante de contraste. Las bacterias ácido-alcohol-resistentes se tiñen de rojo y las que no lo son, de color azul.

Para realizar la técnica de Ziehl Neelsen se hace lo siguiente:

Preparar un frotis como se hizo para la coloración simple.

Colocar el portaobjetos sobre un recipiente con agua en ebullición para hacer calentamiento por vapor.

Colocar sobre el frotis un trozo de papel filtro y sobre él agregar fucsina fenicada. Dejar actuar durante 5 a 10 minutos. Reponer continuamente el colorante evaporado, evitando poner un exceso del mismo.

Deje enfriar la preparación a temperatura ambiente.

Lavar con agua.

Decolorar con alcohol ácido durante 30 segundos o hasta que no se arrastre más colorante.

Lavar con agua.

Cubrir la preparación con solución de azul metileno y dejar actuar durante un minuto.

Lavar con agua.

Secar entre papel filtro.

Observar al microscopio con objetivo de inmersión.

Los bacilos ácido-alcohol-resistentes se observarán de color rojo.

Tinción de esporas. La observación de esporas bacterianas permite además de conocer su presencia, determinar su forma, tamaño y posición dentro de la célula vegetativa.

Para realizar esta tinción, se requiere de ciertos métodos que permitan la penetración del colorante primario, ya sea recurriendo al calor o a una exposición prolongada del colorante.

Método de Bartolomew Mettwer (exposición prolongada del colorante).

Preparar un frotis como se hizo para la tinción simple.

Fijarlo por calor, pasándolo de 20 a 25 veces por la flama de un mechero.

Cubrir la preparación con solución acuosa al 7.6 por ciento de verde de malaquita durante 10 minutos.

Lavar con agua.

Cubrir con solución acuosa de safranina al 0.25 por ciento durante 15 segundos.

Lavar con agua.

Secar entre papel filtro.

Observar al microscopio con objetivo de inmersión.

Las esporas se tiñen de verde y la célula vegetativa de rojo.

Los agentes causales de infección en peces generalmente no forman esporas.

Tinción de cápsulas. La cápsula de las bacterias presenta diferente afinidad a los colorantes en comparación con otras estructuras celulares.

Se pueden utilizar métodos en donde la cápsula se observa por contraste o bien teñida; este último se considera más eficaz, ya que la cápsula se contrasta con respecto a la célula y el resto del campo.

Método de Leifson. Preparar un frotis como se hizo en la tinción simple.

Dejarlo secar al aire (no fijar por calor).

Cubrir la preparación con solución colorante de Leifson durante 10 minutos.

Lavar con agua.

Cubrir con solución colorante de borax-azul de metileno y dejar actuar por cinco minutos.

Lavar con agua.

Secar entre papel filtro.

Observar al microscopio con objetivo de inmersión.

Las cápsulas se teñirán de rojo y las células de azul.

Tinción de flagelos. Los flagelos son estructuras termolábiles y sus diámetros están por debajo de los límites del poder de resolución del microscopio óptico; por lo tanto, para colorearlos, es necesario manejar cuidadosamente la muestra y utilizar técnicas especiales.

El método de Gray, utiliza un mordiente que cubre la superficie del flagelo, aumentando aparentemente su grosor y a su vez proporcionando una capa de material teñible para captar el colorante.

METODO DE GRAY

Pasar un portaobjetos tres a cuatro veces sobre la flama de un mechero.

Preparar una suspensión de la bacteria en agua estéril. Sobre el portaobjetos flameado y frío, colocar cinco gotas de la suspensión (cuatro gotas en las esquinas y una en el centro).

Dejar secar la preparación al aire NO CALENTAR.

Cubrir con el mordiente durante 10 minutos.

Lavar con agua, tratando de no arrastrar la preparación.

Cubrir con solución de carbol-fucsina durante 5 a 10 minutos.

Lavar con agua.

Dejar secar al aire.

Observar al microscopio con objetivo de inmersión.

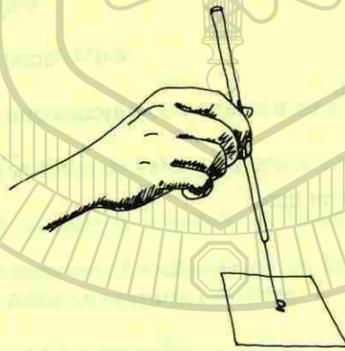
Los flagelos se observarán de color rojo.

El mordiente deberá ser preparado el mismo día de su uso.

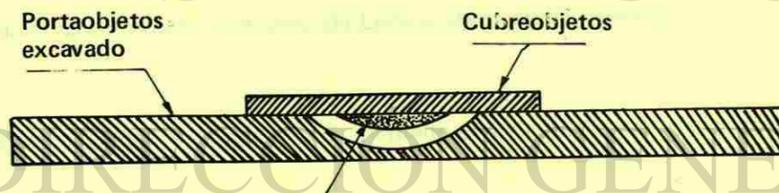
PREPARACIONES EN FRESCO



1) Observaciones entre el portaobjetos y el cubreobjetos.



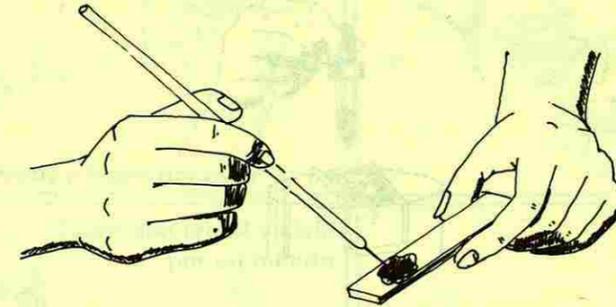
Colocacion de una gota de cultivo sobre un cubreobjetos



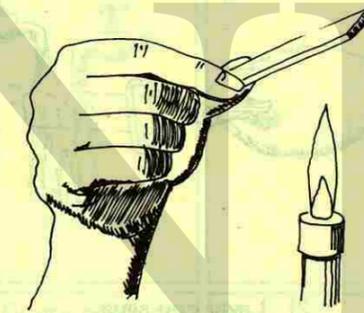
Suspension de la bacteria

2) Observación por gota pendiente.

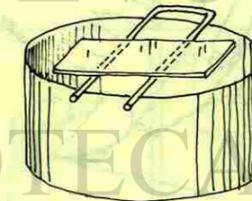
PREPARACIONES TEÑIDAS



1) Preparación de un frotis.

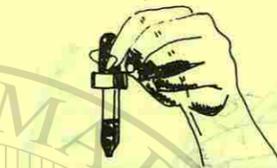


2) Fijación de un frotis por calor.

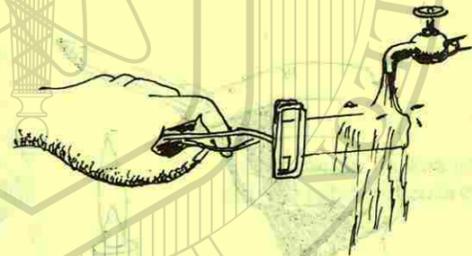


3) Colocación del portaobjetos al realizar una tinción.

TINCION SIMPLE



1) Cubrir con colorante básico durante 30 segundos.



2) Lavar con agua.

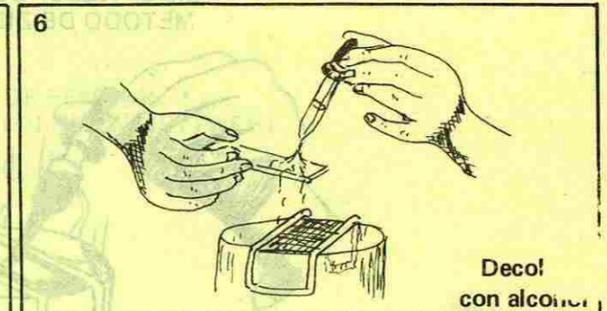


3) Secar entre papel filtro.

TINCION DE GRAM



1 Preparar frotis y fijarlo por calor



6 Decolorar con alcohol



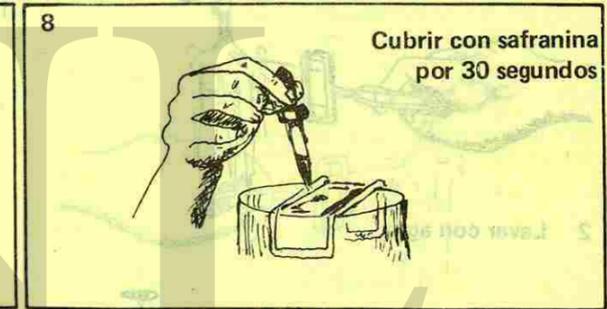
2 Cubrir con cristal violeta por un minuto



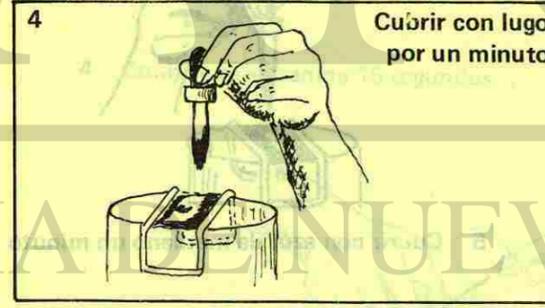
7 Lavar con agua



3 Lavar con agua



8 Cubrir con safranina por 30 segundos



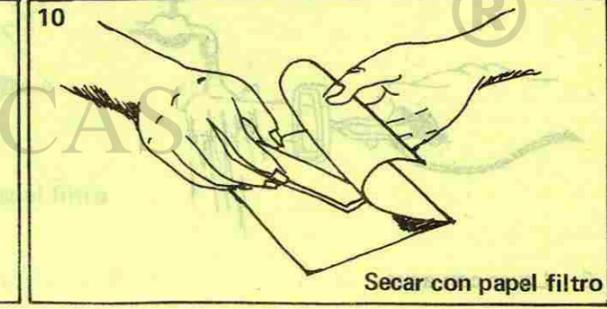
4 Cubrir con lugol por un minuto.



9 Lavar con agua

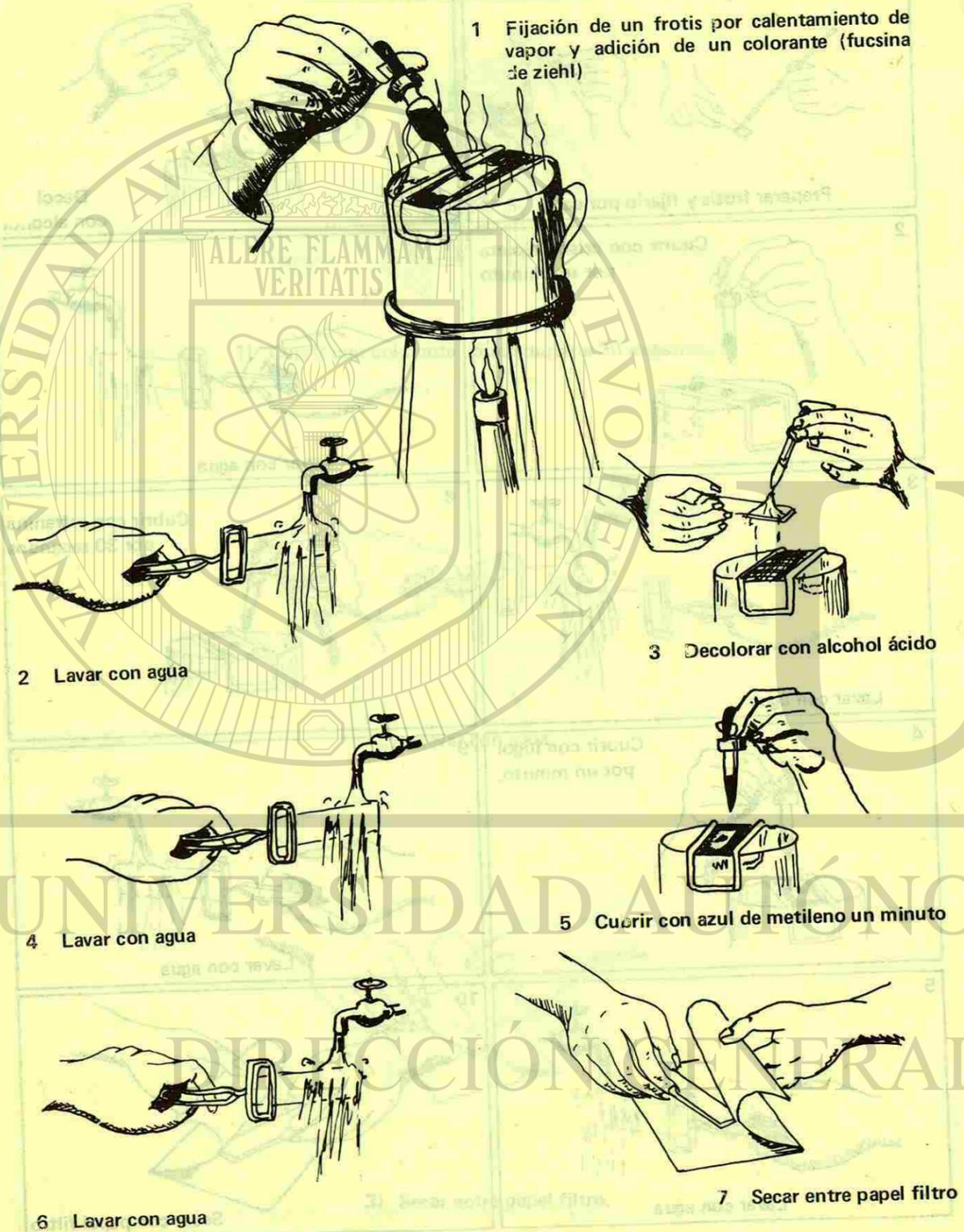


5 Lavar con agua



10 Secar con papel filtro

TINCION PARA BACTERIAS
ACIDO-ALCOHOL-RESISTENTES
METODO DE ZIEHL NEELSEN



1 Fijación de un frotis por calentamiento de vapor y adición de un colorante (fucsina de ziehl)

2 Lavar con agua

3 Decolorar con alcohol ácido

4 Lavar con agua

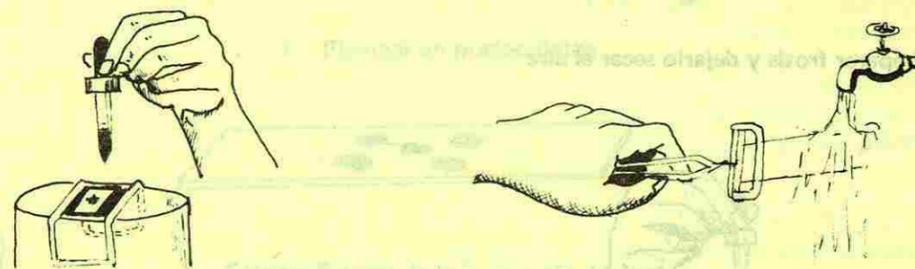
5 Cubrir con azul de metileno un minuto

6 Lavar con agua

7 Secar entre papel filtro

TINCION DE ESPORAS
(METODO DE BARTOLOMEW METTWER)

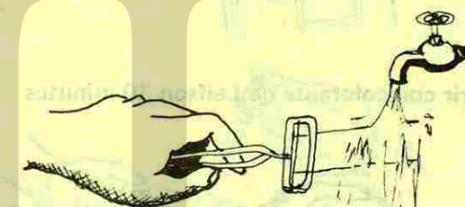
1 Preparar frotis y fijarlo por calor



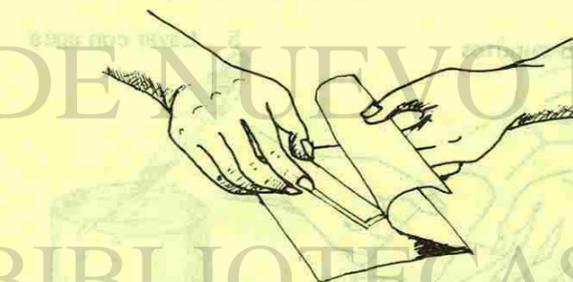
2 Cubrir con verde de malaquita 10 minutos



3 Lavar con agua



4 Cubrir con safranina 15 segundos



5 Lavar con agua



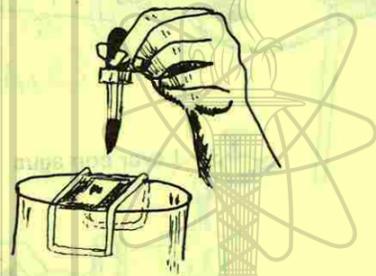
6 Secar entre papel filtro

**TINCION DE CAPSULAS
(METODO DE LEIFSON)**

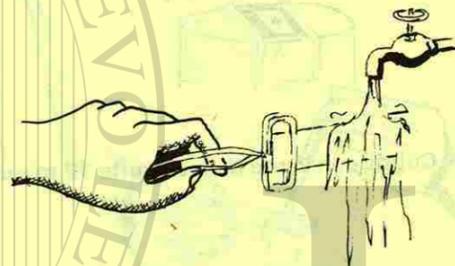
1 Preparar frotis y dejarlo secar al aire



2 Cuñir con colorante de Leifson 10 minutos



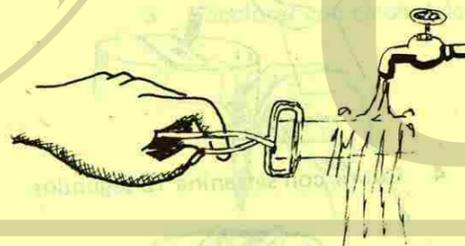
3 Lavar con agua



4 Cubrir con borax azul de metileno 5 minutos



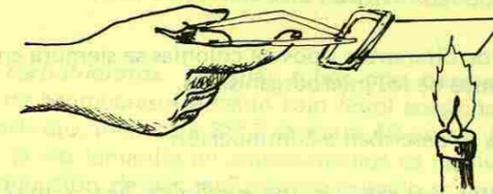
5 Lavar con agua



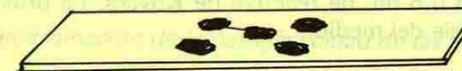
6 Secar entre papel filtro



**TINCION DE FLAGELOS
(METODO DE GRAY)**



1 Flamear un portaoojetos



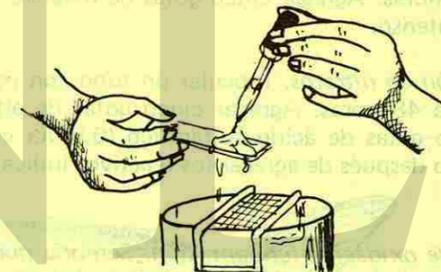
2 Colocar 5 gotas de la suspensión bacteriana

3 Secar al aire. No calentar

4 Cuñir con mordiente 10 minutos



5 Lavar con agua



6 Cubrir con carbol fucsina 5-10 minutos



7 Lavar con agua



8 Secar al aire

B) Diferenciación bioquímica

A partir de los cultivos puros de los diferentes tipos de colonias se siembra en medios de cultivo específicos para diferenciación bioquímica de los microorganismos.

Las pruebas más importantes se describen a continuación:

Prueba de motilidad. Sembrar por picadura en medio de agar semisólido. Se incuba a 35°C durante 24 horas. El crecimiento difuso en el medio indica la motilidad del microorganismo.

Prueba de indol. Sembrar por picadura en un tubo con medio de SIM o caldo triptona, se incuba a 35°C durante 24 horas, se agregan 0.5 ml. de reactivo de Kovacs. La prueba es positiva cuando se forma un anillo púrpura en la superficie del medio.

Prueba de Voges Proskauer (acetil-metil-carbinol o acetoína). Sembrar en un tubo con cinco ml. de medio MR-VP incubar a 35°C durante 48 horas. A un ml. del cultivo agregar 0.6 ml. de reactivo de alfa-naftol y 0.2 ml. de una solución de hidróxido de potasio al 40 por ciento.

Agitar bien y dejar reposar de dos a cuatro horas. Si se ha producido acetil-metil-carbinol, se formará un color rojo anaranjado brillante en la superficie del tubo, que gradualmente se irá difundiendo en el medio.

Prueba del rojo de metilo. Inocular un tubo con cinco ml. de medio MR-VP, incubar a 37°C durante 48-96 horas. Agregar cinco gotas de reactivo de rojo de metilo. La reacción positiva la indica un color rojo intenso.

Reducción de nitratos. Inocular un tubo con medio de caldo peptona + 0.1 de KNO_3 , incubar a 35°C durante 48 horas. Agregar cinco gotas de alfa-naftilamina (0.6 por ciento en ácido acético glacial) y cinco gotas de ácido sulfanílico (0.8 por ciento en ácido acético glacial). Una coloración roja en el medio después de agregar los reactivos indica una prueba positiva.

Prueba de oxidación-fermentación. Sembrar por picadura en dos tubos con medio de OF Hugh Leifson. En uno de los tubos después de inocular, se cubre la superficie con parafina blanda. Incubar a 35°C durante 48 horas. Las bacterias oxidantes muestran producción de ácido (amarillo) solo en la parte superficial del tubo sin parafina y las fermentadoras muestran ácido en ambos tubos.

Utilización de citratos. Sembrar en la superficie de un medio inclinado de Simmons, incubar a 35°C durante 24-48 horas. La prueba será positiva al cambiar el medio de color verde a azul.

Prueba de oxidasa. Impregnar un trozo de papel filtro con unas gotas de reactivo de di o tetra metil-parafenilendiamina recién preparado. Recoger con asa bacteriológica de platino una colonia y extenderla sobre el papel impregnado con el reactivo. La reacción positiva se reconoce por un color púrpura oscuro que aparece sobre el papel a los 5 o 10 segundos.

Prueba de catalasa. Inocular un tubo con caldo nutritivo, incubar a 35°C durante 48 horas. Agregar unas gotas de peróxido de hidrógeno al 3 por ciento. Observar la aparición de burbujas y acumulación de espuma en la superficie del medio, lo que indicará una prueba positiva.

Hidrólisis del almidón. Inocular por estría una placa de Petri con agar almidón, incubar a 35°C durante 48 horas y para investigar la acción diastásica, cubrir la superficie del medio con una solución de yodo (Iugol). El medio se tiñe de púrpura, excepto alrededor del crecimiento bacteriano, en donde se observa una zona clara, lo que indica una prueba positiva.

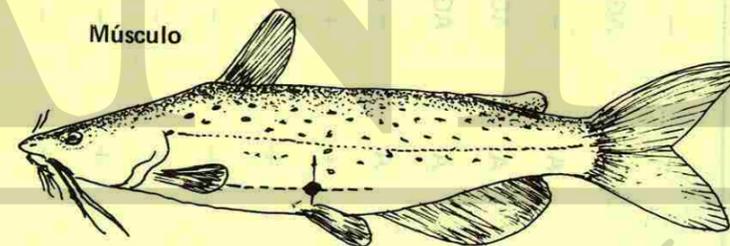
Hidrólisis de la gelatina. Inocular un tubo de gelatina nutritiva, incubar a 35°C durante 48 horas. Refrigerar los tubos por 30 minutos. La prueba será positiva cuando el medio de cultivo no solidifique al ser refrigerado.

Acción sobre los carbohidratos. Inocular tubos con campana de fermentación conteniendo medio de caldo púrpura de bromocresol o caldo rojo fenol adicionados de 0.5 por ciento de los diferentes carbohidratos en estudio, incubar a 35°C durante 48 horas. La prueba será positiva cuando el indicador cambie a color ácido (amarillo en ambos medios de cultivo), lo que indica la fermentación de carbohidrato y la producción de gas será positiva cuando se aprecien burbujas en la campana de fermentación. Leer cada una de las pruebas bioquímicas y de acuerdo a su morfología y afinidad hacia los colorantes, identificar las bacterias haciendo uso de las tablas específicas.

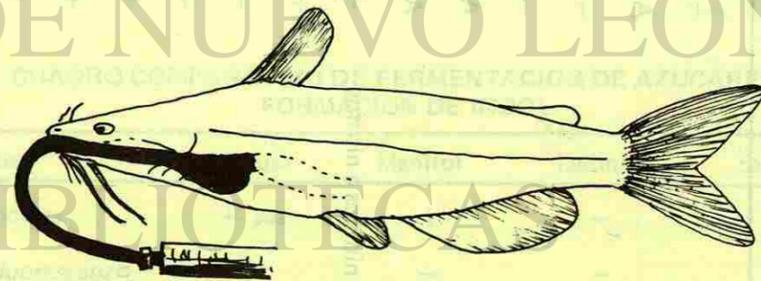
C) Determinación de la patogenicidad de las bacterias aisladas

Muchas de las bacterias que se aíslan de peces son saprofíticas que actúan como patógenos bajo ciertas condiciones. Cultivos de bacterias aislados de peces deberán ser inoculados en hospederos de la misma especie. La presencia de síntomas clínicos idénticos a los que presentaba el pez enfermo de donde se hizo el aislamiento; indica una prueba positiva. Las inoculaciones artificiales pueden hacerse en la cavidad del cuerpo, en músculos o en el intestino del pez.

Músculo



Cavidad del cuerpo.

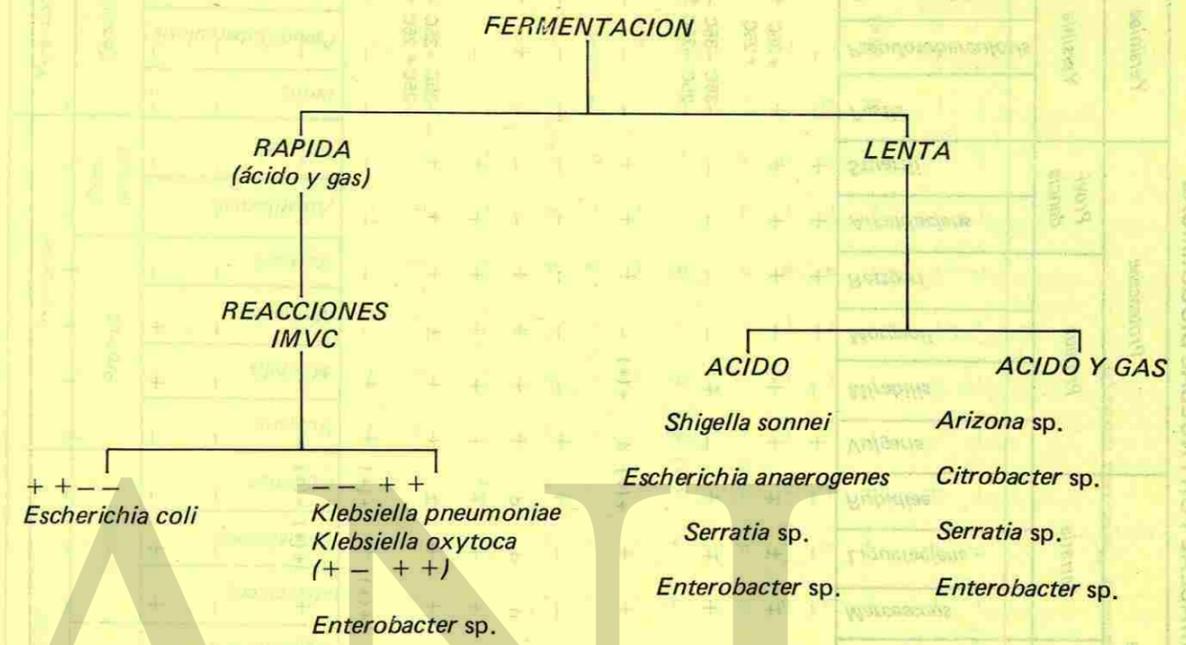


Inoculación artificial de un pez

CARACTERÍSTICAS DE MICROORGANISMOS AISLADOS DE PECES ENFERMOS

	Pseudomonas fluorescens	Pseudomonas spp.	Aeromonas salmonicida	Edwardsiella tarda	Yersinia ruckeri	Vibrio anguillarum	Aeromonas spp.	Aeromonas hydrophila	Aeromonas punctata
Gram	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Glucosa	A	A	AG	AG	A	A	AG	AG	AG
Lactosa	-	A	-	-	-	-	A	-	A
Maltosa	-	A	AG	-	-	A	AG	AG	AG
Manitol	A	A	AG	-	A	A	AG	AG	AG
Sacarosa	A	A	-	-	-	A	A	AG	AG
Reducción de nitratos a nitritos	-	+	+	+	+	+	+	+	+
Motilidad	+	+	-	+	+	+	+	+	+
H ₂ S	-	-	-	+	-	±	+	+	+
Indol	+	+	-	+	+	-	+	+	-
Rojo de Metilo	+	+	-	+	+	-	+	+	-
Acetoína	+	+	-	-	-	±	+	+	+
Oxidasa	+	+	-	-	-	+	+	+	+
Novobiocina	+	+	+	-	-	+	+	+	+
Símbología	A = Acido G = Gas								
	Crece	Crece	Crece	Crece	No crece	No crece	Crece	Crece	Crece

DIFERENCIACION DE ENTEROBACTERIACEAE POR FERMENTACION DE LA LACTOSA



CUADRO COMPARATIVO DE FERMENTACION DE AZUCARES Y FORMACION DE INDOL

Especies	Glucosa	Manitol	Lactosa	Sacarosa	Indol
<i>Aeromonas punctata</i>	+ gas	+	-	-	±
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	+	-	-	-	-
<i>Pseudomonas subrubra</i>	-	-	-	-	-
<i>Pseudomonas putida</i>	+	-	-	-	-

MEDIOS DE CULTIVO

AGAR SANGRE

Extracto de carne	3.0	g
Peptona	5.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Agar	15.0	g
Agua destilada	1000	ml

Suspender los componentes en el agua destilada, hervir durante dos minutos, esterilizar el autoclave a 15 lb (121°C) durante 15 minutos, pH final 7.4 ± 0.2.

Enfriar por debajo de 55°C y agregar cinco por ciento de sangre de carnero desfibrinada estéril. Verter en placas Petri estériles.

AGAR CYTOPHAGA (Anacker y Ordal)

Triptona	0.5	g
Extracto de levadura	0.5	g
Acetato de sodio	0.2	g
Extracto de carne	0.2	g
Agar	9.0	g
Agua destilada	1000	ml

Suspender los ingredientes en el agua destilada, hervir durante dos minutos, esterilizar en autoclave a 15 lb (121°C) durante 15 minutos. pH final 7.2 ± 0.2.

AGAR SOYA TRIPTICASA

Triptona	15.0	g
Peptona de soya	5.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Agar	15.0	g
Agua destilada	1000	ml

Suspender los ingredientes en el agua destilada, hervir durante dos minutos, esterilizar en autoclave a 15 lb (121°C) durante 15 minutos, pH final 7.3 ± 0.2.

AGAR CETRIMIDA

Peptona	20.0	g
Cloruro de magnesio	1.4	g
Sulfato de potasio	10.0	g
Agar	13.6	g
Cetrimida	0.3	g
Glicerina	10.0	ml
Agua destilada	1000	ml

Suspender el polvo en agua, agregar 10 ml de glicerina, calentar agitando frecuentemente y dejar hervir un minuto. Esterilizar en autoclave a 15 lb (121°C) durante 15 minutos, pH final 7.2 ± 0.2.

AGAR MacConkey

Peptona	17.0	g
Lactosa	10.0	g
Proteosa peptona	3.0	g
Sales biliares	1.5	g
Cloruro de Sodio	5.0	g
Rojo Neutro	0.03	g
Cristal violeta	0.001	g

Agua destilada	13.5	g
	1000	ml

Suspender los ingredientes en el agua destilada y calentar a ebullición por un minuto. Esterilizar en autoclave a 15 lb/15 min. pH final 7.1 ± 0.1

MEDIO DE RIMBLER SHOTTS

Lisina	5.0	g
Ornitina	6.5	g
Cisteina	0.3	g
Maltosa	3.5	g
Tiosulfato de sodio	6.8	g
Azul de bromotimol	0.03	g
Citrato férrico-amónico	0.8	g
Desoxicolato de sodio	1.0	g
Novoviocina	0.005	g
Extracto de levadura	3.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Agar	13.5	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes, hervir por un minuto con agitación, ajustar el pH a 7.0, enfriar a 45°C y distribuir en placas Petri. NO ESTERILIZAR.

MEDIO BASE OF DE HUGH Y LEIFSON

Peptona	2.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Fosfato de potasio	0.3	g
Agar	3.0	g
Agua destilada	1000	ml
Azul de bromotimol		
(sol. alc. al 0.2 por ciento)	15	ml

Disolver los ingredientes en agua destilada, ajustar el pH a 7.1, filtrar, agregar el indicador. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos. Asépticamente agregar una solución estéril (esterilizada por filtración) del carbohidrato para tener una concentración final de uno por ciento. Mezclar y distribuir en tubos estériles.

CALDO CON HIDRATOS DE CARBONO

Caldo infusión cerebro corazón	1000	ml
Hidratos de carbono		
(sol. al 10 por ciento)	100	ml
Indicador (1.6 g de púrpura de bromocresol en 100 ml de etanol de 95°)	1	ml

Mezclar los tres ingredientes, distribuir en tubos de ensayo con campana de fermentación. Esterilizar en autoclave a 15 lb (121°C) durante 10 minutos.

CALDO INFUSION CEREBRO CORAZON

Infusión de cerebro de ternero	200.0	ml
Infusión de corazón de res	250.0	ml
Proteosa peptona	10.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g

Fosfato disódico	2.5	g
Glucosa	2.0	g
Agua destilada cbp	1000	ml

Disolver los ingredientes en agua destilada, hervir por un minuto. Esterilizar en autoclave por 15 lb durante 15 minutos. pH final 7.4 ± 0.2

MEDIO SIM

Extracto de carne	3.0	g
Peptona	3.0	g
Fierro peptonizado	0.2	g
Agar	3.0	g
Tiosulfato de sodio	0.025	g
Agua destilada	1000	ml

Suspender los ingredientes en agua destilada, hervir durante dos minutos con agitación. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos. pH final 7.4 ± 0.2 .

CALDO MR VP

Peptona	10.0	g
Destrosa	5.0	g
Fosfato dipotásico	5.0	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes en agua destilada, esterilizar en autoclave durante 15 minutos, pH final 6.9 ± 0.2 .

AGAR CITRATO DE SIMMONS

Fosfato de amonio	1.0	g
Fosfato de potasio	1.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Citrato de sodio	2.0	g
Sulfato de magnesio	0.2	g
Azul de bromotimol	0.08	g
Agar	15.0	g
Agua destilada	1000	ml

Suspender los ingredientes en el agua destilada. Esterilizar en autoclave a 15 lb/15 min. pH final 6.8 ± 0.2 .

MEDIO DE JENSEN MAS HUEVO

600 ml. de solución stock de Loewenstein (4.0 g. de KH_2PO_4 + 1 g. de citrato de magnesio + 0.4 g. de sulfato de magnesio + 6.0 g de asparagina + 20 g de glicerina destilada dos veces, en un litro de agua destilada), se hierven por dos horas se enfría, se agregan 30 g de almidón de papa, se hierve en baño de agua agitando continuamente hasta formar una pasta, reposar por una hora a 56°C , agregar un litro de emulsión de huevo, agitar bien y agregar 20 ml de solución acuosa de verde de malaquita al dos por ciento. Distribuir en tubos y dejar solidificar. Esterilizar el primer día a 85°C por 30 minutos y el segundo día, a 75°C por 30 minutos. La concentración de glicerina deberá ser de 0.74 por ciento.

MEDIO DE AMLACKER CON HUEVO

160 ml de emulsión de huevo + 95 ml de NaCl al 0.64 por ciento + 5 ml de glicerina destilada dos veces + 5 g de harina de papa o 1 g de peptona + 2 g de asparagina + 10 ml de verde de malaquita (solución acuosa al 10 por ciento).

GELATINA NUTRITIVA

Extracto de carne	3.0	g
Peptona	5.0	g
Gelatina	120.0	g
Agua destilada	1000	ml

Agregar la gelatina al agua y dejar reposar por 15 a 30 minutos. Calentar para disolver la gelatina, agregar y disolver los otros ingredientes. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH 7.0.

CALDO TRIPTONA

Disolver 10 g de triptona en un litro de agua destilada, distribuir en tubos. Esterilizar en autoclave a 15 lb (121°C) durante 15 minutos.

CALDO NITRATO

Peptona	1.0	g
KNO3	0.1	g
Agua destilada	100	ml.

Disolver los ingredientes, esterilizar en autoclave a 121°C durante 15 minutos.

AGUA PEPTONADA

Peptona	1.0	g
Na Cl	0.5	g
Agua destilada	100	ml

Disolver los ingredientes, esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos.

CALDO NUTRITIVO

Extracto de carne	3.0	g
Peptona	5.0	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes, esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH 7.4.

AGAR NUTRITIVO

Extracto de carne	3.0	g
Peptona	5.0	g
Agar	15.0	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes, esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH 7.4.

AGAR FUCSINA SACAROSA

A 100 ml de agar nutritivo agregar 1 ml. de una solución de NaOH al 10 por ciento y 1 g. de sacarosa que previamente fue disuelta en 2 a 3 ml de agua estéril. Enseguida agregar 0.5 ml de una solución alcohólica de fucsina con pipeta estéril y 2.5 ml. de una solución preparada con 1 g. de sulfato de sodio. ($\text{NaSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) disueltos en 10 ml. de agua estéril, calentando sin ebullición. El medio se vierte en placas Petri.

REACTIVOS Y COLORANTES

REACTIVO PARA PRUEBA DE OXIDASA

Cloridrato de tetra-metil-p, fenilen-diamina	1	g
Agua destilada	100	ml

REACTIVO DE KOVACS

Para-di-metil-amino-benzaldehido
Alcohol amílico
Acido clorhídrico concentrado

Disolver el benzaldehido en el alcohol amílico y agregar lentamente el ácido clorhídrico. Conservar en frasco obscuro.

SOLUCION DE ROJO DE METILO

Rojo de metilo
Alcohol etílico
Agua destilada

Disolver el rojo de metilo en el alcohol y mezclar con el agua.

SOLUCION DE ALFA NAFTOL

Alfa naftol
Alcohol etílico

SOLUCION DE HIDROXIDO DE POTASIO AL 40 POR CIENTO

Hidroxido de potasio
Agua destilada

SOLUCION DE CRISTAL VIOLETA

Cristal violeta
Alcohol etílico (95 por ciento)
Oxalato de amonio
Agua destilada

Disolver el cristal violeta en el alcohol y el oxalato de amonio en el agua destilada, Mezclar las dos soluciones.

LUGOL

Yodo sublimado
Yoduro de potasio
Agua destilada

Triturar el yodo y el yoduro de potasio en un mortero agregar poco a poco pequeñas cantidades de agua y completar el volumen a 300 ml.

SOLUCION DE SAFRANINA

Safranina O
Alcohol etílico
Agua destilada

Disolver la safranina en el alcohol y mezclar con agua destilada.

ALFA NAFTIL AMINA

Dimetil-alfa-naftil-amina
Acido acético (5N)

Disolver con ligero calentamiento.

ACIDO SULFANILICO

Acido sulfanílico

5.0 g

75 ml

25 ml

0.10 g

300 ml

200 ml

5.0 g

100 ml

40.0 g

100 ml

2.0 g

20 ml

0.8 g

80 ml

1.0 g

2.0 g

300 ml

0.25 g

10 ml

90 ml

6.0 g

1000 ml

8.0 g

Acido acético

1000 ml

Disolver con ligero calentamiento.

ALCOHOL ACIDO

Alcohol etílico al 95 por ciento
HCl (concentrado)

97 ml

3 ml

SOLUCION COLORANTE DE CARBOL-FUCSINA DE ZIEHL NEELSEN

Fucsina básica
Alcohol etílico al 95 por ciento

0.3 g

100 ml

Mezclar lo siguiente:

Fenol (cristales fundidos en baño María a 56° C
Usar pipeta con bulco de goma)

5 ml

Agua destilada

95 ml

MORDIENTE PARA FLAGELOS

Alumbre potásico (solución acuosa saturada)
Acido tánico (solución acuosa al 20 por ciento)
Cloruro de mercurio (solución saturada)

5 ml

2 ml

2 ml

Mezclar y agregar 0.4 ml de una solución alcoholica saturada de fucsina básica. Preparar antes de usarse.

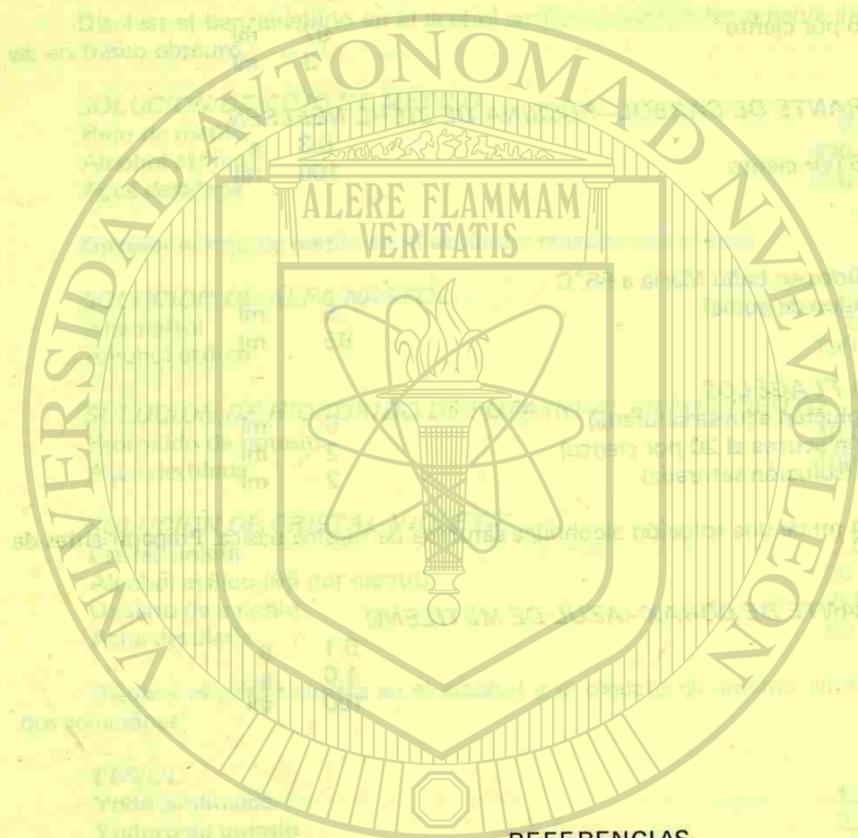
SOLUCION COLORANTE DE BORAX-AZUL DE METILENO

Azul de metileno
Borax
Agua

0.1 g

1.0 g

100 ml



REFERENCIAS

- Cowan, S.T.; 1982. **Manual para la identificación de bacterias de importancia médica**. 2a. Ed. Cía. Edit. Continental, S.A. de C.V. México.
- Edwards, P.R.; and W.H. Ewing. 1972. **Identification of Enterobacteriaceae**. Third Edition. Burgess Publishing Co.
- Ewing, W.H.; A.C. McWhorther; M.R. Escobar and A.H. Lubin. 1965. *Edwardsiella* a new genus of Enterobacteriaceae based on a new species *E. tarda*.
- Finegold, S.M. y W.J. Martin; 1983. **Diagnóstico microbiológico**. 6a. Ed. Editorial Médica Panamericana. Buenos Aires.
- Holt, J.G. and N.R. Krieg; 1984. **Bergey's Manual of Systematic Bacteriology**. Williams-Wilkins Co. Baltimore, London.
- Lucky, Z. edited by Hoffman G.L.; 1977. **Methods for the diagnosis of fish diseases**. Franklin Book. Programs Inc. Cairo.
- Post, G.; 1983. **Textbook of Fish. Health** T.F.H. Publications Inc. Ltd.

CAPITULO 13

ENFERMEDADES POR HONGOS

Los hongos presentan estructuras muy variables, pueden ser unicelulares como las levaduras o bien, estar constituidos por varias células que al unirse forman largos filamentos llamados hifas, los cuales pueden ser septados o aseptados y en conjunto formar un micelio.

Los hongos pueden ser saprofiticos, cuando se alimentan de materia orgánica muerta o parásitos, cuando lo hacen de organismos vivos, de donde toman su propio alimento.

La reproducción de los hongos puede ser sexual o asexual, esta última también se le conoce como reproducción somática o vegetativa.

Las esporas de los hongos (zoosporas) son resistentes al calor, desecación, desinfectantes y a los diversos mecanismos de defensa del huésped.

Son pocos los géneros y especies de hongos que se conocen como causantes de enfermedades de peces; sin embargo, ciertas enfermedades se manifiestan por la presencia de éstos en la parte externa del pez, los cuales generalmente son considerados como saprofiticos facultativos.

Para obtener un diagnóstico de enfermedades micóticas es importante identificar el agente causal. Para clasificar el hongo es necesario tomar en cuenta tanto el ciclo de vida como la morfología de hifas y esporas.

Entre los hongos que con mayor frecuencia se reportan como causantes de enfermedades del bagre, se encuentran diversas especies de los géneros *Saprolegnia* (*S. parasitica*, *S. monoica*, *S. mixta*, *S. thureti*) y *Achlya* (*A. hoferi*, *A. polyandra*, *A. prolifera*), que aunque se reportan como invasores secundarios, cuando los mecanismos de defensa de los propios peces se ven afectados por una enfermedad o por lesiones físicas, la acción letal de la mucuosidad presente en la superficie de los peces desaparece y las esporas del hongo pueden germinar fácilmente en la piel, penetrar y formar desde adentro un revestimiento algodonoso en forma de pelusa, generalmente de color grisáceo, que bajo ciertas circunstancias puede llegar a causar la muerte de los peces.

Algunas especies del género *Saprolegnia* pueden aparecer en cualquier parte del cuerpo del pez incluyendo branquias, piel, aletas y boca; tal parece que las lesiones causadas por bacterias de los géneros *Aeromonas* y *Flexibacter* son el sitio ideal para el inicio de infecciones por este hongo. Las esporas se liberan y quedan en contacto con tejidos muertos o lesionados y una vez que la hifa

se establece, invade los tejidos sanos. El ciclo de zoospora a micelio puede ocurrir en 48 horas sin importar la época del año.

La temperatura del agua juega un papel muy importante en este tipo de infecciones, ya que éstas se incrementan cuando las temperaturas son bajas o bien cuando se tienen peces de agua templada en agua fría durante el verano. *Saprolegnia* tiene una temperatura óptima entre 15-30°C, mínima de 0-5°C y temperaturas superiores a 35°C, tienden a reducir su crecimiento. El bagre es un pez altamente susceptible a este hongo, el cual generalmente se presenta como una mancha blanco grisácea, de tipo focal sobre la piel del pez. Las lesiones aparecen inicialmente en forma circular y posteriormente invaden la periferia. Debido al barro o a la arcilla que poco a poco se adhiere al micelio, las manchas pueden tomar un color gris oscuro o marrón.

Los "hongos del agua" como se les conoce a los diferentes géneros de la familia *Saprolegniaceae*, crecen bien en agua dulce, aunque algunas especies también lo hacen en aguas ligeramente salinas.

La reproducción sexual de estos hongos se realiza por contacto entre el gameto masculino y el gametangio femenino produciendo un oogonio, el cual es muy importante para la identificación del hongo. Muchos de estos hongos que están relacionados con peces presentan solo órganos sexuales cuando se cultivan por un tiempo considerable en medios específicos.

A la enfermedad de los peces causada por hongos de la familia *Saprolegniaceae* se le conoce como *saprolegniasis*. Los principales agentes etiológicos son *Saprolegnia parasitica*, *Achlya hoferi* y *Dictyuchus sp.*; los cuales presentan hifas aseptadas, se reproducen sexual y asexualmente y se caracterizan por sus zoosporangios; los de *S. parasitica* y *A. hoferi* descargan sus esporas en el agua y el suelo, quedando adheridas a las hifas; mientras que en *Dictyuchus sp.* éste cae de la hifa cuando llega a su madurez.

Pueden ser la causa de *saprolegniasis*:

Deficiencias nutricionales en los peces; presencia de sustancias tóxicas en el agua; lesiones en la piel, aletas o branquias; así como los "stress" físicos provocados por cambios bruscos de temperatura, pH y ciertas concentraciones de sal.

Aún cuando la *saprolegniasis* no es un factor de mortalidad directa para los peces, cuando el micelio del hongo cubre áreas vitales como son las branquias y la córnea de los ojos, al provocar sofocamiento y ceguera respectivamente, la presencia del hongo resulta fatal para los peces.

Para el diagnóstico de la enfermedad primeramente se localizan los filamentos (hifas) en el pez y, después se confirman al observar microscópicamente el material extraído de las lesiones. Las hifas son largas, continuas, sin septos y forman esporangios en las células terminales.

Estudios realizados en bagre, en los que se inyectó intraperitonealmente este material fúngico, demostraron que la enfermedad se reprodujo y que el agente causal fue perfectamente reaislado e identificado.

Para el control de *Saprolegnia* es recomendable evitar el hacinamiento de peces; o bien realizar prácticas higiénicas adecuadas. Es preciso retirar del agua a los peces que han muerto por infecciones por hongos, pues de lo contrario, las zoosporas suspendidas en el agua, pueden invadir a peces vivos que presentan pequeñas lesiones aún cuando éstas sean leves.

Cuando el hongo se ha desarrollado en el pez, su control es difícil; sin embargo, se recomienda zambullir a los peces en una solución de 67 ppm de verde de malaquita libre de zinc durante 10-30 segundos o de tres ppm durante una hora. Es importante controlar debidamente la concentración de esta sustancia en el agua ya que concentraciones elevadas pueden ser tóxicas para el bagre.

El cloruro de sodio en concentraciones de cinco por ciento es efectivo cuando los peces se sumergen por uno o dos minutos en dicha solución pero cuando los peces no la soportan, podrán utilizarse concentraciones más bajas con un tiempo de exposición mayor.

Para reducir el crecimiento de hongos, también se recomienda sumergir a los peces en una solución de ácido acético al 5 por ciento durante 30-60 segundos; o en formalina a una concentración de 250 mg/l durante 60 minutos; puede usarse también una combinación de 100 mg/l de formalina con un 2.5 mg/l de verde de malaquita durante el mismo tiempo.

Otra enfermedad causada por hongos en los peces, aunque no muy común en el bagre, es la conocida como *Ichthyophonosis* cuyo agente causal es *Ichthyophonus hoferi*; parásito obligado que tiene una temperatura óptima de 10°C y una temperatura igual o mayor a 30°C impide su crecimiento.

Se han reportado infecciones por este hongo en peces de acuario, peces de agua dulce y salada, así como de aguas frías y tropicales.

La enfermedad causada por *I. hoferi* se manifiesta en el pez por el aspecto de su piel, la cual se torna rugosa o granulomatosa, ya que gran número de unidades infectivas se internan en la piel, causando lesiones necróticas. Estas lesiones pueden aparecer también en músculo y en órganos internos como riñón, hígado y bazo.

Para la identificación de este hongo se requiere la observación microscópica. Una prueba presuntiva positiva la darán los signos externos de la enfermedad y la observación microscópica del material procedente de las lesiones en donde deberán estar presentes cuerpos esféricos de doble pared refractiva. Para obtener una prueba confirmatoria, deberá sembrarse a partir del material causante de las lesiones, en medios de cultivo tales como agar Sabouraud dextrosa o agarglicerina peptona, ambos con uno por ciento de suero de bovino.

Cualquier pez que presente signos de *Ichthyophonosis*, deberá ser removido y sacrificado, ya que no se conocen procedimientos terapéuticos para la enfermedad.

Otra enfermedad causada por hongos en los peces es la branquiomicosis, ésta reduce el paso de sangre a las branquias y al causar la pérdida de oxígeno en la sangre, los tejidos de las branquias se destruyen.

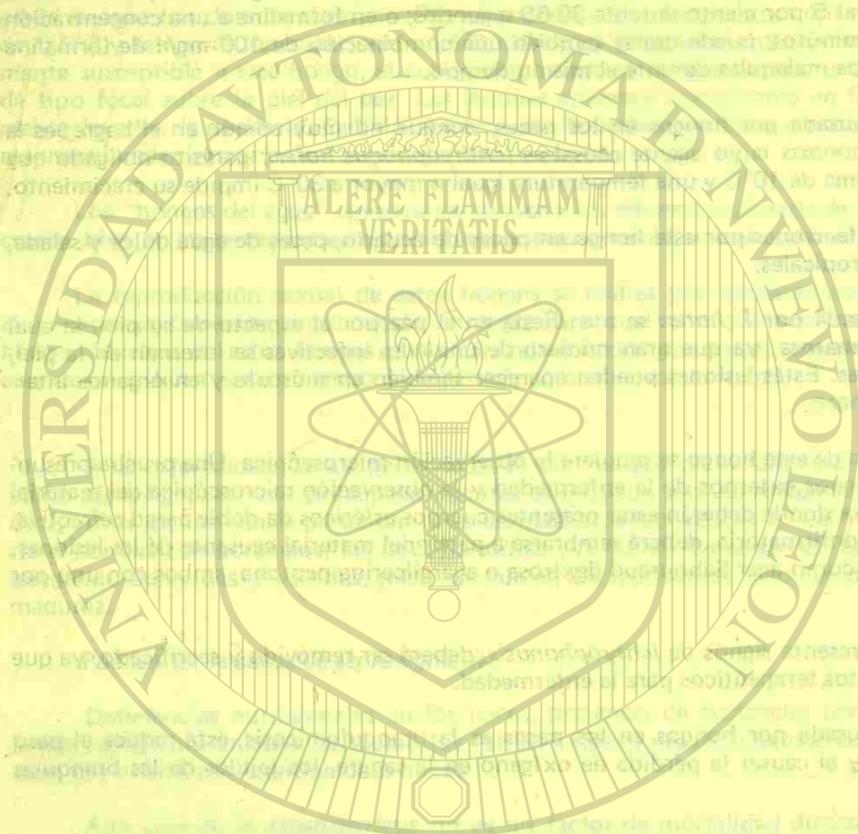
El agente causal de branquiomicosis se conoce como *Branchiomyces sanguinis* y *B. demigrans*. Ambos producen micelio con hifas no septadas. Sus esporas generalmente están dentro del filamento. Sus requerimientos nutricionales son simples y la temperatura óptima de ambos es de 25-32°C. Se cultivan fácilmente en agar Sabouraud dextrosa. Las esporas de *Branchiomyces* al llegar a las branquias germinan, producen hifas y penetran al epitelio. El micelio se extiende y causa obstrucción, congestión y necrosis. Las branquias toman un color rojo brillante con ciertas áreas de color blanco o café. Aunque con menor frecuencia este hongo puede también invadir hígado y bazo.

Las esporas, al desprenderse de las branquias de un pez infectado, quedan alojadas en el sedimento de los estanques y tenderán a incrementar su número al aprovechar la materia orgánica en el agua.

La enfermedad puede presentarse en un período de dos a cuatro días bajo condiciones favorables, ya que el período de incubación del hongo depende directamente de la temperatura.

El control de la enfermedad se logra realizando prácticas sanitarias adecuadas, eliminando los peces infectados y aplicando con frecuencia a los estanques tratamientos con óxido de calcio y sulfato de cobre.

Cuando se presenta una epizootia de la enfermedad, es recomendable tratar a los peces con una solución de 0.3 mg/l de verde de malaquita por un período de 12 horas.



REFERENCIAS

- Fijan, N. 1969. Systemic mycosis in channel catfish. Bull. Wildl. Dis. Assoc. 5: 109-110.
- Meyer, F.P. and J.A. Robinson. 1973. Branchyomycosis: a new fungal disease of North American Fishes. Prog. Fish. Cult; 330: 74-77.
- Post, G. 1983. Textbook of Fish Health T.F.H. Publications Inc. Ltd.
- Plumb, J.A. 1979. Principal Diseases of Farm Raised Catfish. Southern Cooperative, Series No. 225: 25-27.
- Ribelin, W.E. and G. Migaki. 1975. The Pathology of Fishes. The University of Wisconsin Press.

CAPÍTULO 14

MÉTODOS PARA EL AISLAMIENTO Y OBSERVACION MICROSCOPICA DE HONGOS

CULTIVO Y AISLAMIENTO:

Con las debidas precauciones de higiene, tomar una muestra de las lesiones del pez en donde se sospecha la presencia de hongos; suspenderla en cinco ml. de agua destilada estéril y verter en una placa Petri.

Agregar semillas de lino, cañamo, maíz o trigo previamente esterilizadas o hervidas en agua durante 10-15 minutos. Incubar a 18-20°C durante 5-10 días.

En condiciones asépticas lavar las semillas con agua estéril con el objeto de eliminar posibles bacterias presentes. Con una asa bacteriológica tomar parte del material fúngico que se desarrolló en la superficie de las semillas y sembrar por estría cruzada en placas Petri con agar harina de maíz y agar Sabouraud dextrosa. Incubar a 18-20°C durante 5-10 días. Si no se logra obtener colonias aisladas hacer subcultivos en los mismos medios de cultivo e incubar en las condiciones antes mencionadas. Si se desea obtener cultivos puros a partir de una espora, se deberá utilizar un microscopio y con la ayuda de agujas estériles tomar una espora y transferirla a una placa Petri con agar Sabouraud dextrosa o agar harina de maíz e incubar a 18-20°C durante 5-10 días.

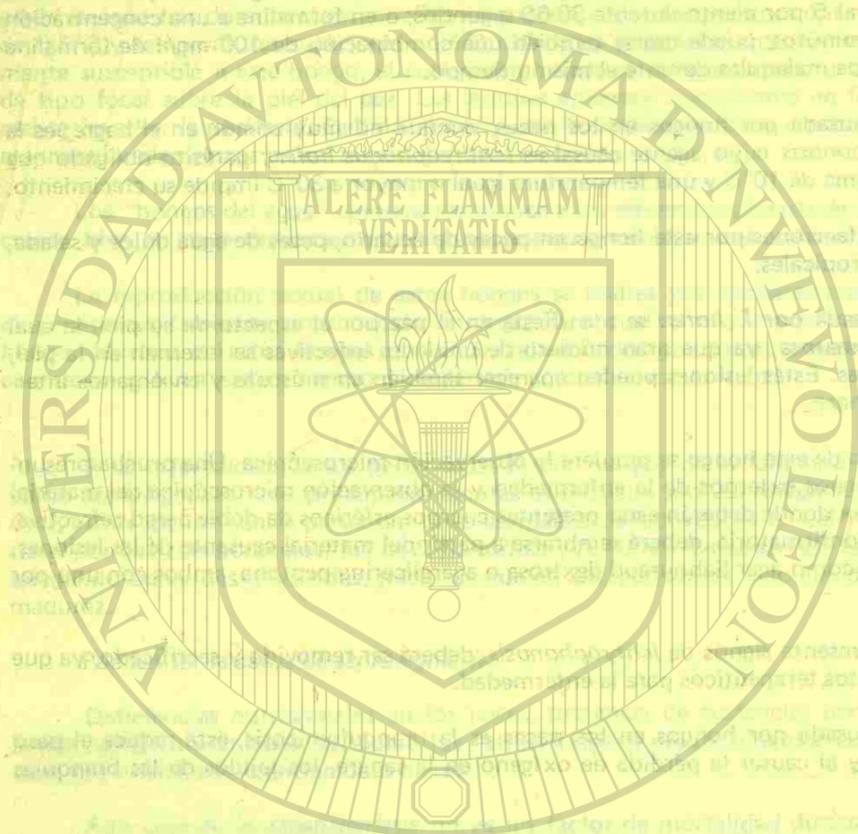
De los hongos aislados pueden hacerse microcultivos o bien, hacer observaciones directas entre porta y cubreobjetos, preparaciones fijadas con una mezcla de etanol y formalina o montajes con lactofenol-azul de algodón.

El género del hongo se determina por la forma y estructura de las hifas y esporas. Además de *Saprolegnia*; pueden cultivarse por este método otros hongos tales como *Achlya sp.*, *Aphanomyces sp.*, *Pythium sp.*, etc.

OBSERVACION DE LOS HONGOS:

a) Microcultivo.

Depositar en el centro de un portaobjetos estéril una gota de agar Sabouraud dextrosa estéril fundido. Homogeneizar con la gota de medio una parte de la colonia de hongo que fue retirada de la placa Petri con asa bacteriológica y colocar inmediatamente encima un cubreobjetos estéril, haciendo



REFERENCIAS

- Fijan, N. 1969. Systemic mycosis in channel catfish. Bull. Wildl. Dis. Assoc. 5: 109-110.
- Meyer, F.P. and J.A. Robinson. 1973. Branchyomycosis: a new fungal disease of North American Fishes. Prog. Fish. Cult; 330: 74-77.
- Post, G. 1983. Textbook of Fish Health T.F.H. Publications Inc. Ltd.
- Plumb, J.A. 1979. Principal Diseases of Farm Raised Catfish. Southern Cooperative, Series No. 225: 25-27.
- Ribelin, W.E. and G. Migaki. 1975. The Pathology of Fishes. The University of Wisconsin Press.

CAPÍTULO 14

MÉTODOS PARA EL AISLAMIENTO Y OBSERVACION MICROSCOPICA DE HONGOS

CULTIVO Y AISLAMIENTO:

Con las debidas precauciones de higiene, tomar una muestra de las lesiones del pez en donde se sospecha la presencia de hongos; suspenderla en cinco ml. de agua destilada estéril y verter en una placa Petri.

Agregar semillas de lino, cañamo, maíz o trigo previamente esterilizadas o hervidas en agua durante 10-15 minutos. Incubar a 18-20°C durante 5-10 días.

En condiciones asépticas lavar las semillas con agua estéril con el objeto de eliminar posibles bacterias presentes. Con una asa bacteriológica tomar parte del material fúngico que se desarrolló en la superficie de las semillas y sembrar por estría cruzada en placas Petri con agar harina de maíz y agar Sabouraud dextrosa. Incubar a 18-20°C durante 5-10 días. Si no se logra obtener colonias aisladas hacer subcultivos en los mismos medios de cultivo e incubar en las condiciones antes mencionadas. Si se desea obtener cultivos puros a partir de una espora, se deberá utilizar un microscopio y con la ayuda de agujas estériles tomar una espora y transferirla a una placa Petri con agar Sabouraud dextrosa o agar harina de maíz e incubar a 18-20°C durante 5-10 días.

De los hongos aislados pueden hacerse microcultivos o bien, hacer observaciones directas entre porta y cubreobjetos, preparaciones fijadas con una mezcla de etanol y formalina o montajes con lactofenol-azul de algodón.

El género del hongo se determina por la forma y estructura de las hifas y esporas. Además de *Saprolegnia*; pueden cultivarse por este método otros hongos tales como *Achlya sp.*, *Aphanomyces sp.*, *Pythium sp.*, etc.

OBSERVACION DE LOS HONGOS:

a) Microcultivo.

Depositar en el centro de un portaobjetos estéril una gota de agar Sabouraud dextrosa estéril fundido. Homogeneizar con la gota de medio una parte de la colonia de hongo que fue retirada de la placa Petri con asa bacteriológica y colocar inmediatamente encima un cubreobjetos estéril, haciendo

una ligera presión entre porta y cubreobjetos. Sellar tres lados del cubreobjetos con parafina, dejando uno libre para el acceso de oxígeno. Incubar a 18-20°C c/cinco días en atmósfera húmeda. Observar al microscopio.

b) Observación directa:

Homogeneizar un poco de material fúngico con una gota de solución salina sobre un portaobjetos, colocar encima un cubreobjetos y observar al microscopio.

c) Fijación en alcohol-formalina:

Suspender material fúngico en un ml. de una mezcla de etanol al 70 por ciento (94 partes) y formalina al 40 por ciento (seis partes). Colocar una gota entre porta y cubreobjetos, sellar con vaselina y observar al microscopio.

d) Montaje con lactofenol-azul de algodón:

Colocar sobre un portaobjetos una gota de reactivo lactofenol-azul de algodón; suspender material fúngico en el reactivo y si es necesario disociar con aguja. Una vez que el material esté homogeneizado, calentar sobre el mechero hasta que aparezcan burbujas, dejar enfriar. Colocar encima un cubreobjetos, sellar con vaselina y observar al microscopio.

MEDIOS DE CULTIVO Y REACTIVOS

Agar con harina de maíz

Harina de maíz	40.0 g.
Agar	20.0 g.
Agua destilada	1 000 ml.

Hervir a fuego lento la harina de maíz con el agua durante una hora. Filtrar a través de gasa. Medir y completar a 1 000 ml. con agua destilada. Agregar el agar y disolver en baño maría. Filtrar sobre dos capas de algodón y gasa esterilizar a 15 libras de presión durante 15 minutos.

Agar Sabouraud dextrosa

Peptona	10.0 g.
Glucosa	40.0 g.
Agar	18.0 g.
Agua	1 000 ml.

Lactofenol-azul de algodón

Cristales de fenol	20 g.
Acido láctico	20 g.
Glicerina	40 g.
Agua destilada	20 ml.

Disolver por calentamiento suave en baño de agua. Añadir 0.05 g. de azul de algodón.

Fijador de etanol-formalina

Solución A

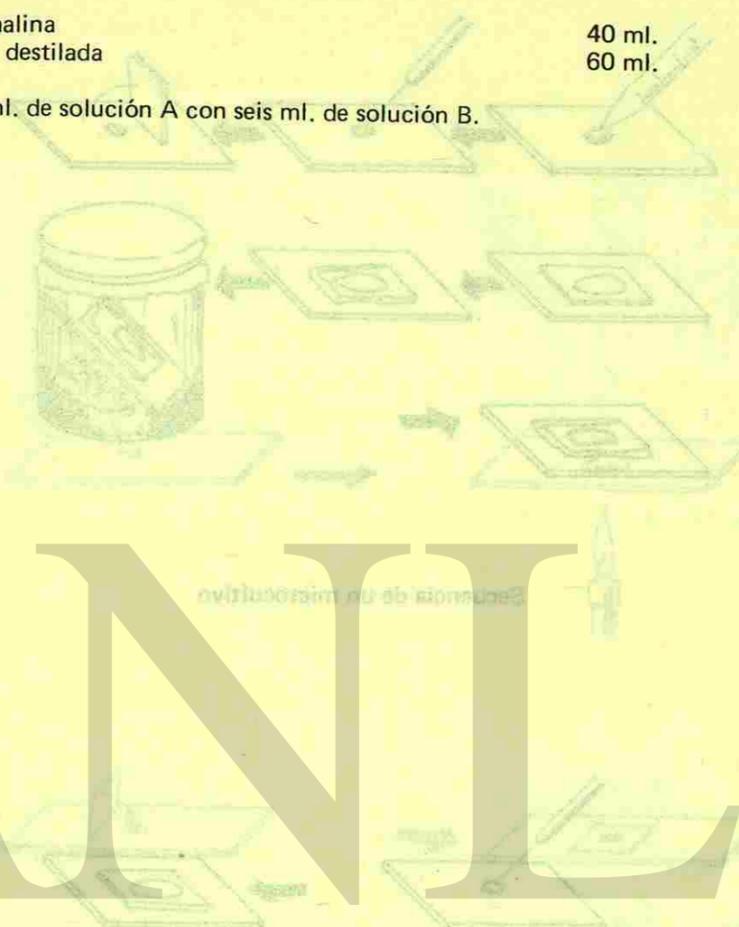
Etanol	70 ml.
--------	--------

Agua destilada 30 ml.

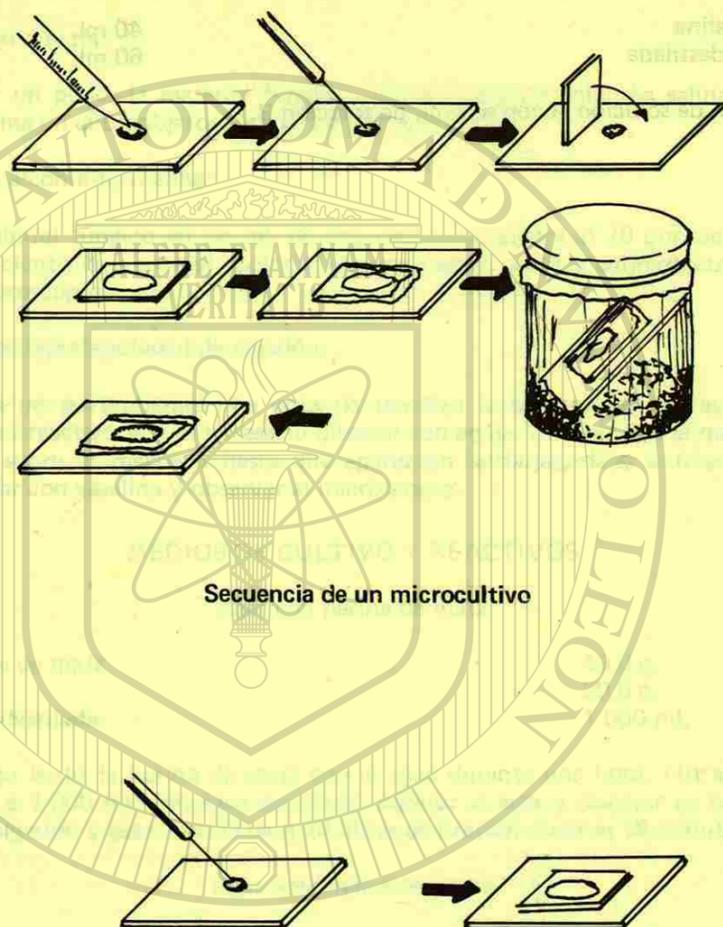
Solución B

Formalina 40 ml.
Agua destilada 60 ml.

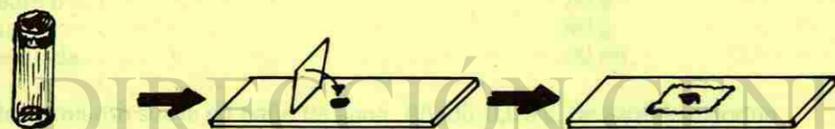
Mezclar 94 ml. de solución A con seis ml. de solución B.



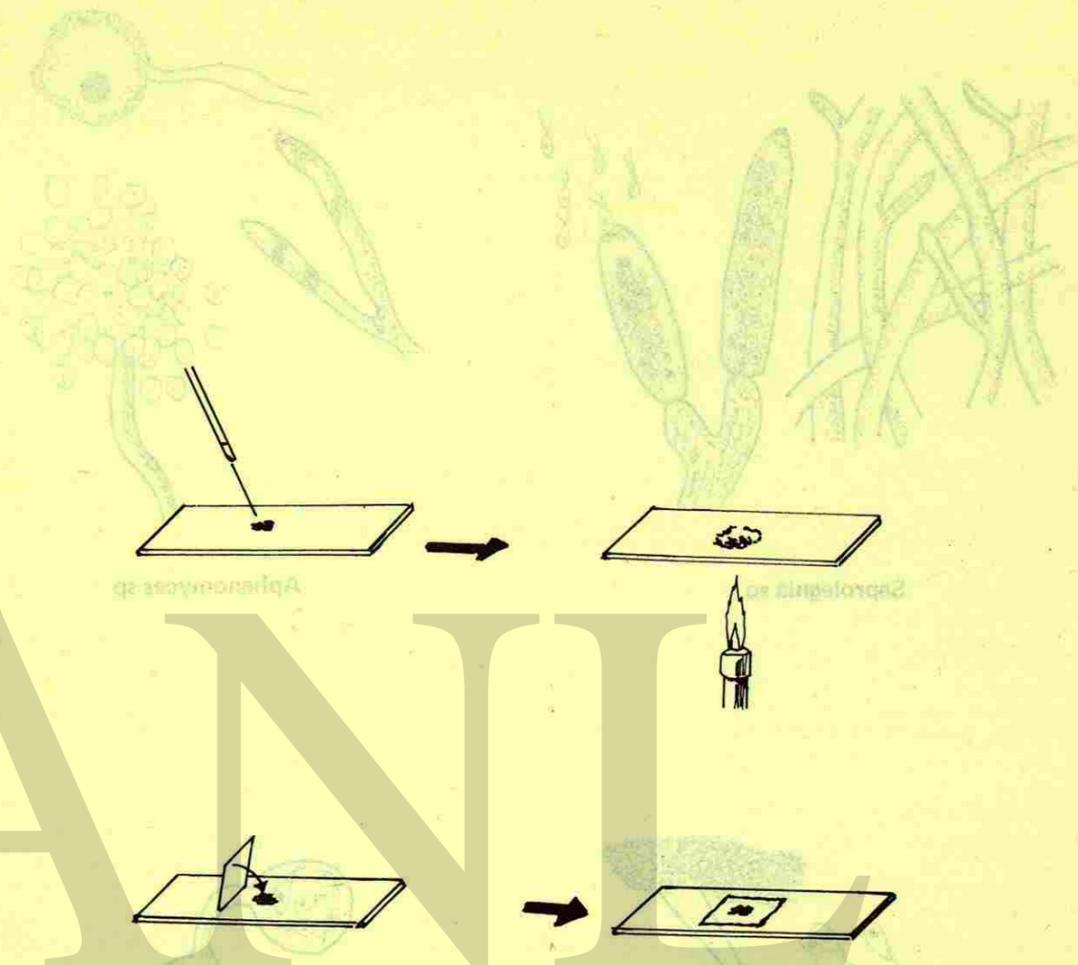
TECNICAS MICOLOGICAS



Observación directa entre porta y cubreobjetos



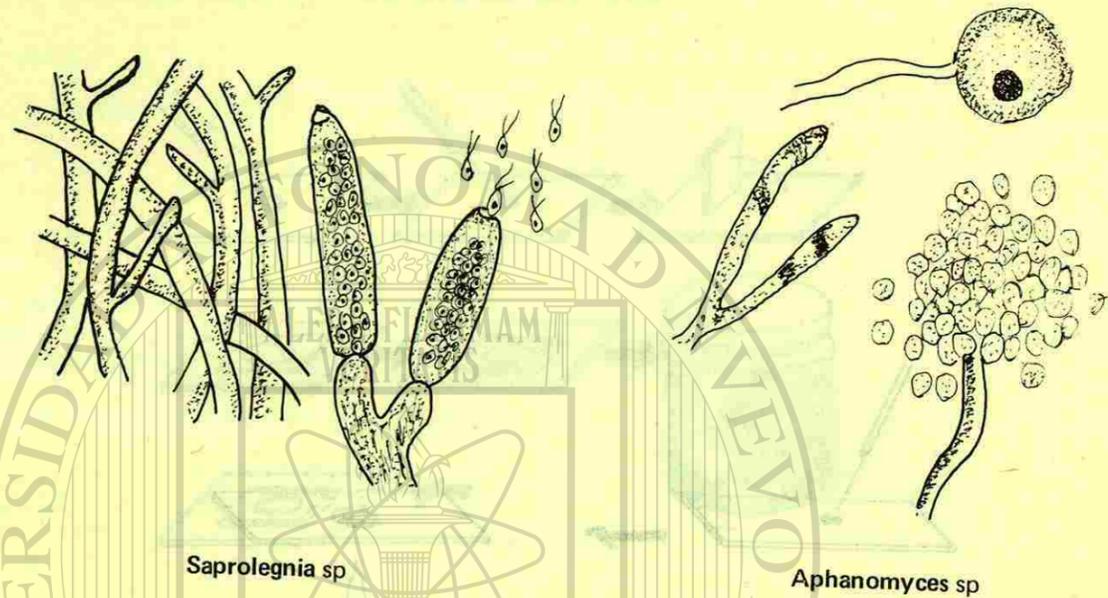
Fijación en alcohol formalina



Montaje con lactofenol-azul de algodón

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS



Saprolegnia sp

Aphanomyces sp



Achlya sp

Pythium sp

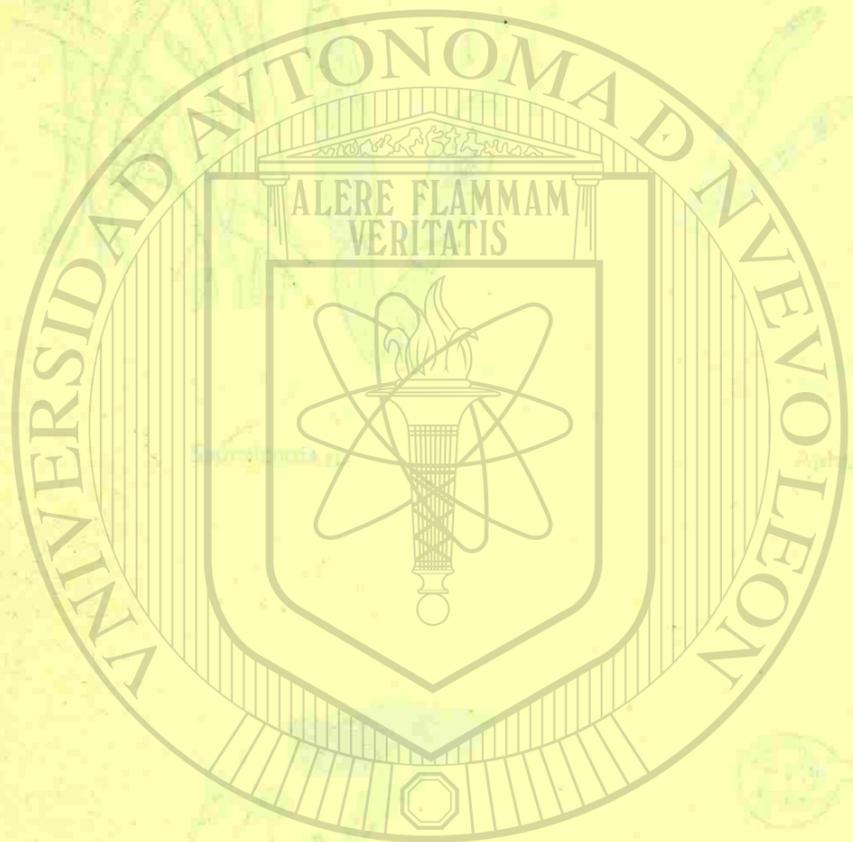
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

REFERENCIAS

- Bauer, O.N.; V.A. Musselius and Yu A. Strelkov. 1973. *Diseases of pond fishes*. Israel Program for Scientific Translations. Ltd.: 177.
- Canant, N.F.; D.T. Smith; R.D. Baker y J.L. Callaway. 1971. *Micología*. Tercera Ed. Interamericana.
- Sanh, K.L.; B.C. Jha and A.G. Jhingran. 1977. *Observations on some aquatic Phycomycetes pathogenic to eggs and fry freshwater fish and prawn*. *Aquaculture*. 12: 141-147.
- Verna, L.C. y F.J. Herrero. 1952. *Micología*. Primera edición. Ed. El Ateneo, Buenos Aires: 504-506.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

CAPITULO 15

ENFERMEDADES VIRALES

La virología de los peces es una ciencia relativamente nueva. El conocimiento de virus patógenos se incrementa continuamente. La alta densidad de peces en los estanques es uno de los factores que contribuye al desarrollo de estas enfermedades y dado que es difícil controlarlas por quimioterapia, lo más recomendable para su control es la prevención.

Las virosis en los peces no han sido estudiadas extensamente. La información de que se dispone es derivada de los estudios en peces de importancia económica o pesca deportiva.

Los virus son agentes infectivos que solo pueden multiplicarse dentro de las células vivas del huésped. Otras características distintivas son su estructura sencilla y sus mecanismos de replicación. El material genético puede ser de DNA o RNA.

Los virus están constituidos por la cubierta proteínica interna (cápside), que contiene el ácido nucléico y una envoltura que puede ser de tres tipos básicos: cúbica, helicoidal o compleja.

La mejor forma de prevenir y controlar la enfermedad es evitar que una infección viral llegue a los estanques y para lograrlo se recomienda observar a los peces y los huevos de éstos con la mayor frecuencia posible y vigilar que el agua no provenga de lugares contaminados.

Con el objeto de disminuir la frecuencia de tales enfermedades es importante tomar en cuenta diversos factores, como concentración de oxígeno, densidad y manejo de los peces. Asimismo, se ha demostrado que el empleo de temperaturas elevadas es un buen método para el control de ciertas infecciones virales.

Existen otras posibilidades que podrían ser utilizadas para prevenir las enfermedades provocadas por virus, tal es el caso de vacunas elaboradas a base de cepas avirulentas o con virus no infecciosos atenuados; o bien utilizando ciertos agentes quimioterapéuticos, selección genética o agentes que inducen a la liberación de interferones.

El conocimiento de la distribución puede utilizarse para la investigación de los métodos de transmisión y reservorios de enfermedad, pudiendo de esta manera actuar para su prevención y control.

La propagación de los virus se realiza en dos formas:

- a) *Transmisión horizontal*. Entre individuos de una misma población (principalmente en piel, branquias y tracto digestivo).
- b) *Transmisión vertical*. De los progenitores a la descendencia.

Los reservorios de infección pueden ser tanto peces libres, como cultivados e incluso organismos de otras especies.

El agente causal de una enfermedad producida por un virus se conocerá al correlacionar tanto datos microbiológicos como histopatológicos y clínicos.

La enfermedad viral del bagre (Channel Catfish Virus Disease "CCVD") generalmente se presenta en peces muy jóvenes (alevines). Las epizootias no son frecuentes y regularmente aparecen cuando hay "stress" o la temperatura del agua es superior a 30°C, causando pérdidas significativas.

Aunque los hospederos son diferentes y los virus difieren de acuerdo a su dosificación y composición de ácidos nucleicos, se pueden observar similitudes entre los cambios histopatológicos originados por CCVD en bagres y los causados por otros virus; tales como los de necrosis hematopoyéticas (IHN) y los de necrosis por infecciones pancreáticas (IPN) de salmónidos. La diferencia entre CCVD, IHN e IPN radica en la ligera capa que envuelve al tejido pancreático en el bagre.

La CCVD fue reportada por vez primera en 1968 y se ha detectado en todos aquellos lugares en donde se cultiva el bagre en forma abundante. El agente etiológico mide aproximadamente 100µ de diámetro. El bagre es un hospedero primario y le puede causar hasta un 90 por ciento de mortalidad sobre todo durante los meses de verano.

Como esta enfermedad se ha presentado en diversos estados de la Unión Americana, las crías infectadas que fueron importadas de otros países han sido el vehículo para que la enfermedad se propague.

La enfermedad puede ser transmitida de una piscifactoría a otra; en algunos casos desaparece y en otros se presentan problemas crónicos. Sin embargo, cuando se tienen las precauciones adecuadas en el manejo de los peces y sobre todo cuando se realizan prácticas sanitarias con frecuencia, se puede lograr la prevención de la enfermedad.

Los síntomas de la enfermedad no difieren en mucho de otras enfermedades virales, generalmente se presenta hemorragia en la base de las aletas, piel, ojos, hígado y bazo; palidez en las branquias; en el abdomen aparece un líquido claro y amarillento, el riñón puede inflamarse y presentar zonas sanguinolentas. El riñón posterior tal parece que es el órgano más afectado y el daño máximo puede ocurrir en 48-72 horas. Los peces tienden a desplazarse erráticamente (esta sintomatología también se presenta cuando hay "stress" ambiental).

Los peces de menor edad y por consecuencia los más pequeños son los más susceptibles a contraer enfermedades víricas, en ocasiones se ha observado la muerte de poblaciones completas en un período de tres a siete días. A medida que el pez crece, la tasa de mortalidad disminuye.

Algunas epizootias han estado relacionadas con infecciones secundarias por *Aeromonas hydrophila*, *Flexibacter columnaris* y *Pseudomonas* sp. lo que da lugar a que con frecuencia se enmascaren las enfermedades virales.

La susceptibilidad del bagre hacia las enfermedades virales varía con la especie, ya que en estudios experimentales, en donde se han hecho inoculaciones artificiales, la especie *Ictalurus punctatus* ha respondido en forma diferente a otras especies de bagre.

Cuando se hace una inoculación de CCVD en peces, el órgano en el que ocurre primeramente la replicación es el hígado y después el bazo. Posteriormente, a través del riñón se establece el transporte de virus al intestino, corazón y cerebro. El título correspondiente al mayor nivel de virus en los órganos o tejidos aparece entre 72-120 h. después de la inoculación.

Estudios experimentales han demostrado que después de que ocurre una infección viral en los peces, no se observan cambios histopatológicos en branquias o cerebro. Sin embargo, diversos investigadores han reportado hemorragias focales y necrosis en músculos. En comparación con los órganos internos, los niveles de virus en cerebro son bajos y tal parece que el nivel de virus que se detecte en cerebro será un reflejo de los que se encuentran en sangre.

Cuando los peces han adquirido una enfermedad vírica, la muerte ocurre lentamente; sin embargo, ésta podría acelerarse si se establecen factores favorables. La temperatura del agua juega un papel importante; cuando ésta es superior de 25°C los síntomas aparecen y la muerte se presenta rápidamente.

Los peces pueden infectarse cuando en los estanques se mezclan peces sanos y enfermos o bien cuando se cultivan en aguas contaminadas. Además, otros organismos tales como pájaros, serpientes, etc., pueden transportar mecánicamente el virus de un estanque a otro.

La viabilidad del agente causal de CCVD es variable y diferente a otros virus de peces. Muere en dos días en un pez en estado de descomposición; sin embargo, sobrevive más de 14 días en refrigeración y más de seis meses en congelación, pero cuando se aloja en una malla o en concreto seco de los estanques, sólo sobrevive 24 horas.

Para reducir la incidencia de enfermedades víricas se recomienda lavar los estanques y desinfectarlos mediante la aplicación de una solución de cloro con una concentración de 20 ppm antes de desaguar y posteriormente secarlos. Además, es importante mantener la temperatura del agua por debajo de 20°C.

Para detectar a los portadores de CCVD primeramente es necesario tomar en cuenta los signos clínicos que presenten los peces y posteriormente determinar la presencia o ausencia de anticuerpos neutralizantes en el suero sanguíneo de un pez adulto. Cuando esta prueba es positiva, nunca deberá utilizarse a esos peces para cría.

Cuando se hace una inoculación de CVVD en peces, el virus en el agua que ocurre primeramente la replicación es el hígado y después el bazo. Posteriormente, a través del hígado se establece el transporte de virus al intestino, corazón y cerebro. El título correspondiente al nivel de virus en los orga- nos o tejidos aparece entre 72-120 h. después de la inoculación.

Estudios experimentales han demostrado que después de una infección viral en los peces, no se observan cambios histopatológicos en el hígado, bazo, corazón, intestino, etc. En cambio, los gónados han reportado hemorragias focales y necrosis. El crecimiento de los peces en interiores, los niveles de virus en sangre son bajos. En el agua, el virus que se detecta en ciertos peces, un reflejo de los que se encuentran en el agua.

Cuando los peces han sido infectados con el virus de la enfermedad del pez, éstos pueden actuar como reservorio de virus. Cuando se cultivan en agua con virus, éstos pueden ser transmitidos a otros peces. Cuando se cultivan en agua con virus, éstos pueden ser transmitidos a otros peces.

REFERENCIAS

Fijan, N.N. 1968. Progress Report on Acute Mortality of Channel Catfish Fingerlins Caused by a Virus. Bull. Off Int. Epizootol. 69(7-8): pp. 1167-1168.

Fijan, N.N.; T.L. Wellborn Jr. and J.P. Naftel, 1970. An Acute Viral Disease of Channel Catfish. Bur. Sport Fish and Wild. Tech. Pap. No. 43, 11 pp.

Heartwell, C.M. III, 1975. Immune Response and Antibody Characterization of the Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*) to a Naturally and Pathogenic Bacterium and Virus, U.S. Fish and Wild Sev. Tech. Paper No. 85. 34 pp.

Mayor, R.D.; J.P. Mac Craren and C.E. Smith 1975. Histopathological Changes in Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*) Experimentally and Naturally Infected with Channel Catfish Virus Disease. J. Fish Res. Bd. Can. 32. pp. 563-567.

Plumb, J.A. 1971. Channel Catfish Virus Disease in Southern United States. Proc. 25th Ann. Conf. Southeast Asso. Game and Fish. Comm. 25 pp. 489-493.

Plumb, J.A. 1973. Effects of Temperature on Mortality of Fingerling Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*). Experimentally Infected with Channel Catfish Virus. J. Fish. Res. Bd. Can. 30: pp. 568-570.

Plumb, J.A.; L.D. Wright and V.L. Jones, 1973. Survival of Channel Catfish Virus in Cilled Frozen and Decomposing Channel Catfish. The Prog. Fish Cult. 35: pp. 525-533.

Plumb, J.A. y J.L. Gaines. 1975. Channel Catfish Virus Disease, In The Patology of Fishes. Ed. W.E. Ribelin and G. Migaki. The U. of Wisconsin Press. Madison, Wis. pp. 287-302.

Plumb, J.A.; O.L. Green; R.O. Smitherman and G.B. Pardue, 1975. Channel Catfish Virus Experiments with Different Strains of Channel Catfish. Trans Amer. Fish Soc. 104: pp. 140-143.

Plumb, J.A. 1977. Channel Catfish Virus Disease. U.S. Bureau of Sport Fish and Wild. FDL 52 (Revised). 8 pp.

Wolf, K. 1966. The Fish Viruses in Advances in Virus Research. Ed. K.M. Smith and M.A. Lauffer. Academic Press, New York 12: pp. 35-101.

Wolf, K.E. and R.W. Darlington, 1971. Channel Catfish Virus. A New Herpesvirus of Ictalurid Fish. J. Virol 8: pp. 525-533.

Los factores que pueden tener relación con alguna deficiencia nutricional son: el tamaño y la- titud del sistema, el tamaño del pez y el tamaño de la ración de alimentación. La deficiencia de nutrientes puede ser causada por la disponibilidad de los nutrientes en el agua.

El estudio y solución a problemas que puedan presentarse durante el cultivo de peces requiere de un enfoque diferente al que es utilizado en organismos terrestres. Es necesario para el diagnóstico de enfermedades de peces, un conocimiento muy amplio de todos los factores ecológicos que pueden afectar a estos organismos. Para establecer un diagnóstico correcto de una enfermedad, se deberán relacionar las observaciones obtenidas de los peces enfermos en el laboratorio, con las condiciones del medio acuático y de alimentación a las que fueron sometidos dichos peces.

Una alimentación adecuada es muy importante para mantener a los peces en condiciones saludables. Muchas de las enfermedades están directamente relacionadas con deficiencias o excesos nutricionales, por lo que es recomendable conocer las condiciones del pez durante el diagnóstico de cualquier enfermedad. Una de las complicaciones principales durante la diagnosis de las enfermedades es que una mala nutrición, en ocasiones, proporciona las condiciones adecuadas para el desarrollo de organismos patógenos, lo cual provoca un mimetismo en el estado nutricional del hospedero.

El desarrollo de los peces puede ser variable en relación a la fuente del alimento. Las poblaciones de los peces que viven en condiciones silvestres se expanden de acuerdo a la disponibilidad del alimento en el medio ambiente y únicamente se notan deficiencias nutricionales cuando ocurren cambios ecológicos significativos que repercuten en el suministro del alimento. Los peces cultivados se clasifican en dos grupos: los que adquieren parte de su alimento del medio ambiente complementándolo con una dieta adecuada, con lo que normalmente no muestran signos de desnutrición ya que cualquier deficiencia queda compensada por el alimento que los peces adquieren del medio; y los que todo su alimento proviene del exterior como dietas completas cuidadosamente diseñadas.

Para la formulación y elaboración de dietas completas se deben considerar una serie de factores entre los que se incluyen los requerimientos nutricionales, propios del pez de acuerdo a su edad, la disponibilidad de la materia prima, palatabilidad y la digestibilidad de ésta. Un factor muy importante es la forma de presentación del alimento, que puede ser en pelets, hojuelas, etc., ya que de ésta dependerá la aceptación de la dieta. Una vez elaborada la formulación se deberá evaluar por alimentación directa

Los factores que pueden tener relación con alguna deficiencia nutricional son: el tamaño y la- titud del sistema, el tamaño del pez y el tamaño de la ración de alimentación. La deficiencia de nutrientes puede ser causada por la disponibilidad de los nutrientes en el agua.

El estudio y solución a problemas que puedan presentarse durante el cultivo de peces requiere de un enfoque diferente al que es utilizado en organismos terrestres. Es necesario para el diagnóstico de enfermedades de peces, un conocimiento muy amplio de todos los factores ecológicos que pueden afectar a estos organismos. Para establecer un diagnóstico correcto de una enfermedad, se deberán relacionar las observaciones obtenidas de los peces enfermos en el laboratorio, con las condiciones del medio acuático y de alimentación a las que fueron sometidos dichos peces.

Una alimentación adecuada es muy importante para mantener a los peces en condiciones saludables. Muchas de las enfermedades están directamente relacionadas con deficiencias o excesos nutricionales, por lo que es recomendable conocer las condiciones del pez durante el diagnóstico de cualquier enfermedad. Una de las complicaciones principales durante la diagnosis de las enfermedades es que una mala nutrición, en ocasiones, proporciona las condiciones adecuadas para el desarrollo de organismos patógenos, lo cual provoca un mimetismo en el estado nutricional del hospedero.

El desarrollo de los peces puede ser variable en relación a la fuente del alimento. Las poblaciones de los peces que viven en condiciones silvestres se expanden de acuerdo a la disponibilidad del alimento en el medio ambiente y únicamente se notan deficiencias nutricionales cuando ocurren cambios ecológicos significativos que repercuten en el suministro del alimento. Los peces cultivados se clasifican en dos grupos: los que adquieren parte de su alimento del medio ambiente complementándolo con una dieta adecuada, con lo que normalmente no muestran signos de desnutrición ya que cualquier deficiencia queda compensada por el alimento que los peces adquieren del medio; y los que todo su alimento proviene del exterior como dietas completas cuidadosamente diseñadas.

Cuando se hace una inoculación de CVVD en peces, el virus en el que ocurre primeramente la replicación es el hígado y después el bazo. Posteriormente, a través del hígado y bazo, el virus se transporta de nuevo al intestino, corazón y cerebro. El título correspondiente al nivel de virus en los órganos a tejidos aparece entre 72-120 h. después de la inoculación.

Estudios experimentales han demostrado que después de la infección viral en los peces, no se observan cambios histopatológicos en el hígado, bazo, corazón, intestino, etc. En cambio, los niveles de virus en el hígado y bazo son altos. El virus se detecta en los niveles de virus en el hígado y bazo en un período de 72-120 h. después de la inoculación.

Cuando los peces han sido infectados con el virus de la enfermedad de los peces, éstos pueden actuar como reservorios de virus. Cuando se les inyecta con el virus, éstos actúan como reservorios de virus. Cuando se les inyecta con el virus, éstos actúan como reservorios de virus.

REFERENCIAS

Fijan, N.N. 1968. Progress Report on Acute Mortality of Channel Catfish Fingerlings Caused by a Virus. Bull. Off Int. Epizootol. 69(7-8): pp. 1167-1168.

Fijan, N.N.; T.L. Wellborn Jr. and J.P. Naftel, 1970. An Acute Viral Disease of Channel Catfish. Bur. Sport Fish and Wild. Tech. Pap. No. 43, 11 pp.

Heartwell, C.M. III, 1975. Immune Response and Antibody Characterization of the Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*) to a Naturally and Pathogenic Bacterium and Virus, U.S. Fish and Wild Sev. Tech. Paper No. 85. 34 pp.

Mayor, R.D.; J.P. Mac Craren and C.E. Smith 1975. Histopathological Changes in Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*) Experimentally and Naturally Infected with Channel Catfish Virus Disease. J. Fish Res. Bd. Can. 32. pp. 563-567.

Plumb, J.A. 1971. Channel Catfish Virus Disease in Southern United States. Proc. 25th Ann. Conf. Southeast Asso. Game and Fish. Comm. 25 pp. 489-493.

Plumb, J.A. 1973. Effects of Temperature on Mortality of Fingerling Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*). Experimentally Infected with Channel Catfish Virus. J. Fish. Res. Bd. Can. 30: pp. 568-570.

Plumb, J.A.; L.D. Wright and V.L. Jones, 1973. Survival of Channel Catfish Virus in Cilled Frozen and Decomposing Channel Catfish. The Prog. Fish Cult. 35: pp. 525-533.

Plumb, J.A. y J.L. Gaines. 1975. Channel Catfish Virus Disease, In The Patology of Fishes. Ed. W.E. Ribelin and G. Migaki. The U. of Wisconsin Press. Madison, Wis. pp. 287-302.

Plumb, J.A.; O.L. Green; R.O. Smitherman and G.B. Pardue, 1975. Channel Catfish Virus Experiments with Different Strains of Channel Catfish. Trans Amer. Fish Soc. 104: pp. 140-143.

Plumb, J.A. 1977. Channel Catfish Virus Disease. U.S. Bureau of Sport Fish and Wild. FDL 52 (Revised). 8 pp.

Wolf, K. 1966. The Fish Viruses in Advances in Virus Research. Ed. K.M. Smith and M.A. Lauffer. Academic Press, New York 12: pp. 35-101.

Wolf, K.E. and R.W. Darlington, 1971. Channel Catfish Virus. A New Herpesvirus of Ictalurid Fish. J. Virol 8: pp. 525-533.

Los factores que pueden tener relación con alguna deficiencia nutricional son: el tamaño y la forma del cuerpo, el tamaño del hígado y el tamaño del bazo y el tamaño del intestino. Los factores que pueden tener relación con alguna deficiencia nutricional son: el tamaño y la forma del cuerpo, el tamaño del hígado y el tamaño del bazo y el tamaño del intestino.

El estudio y solución a problemas que puedan presentarse durante el cultivo de peces requiere de un enfoque diferente al que es utilizado en organismos terrestres. Es necesario para el diagnóstico de enfermedades de peces, un conocimiento muy amplio de todos los factores ecológicos que pueden afectar a estos organismos. Para establecer un diagnóstico correcto de una enfermedad, se deberán relacionar las observaciones obtenidas de los peces enfermos en el laboratorio, con las condiciones del medio acuático y de alimentación a las que fueron sometidos dichos peces.

CAPÍTULO 16

ENFERMEDADES NUTRICIONALES

Los bagres son susceptibles a enfermedades cuyas causas pueden provenir de organismos vivos (virus, bacterias, hongos, parásitos); compuestos tóxicos (metales, pesticidas, antibióticos, gases, etc.); factores físicos (presión osmótica, temperatura, pH, gases disueltos, etc.) y alimentación (deficiencias nutricionales, presencia de compuestos tóxicos, pérdida de nutrientes durante el procesamiento y almacenamiento, etc.).

Una alimentación adecuada es muy importante para mantener a los peces en condiciones saludables. Muchas de las enfermedades están directamente relacionadas con deficiencias o excesos nutricionales, por lo que es recomendable conocer las condiciones del pez durante el diagnóstico de cualquier enfermedad. Una de las complicaciones principales durante la diagnosis de las enfermedades es que una mala nutrición, en ocasiones, proporciona las condiciones adecuadas para el desarrollo de organismos patógenos, lo cual provoca un mimetismo en el estado nutricional del hospedero.

El desarrollo de los peces puede ser variable en relación a la fuente del alimento. Las poblaciones de los peces que viven en condiciones silvestres se expanden de acuerdo a la disponibilidad del alimento en el medio ambiente y únicamente se notan deficiencias nutricionales cuando ocurren cambios ecológicos significativos que repercuten en el suministro del alimento. Los peces cultivados se clasifican en dos grupos: los que adquieren parte de su alimento del medio ambiente complementándolo con una dieta adecuada, con lo que normalmente no muestran signos de desnutrición ya que cualquier deficiencia queda compensada por el alimento que los peces adquieren del medio; y los que todo su alimento proviene del exterior como dietas completas cuidadosamente diseñadas.

Para la formulación y elaboración de dietas completas se deben considerar una serie de factores entre los que se incluyen los requerimientos nutricionales, propios del pez de acuerdo a su edad, la disponibilidad de la materia prima, palatabilidad y la digestibilidad de ésta. Un factor muy importante es la forma de presentación del alimento, que puede ser en pelets, hojuelas, etc., ya que de ésta dependerá la aceptación de la dieta. Una vez elaborada la formulación se deberá evaluar por alimentación directa

a los peces y la observación cuidadosa de la respuesta de estos. La mayoría de los expertos en nutrición de peces consideran que una dieta es nutricionalmente balanceada cuando se observa una conversión dieta-pez igual o menor a 2.0.

REQUERIMIENTOS Y ENFERMEDADES NUTRICIONALES

El desarrollo de enfermedades nutricionales ocasionadas por deficiencias en la dieta de algún componente alimentario básico toma mucho tiempo antes de que los síntomas sean observados. Esto ocurre especialmente cuando falta en forma moderada algún nutriente o cuando se presentan infecciones por otros organismos patógenos, los cuales pueden enmascarar los síntomas por deficiencias nutricionales. Para lograr un diagnóstico correcto de una enfermedad nutricional es necesario evaluar cuidadosamente las condiciones en que se desarrollan los peces y compararlos con los parámetros normales de crecimiento. Es también importante realizar un análisis químico de la dieta que está siendo suministrada a los peces para establecer si ésta cumple con los requerimientos nutricionales que ellos necesitan.

Los factores que pueden tener relación con alguna deficiencia nutricional son: el tamaño y forma del alimento comparado con el tamaño de los peces y el método de administración, periodicidad diaria, uniformidad en la disponibilidad del alimento para todos los peces al mismo tiempo, características fisico-químicas del agua, etc.

El bagre es un pez omnívoro que ingiere cualquier material vegetal o animal, disponible incluyendo peces muertos y otros animales. Un reporte señala que el material encontrado en estómagos de bagres silvestres está constituido en promedio de un 46 por ciento de restos de peces grandes, 18 por ciento de peces forrajeros, 13 por ciento de restos de insectos terrestres, 8 por ciento de materia orgánica, 6 por ciento de algas filamentosas, 4 por ciento de restos de plantas superiores, 0.4 por ciento de entoproctos y 0.3 por ciento de moluscos (Torres, 1975).

REQUERIMIENTOS NUTRICIONALES

Nutriente en forma purificada	Nivel en la dieta para un crecimiento óptimo (%)	Rango para una tasa de crecimiento aceptable (%)
Proteína	28	28-39
Carbohidrato	20	10-20
Lípido	10	5-10
Fibra	10	10-20
Minerales	Sin información	

PROTEINAS Y AMINOACIDOS

Requerimientos nutricionales

En los cultivos de peces, se pretende convertir la mayor parte de la proteína suministrada en alimento a proteína muscular. El alto valor proteico de las dietas naturales, se atribuyen en parte a la escasa metabolización de los carbohidratos por parte de los propios peces.

El requerimiento mínimo de proteína en una dieta dependerá de la calidad de las materias primas con que se prepare ésta, principalmente en relación a la digestibilidad que presente y por conse-

cuencia a la disponibilidad de los aminoácidos presentes en dicha proteína que son esenciales para el pez.

NIVELES DE PROTEINA RECOMENDADOS COMO TANTO POR CIENTO DE LAS DIETAS PREPARADAS

	Joven	Subadulto	Adulto
Bagre	35-40	25-36	25-32
Trucha arco iris	38-40	36-38	34-36
Salmón chinook	47-56	43-47	40-42
Carpa	43-47	37-42	28-32
Anguila	50-56	45-50	

REQUERIMIENTO DE AMINOACIDOS EXPRESADO COMO TANTO POR CIENTO DE LAS DIETAS PREPARADAS

Arginina	--	Treonina	1-8
Fenilalanina	4-6	Lisina	1-2
Histidina	1-4	Metionina	2-1
Valina	3-3	Isoleucina	2-4
Leucina	3-2	Triptofano	1-8

Más importante que la necesidad de proteína total, son los requerimientos que los peces tienen por aminoácidos esenciales, los cuales deben ser administrados en el alimento. Se han detectado 10 aminoácidos importantes para el bagre: arginina, histidina, isoleucina, leucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina, triptofano y valina. La cisteína puede suplementar en la dieta parte del requerimiento de la metionina y la tirosina parte del requerimiento de la fenilalanina.

La cantidad de proteína en el alimento de los bagres y el balance de aminoácidos deben ser los adecuados pero no excesivos, ya que el pez requiere de energía tanto para la conversión de la proteína en tejido muscular propio, como para la excreción del exceso de proteína. Además la proteína es el ingrediente más caro en la elaboración de las dietas.

Efectos de Deficiencia

Las proteínas y aminoácidos son indispensables para los peces para la biosíntesis de compuestos esenciales como enzimas, hormonas, proteínas estructurales, pigmentos de melamina, histamina, creatina, acetilcolina, bases nitrogenadas, etc., o para la utilización y oxidación de lípidos y carbohidratos.

Muchos de los síntomas por deficiencia de aminoácidos o proteínas de peces no son específicos. El suministro de dietas bajas en proteína total y/o en uno o más aminoácidos esenciales trae por consecuencia una disminución o un cese en el crecimiento. Algunos de los parámetros nutricionales que pueden mostrar variación en el caso de deficiencia por aminoácidos esenciales son una conversión que puede ser > 2.0; el porcentaje en el aumento de peso es reducido; conteo de eritrocitos (< 750,000/ccm); concentración de hemoglobina (< 7.5 g/dl); hematocrito (< 37); apariencia anormal de los eritrocitos; concentración total de la proteína en el suero (< 3.5 g/dl) y un aumento en la mortalidad. El crecimiento normal de los peces se realiza en el momento en que los aminoácidos esenciales han sido integrados en la dieta. La falta de algún aminoácido esencial por períodos prolongados puede ocasionar la muerte del pez. Variaciones en los niveles de aminoácidos no esenciales o la ausencia de ellos en la dieta no tiene efecto alguno sobre los peces.

Un síndrome específico ocurre en el caso de la ausencia de triptofano en la dieta que puede afectar la formación del colágeno o la integridad del tejido, originando que el cuerpo del pez se observe doblado. Estos casos se conocen como scoliosis (curvatura de la columna vertebral) y lordosis (curvatura hacia adelante de la espina lumbar).

LIPIDOS

Requerimientos nutricionales

La importancia de los lípidos para los peces radica en que además de ser auxiliares en la flotación, los utilizan como fuente de energía y como materia prima en la síntesis de fosfolípidos y esteroides.

El punto de fusión de los lípidos presentes en las dietas es muy importante, ya que tanto la temperatura del agua como la del propio pez, tendrán un efecto sobre el estado físico de estos compuestos. Los peces utilizan más fácilmente los aceites líquidos que las grasas sólidas. Los peces de aguas calientes pueden ser alimentados con lípidos de bajo punto de fusión, los cuales serían poco aprovechados por peces adaptados a menores temperaturas. Una observación importante es que el suministro de triglicéridos en la dieta presenta un mejor aprovechamiento que en forma de ácidos grasos. A la fecha, no ha sido posible determinar los niveles óptimos de lípidos que deben ser administrados en las dietas para los peces. Sin embargo, normalmente se utilizan desde tres hasta 15 por ciento siendo recomendado para el bagre un 12 por ciento.

La falta de ácidos grasos esenciales en carpas, bagre y anguilas se manifiesta por el ácido graso 20:3w9 (ácido 5, 8, 11—eicosatrenoico). Los peces pueden sintetizar ácidos grasos de las series W7 y W9, pero no de las series W6 y W3.

Para la trucha se ha reportado la existencia de sólo un ácido graso esencial perteneciente a la familia del ácido linoléico que tiene una configuración 18:3w3 (ácido 11, 13, 15—octadecatrienoico). La trucha requiere un uno por ciento de éste ácido graso en la dieta, pero con la presencia de ácido linoléico (18:2w6), se pueden reducir los requerimientos de w3 en un 10 por ciento (0.1 por ciento de w3 en la ración). Los requerimientos de w3 y w6 del bagre aparentan ser mucho menores que los de la trucha.

Las mejores fuentes de ácidos grasos esenciales para los peces son los aceites de pescado ya que los aceites vegetales aunque son altos en w6, son bajos en w3.

CONTENIDO DE ACIDOS GRASOS ESENCIALES DE ALGUNAS GRASAS Y ACEITES

Fuente	Rango	
Aceite de arenque	18:3w3	18:3w6
Aceite de bacalao	18.7-26.9	0.9-1.6
Aceite de salmón	18.9-31.4	2.0-2.7
Aceite de soya	4.9-10.1	39.5-55.6
Aceite de maíz	0.1-1.5	50.0-56.9
Manteca	0.2-1.4	6.7-13.0

Efectos de exceso y deficiencia

Cuando se alimenta a los peces con un exceso de lípidos puede ocasionárseles obesidad excesiva o infiltración grasa del hígado; el cual toma una coloración amarillenta y un aspecto inflamado y grasoso. El mal funcionamiento del hígado trae como consecuencia fallas renales, presentándose retención de agua y edema en varios órganos del pez. El tratamiento que se sigue para evitar estos trastornos es la disminución de los lípidos en el alimento.

Cuando en una dieta hay una proporción elevada de ácidos grasos saturados y es administrada a los peces a temperaturas inferiores a 10°C; es recomendable incluir colina en la formulación como un auxiliar en el metabolismo de lípidos intracelulares, contribuyendo con esto a impedir que se formen obstrucciones en el intestino por solidificación de los lípidos dentro de él.

Por otro lado, una deficiencia de ácidos grasos en la dieta, puede ocasionar a los peces una reducción en su crecimiento, pérdida de pigmentación en la piel, erosión en las aletas, miopatía cardíaca, etc. Además si hay lesiones en las aletas se favorece a la invasión de bacterias oportunistas.

Entre los productos de oxidación de los ácidos grasos poliinsaturados se encuentran aldehídos, cetonas, alcoholes, ácidos, peróxidos, epóxidos, etc.; los dos últimos pueden ser muy tóxicos para los peces ya que ocasionan un síndrome similar a la distrofia muscular, enfermedad asociada a la deficiencia de alfa-tocoferol, la cual actúa como antioxidante liposoluble de los productos de oxidación de los ácidos grasos. También puede ocurrir una necrosis del tejido hematopoyético del riñón o la formación y acumulación en el hígado de ceroides, pigmento insoluble que se forma por la metabolización incompleta de los lípidos.

No existen tratamientos específicos para los peces afectados por los productos de oxidación de los lípidos. La mejor forma de prevenir las reacciones de oxidación es utilizar compuestos antioxidantes como el hidroxitolueno butilado (BHT), etoxiquinina o tocoferol en proporciones no mayores de 0.02 por ciento del producto final. El almacenamiento a bajas temperaturas no frena a las reacciones de oxidación.

CARBOHIDRATOS

Requerimientos nutricionales

Los peces carnívoros digieren y metabolizan a los carbohidratos en forma más lenta que los organismos superiores. Esto se debe probablemente a una adaptación evolutiva ya que su alimento generalmente es bajo en carbohidratos. El metabolismo de carbohidratos de peces herbívoros no es muy bien conocido.

No existen requerimientos nutricionales de carbohidratos para peces. La digestibilidad de estos compuestos está en relación directa con su estructura molecular. Así, el bagre utiliza polisacáridos como dextrina con más facilidad que los disacáridos o monosacáridos.

El papel fisiológico que tiene la fibra en la nutrición de peces no ha sido estudiada extensamente. Para el bagre, esta no es un componente importante en la dieta para el crecimiento o digestibilidad. Niveles mayores de 21 por ciento provocan una reducción en la absorción de nutrientes.

Sin embargo, la fibra igual que el almidón, por sus propiedades físico-químicas, son utilizadas con frecuencia para la elaboración de dietas, con diferentes presentaciones (pelets, hojuelas, etc.).

Son pocos los datos que se conocen sobre el efecto del exceso de carbohidratos en una dieta para peces. Sin embargo, los problemas ocasionados sobre salmónidos incluyen hiperglicemia en donde los niveles de glucosa en la sangre pueden aumentar de 70-120 mg/dl, que es el rango normal hasta 300 mg/dl, provocando letargo en el pez, oscurecimiento de su piel o rechazo del alimento. Además, puede ocurrir una hiperglucogenólisis hepática y aumento de peso del hígado, en donde la cantidad de glucógeno puede subir hasta 17 por ciento y el peso del hígado aumentar hasta tres por ciento sobre el peso del pez, provocando una mayor susceptibilidad a enfermedades por parásitos, bacterias y hongos y por consecuencia un incremento en la mortalidad.

VITAMINAS

Requerimientos nutricionales

Los requerimientos de vitaminas para trucha, salmón, bagre y anguila son bien conocidos.

REQUERIMIENTO VITAMINICO DE LOS PECES EN DIETAS COMPLETAS
(Peso Seco)

VITAMINA	CANTIDAD (mg/kg alimento)
Colina (cloruro)	3000
Niacina	150
Acido ascórbico	100
Acido pantoténico	40
Riboflavina	20
Piridoxina	10
Tiamina	10
Acido fólico	5
Vitamina B ₁₂	0.02
LIPOSOLUBLES	
A	0.7
D(*)	0
E	30
K	80

* La vitamina D no está reportada como esencial para peces.

El requerimiento puede expresarse como mg de vitamina/peso del pez/día, sin importar el tamaño o la edad del pez o mg de vitamina/kg de la dieta tomando en cuenta el crecimiento y envejecimiento del pez. Aunque ambos métodos son satisfactorios; para establecer un diagnóstico referente a alguna deficiencia vitamínica, es importante conocer cuál de los métodos fue utilizado en la alimentación de los peces.

La utilización de suplementos vitamínicos en las dietas son necesarios en el caso de cultivos intensivos en estanques o jaulas. Parte de la proteína puede provenir de alguno de los ingredientes de la dieta o se puede utilizar vitamina purificada. Normalmente se añaden cantidades extras de algunas de las vitaminas tales como tiamina, piridoxina y ácido ascórbico, para compensar sus pérdidas durante la elaboración y almacenamiento de la dieta.

Efectos de exceso y deficiencia

La diagnosis de la deficiencia vitamínica es difícil y se requiere la observación de síntomas, química sanguínea, hematología, ensayos vitamínicos de los tejidos, ensayos patológicos generales y concentración de vitaminas en la dieta. Un resumen de los síntomas causados por deficiencia de vitaminas es el siguiente:

COLINA

Bajo crecimiento; mala conversión del alimento; hemorragias en el riñón e intestinos; acumulación de lípidos neutros en el hígado; crecimiento hepático, infiltración grasa.

NIACINA

Pérdida de apetito, lesiones en el colon y recto; espasmos musculares al estar quietos; anemia; letargo; hemorragias y lesiones en la piel; tétano; sensibilidad a la luz; bajo crecimiento.

ACIDO ASCORBICO

Scoliosis y lordosis; impedimento de la formación de colágeno; alteración de los cartílagos; fragilidad de los capilares; lesiones en los ojos; hemorragias en la piel, hígado, riñón, intestino y músculo.

ACIDO PANTOTENICO

Dificultades respiratorias debido a necrosis; atrofiamiento y presencia de exudado en los filamentos branquiales; pérdida de apetito; letargo; bajo crecimiento; hemorragias y lesiones en la piel; dermatitis.

RIBOFLAVINA

Vascularización de la córnea; hemorragia en los ojos; opacamiento de los cristalinos; coloración anormal del iris; fotofobia; coloración oscura; hemorragia de la piel y aletas; anemia; pérdida de apetito; bajo crecimiento.

PIRIDOXINA

Desórdenes neurales; convulsiones; ataxia; hiperirritabilidad; anemia; pérdida de apetito; edema en la cavidad peritoneal; color azul violeta iridiscente en la piel; dificultad en la respiración; exoftalmia; rápido rigor mortis.

TIAMINA

Atrofia muscular; convulsiones seguidas por doblamiento del cuerpo y posible muerte; inestabilidad y pérdida del equilibrio; edema; pérdida de la coloración del cuerpo; pérdida del apetito e hiperexcitabilidad; bajo crecimiento.

ACIDO FOLICO

Bajo crecimiento; letargo; aleta caudal frágil; coloración oscura; anemia macrocítica.

VITAMINA B₁₂ (Cianocobalamina)

Problemas hematológicos; eritrocitos frágiles; anemia macrocítica; pérdida del apetito; bajo crecimiento.

BIOTINA

Lesiones en la piel; mucosa azul; atrofia muscular; convulsiones; eritrocitos frágiles; lesiones en la piel y colon; bajo crecimiento; pérdida de apetito.

INOSITOL

Bajo crecimiento; estómago distendido, incremento en el tiempo de evacuación estomacal; lesiones en la piel.

VITAMINA A (retinol y deshidroretinol)

Alteraciones retinales; exoftalmia; hemorragia en los riñones y en la base de las aletas; edema, bajo crecimiento. Un exceso provoca elevada actividad de fosfatasa alcalina, metaplasia en las escamas, epiteliales, hepatomegalia, esplenomegalia y osteopatía.

VITAMINA D

Sin signos específicos.

VITAMINA E (tocoferoles)

Miopatía del esqueleto; hígado, riñón y bazo serosos; edema; edema pericardial; distrofia muscular; fragilidad de los glóbulos rojos; anemia microcítica, exoftalmia; bajo crecimiento. Un exceso provoca bajo crecimiento, reacción tóxica del hígado y muerte.

VITAMINA K (metilnaftoquinonas)

Anemia, tiempo de coagulación largo (síntomas similares a los de la septicemia hemorrágica viral).

MINERALES

Requerimientos nutricionales

Los peces tienen los mismos requerimientos de minerales como nutrientes que los animales superiores, sólo que los primeros pueden adquirir algunos de estos elementos del agua por difusión.

REQUERIMIENTOS MINERALES DE PECES

MINERAL

REQUERIMIENTO (por kg de dieta)

Aluminio	2.00 mg
Azufre	1.50 g
Calcio	3.80 g
Cobalto	16.00 mg
Hierro	220.00 mg
Fósforo	5.17 g
Magnesio	1.10 g
Manganeso	15.00 mg
Potasio	5.30 g
Sodio	1.38 g
Zinc	14.00 mg

Nota: En algunos minerales presentes en la dieta, no se conoce su disponibilidad para los peces. Por otro lado, cuando en el agua hay deficiencia de yodo, calcio y fósforo, es recomendable agregar dichos elementos a los componentes de las dietas.

Efectos de exceso y deficiencia

Los estudios sobre deficiencias de minerales en peces son complicados para realizarlos por la dificultad de remoción de las trazas del mineral del medio acuoso. No se tiene conocimiento de los síntomas causados por deficiencias de muchos de los minerales; no obstante, se han reportado algunos de ellos:

Deficiencia de yodo:

Hiperplasia tiroidea, crecimiento anormal de la glándula tiroidea.

Deficiencia de zinc.

Formación de cataratas en los ojos; el síndrome es más severo si se incluye calcio, fósforo, potasio y sodio en ausencia del zinc.

Deficiencia de hierro

Reducción de la hemoglobina; hematocrito; presencia de eritrocitos inmaduros (anemia hipocrómica microcítica).

Deficiencia de calcio y fósforo.

Lordosis; escaso crecimiento del cráneo; baja conversión del alimento.

Exceso de potasio, hierro, zinc, cobre, yodo y molibdeno:

Escaso crecimiento.

Exceso de hierro y cobre

Nivel de hematocrito por abajo de lo normal.

FACTORES QUE AFECTAN EL VALOR NUTRITIVO DE LAS DIETAS PARA PECES

Existen tres tipos de dietas utilizadas en la alimentación de peces: las húmedas, con un 70 por ciento de humedad preparadas con un alto contenido de agua como pescado crudo, productos de carne y de vegetales; semihúmedas, con un 35 por ciento de humedad preparadas con material húmedo y seco; y las secas, con una humedad de 10 por ciento preparadas a partir de productos animales o vegetales secos. A estas dietas se les suplementa normalmente con vitaminas cristalinas, minerales, aminoácidos u otros productos purificados para balancear las deficiencias nutricionales que pudiera tener.

Durante la elaboración y almacenamiento de las dietas pueden ocurrir una serie de reacciones que pueden modificar algunos componentes importantes desde el punto de vista nutricional. Asimismo, algunas de las fuentes utilizadas para su elaboración pueden contener compuestos que limitan la digestibilidad de los nutrientes o pueden resultar tóxicos para los peces. Algunos de los principales factores que pueden afectar el valor nutritivo de una dieta se describen a continuación.

Factores que afectan a las proteínas:

El calor utilizado durante el procesamiento del alimento puede ser benéfico ya que al desnaturalizar a las proteínas aumenta su digestibilidad y además, puede destruir los factores antinutricionales de carácter protéico (inhibidores de proteasa, hemaglutininas, compuestos alergénicos, etc.).

Asimismo, el calor provoca destrucción de aminoácidos principalmente cisteína y metionina (oxidación a metionina sulfóxido o sulfona) y en menor grado treonina, triptofano, tirosina y serina. También puede provocar la formación de enlaces covalentes (ésteres, tioésteres, imidas, fosfodiésteres, anillos de lactona peptídicos, etc.) entre residuos de las proteínas y traer como consecuencia impedimentos para su hidrólisis por acción de proteasas.

Algunos inhibidores de proteasa pueden originarse de leguminosas y se caracterizan por ser termorresistentes.

Las proteínas pueden participar en reacciones de pardeamiento no enzimático, entre las que se encuentran las de Maillard que se realizan entre los grupos amino de los aminoácidos y los carbonilo de los azúcares reductores. Estas reacciones ocurren con facilidad en tejidos vegetales secos como forraje y granos. Otro tipo de pardeamiento no enzimático es provocado por la oxidación del ácido ascórbico, el cual puede oxidarse fácilmente y producir compuestos similares a los de las reacciones de Maillard causantes de modificaciones a proteínas y aminoácidos.

Las reacciones de pardeamiento enzimático ocurren debido a la acción de la polifenoxidasa sobre los compuestos fenólicos en tejidos vegetales al ser procesados. Los productos de la reacción, quinonas, forman fácilmente complejos con aminoácidos y proteínas causando su modificación o destrucción. En ocasiones pH mayores de 6.0 y exposición al oxígeno atmosférico son suficientes para que dichas reacciones se lleven a cabo sin necesidad de la presencia de la polifenoxidasa.

El posible efecto tóxico que puedan tener algunos de los compuestos formados por las reacciones de pardeamiento enzimático y no enzimático sobre los peces, no ha recibido suficiente atención.

La utilización de sustancias alcalinas durante el proceso puede causar modificaciones en residuos como arginina, cisteína y lisina, y provocar la formación de complejos o enlaces entre proteínas como ornitinoalanina (arginina-cisteína), lisinoalanina (lisina-alanina) y lantoina (cisteína-cisteína). Estos enlaces limitan la hidrólisis de las proteínas por acción de proteasas.

Factores que afectan a lípidos:

Las dietas para peces requieren de la presencia de ácidos grasos poliinsaturados los cuales son muy propensos a la oxidación con oxígeno atmosférico. Esta oxidación también llamada rancidez, puede ser ocasionada por una autooxidación catalizada por metales pesados o compuestos como la hemoglobina (grupo hemo); facilitada por calor, luz o radiaciones ionizantes. Se puede prevenir con el uso de antioxidantes. La rancidez puede ser ocasionada también por la oxidación enzimática que es catalizada por enzimas tales como la lipoxigenasa o lipoxidasa presentes en algunos tejidos vegetales. Se puede prevenir por inactivación enzimática.

La rancidez, además de afectar a ácidos grasos poliinsaturados, puede afectar a muchos otros compuestos como las vitaminas liposolubles, principalmente a la vitamina E (alfatocoferol).

Factores que afectan a carbohidratos:

En las reacciones de pardeamiento no enzimático de Maillard, intervienen como cosubstratos los azúcares reductores.

Otras reacciones en las que intervienen carbohidratos son las de caramelización, que por oxidación y deshidratación de los azúcares a altas temperaturas se forman sustancias que modifican el sabor y color del producto.

Factores que afectan a las vitaminas:

Las principales pérdidas de vitaminas son ocasionadas por diversos factores entre los que se mencionan: condiciones ácidas o alcalinas, oxidación y calor que ocurren principalmente en la elaboración de las dietas; por el efecto de la luz durante el almacenamiento y por la presencia de compuestos antimetabólicos presentes en las formulaciones. Los factores que afectan a las vitaminas son:

Vitaminas susceptibles a condiciones alcalinas: Tiamina, riboflavina, ácido pantoténico (forma ácida), vitamina K.

Vitaminas susceptibles a condiciones ácidas: Acido pantoténico (forma ácida), vitamina B₁₂ (calor).

Vitaminas susceptibles a oxidación (oxígeno atmosférico): Piridoxal fosfato, biotina, ácido ascórbico, vitamina A, vitamina E (tocoferol), vitamina K.

Vitaminas susceptibles a calor húmedo: Tiamina (medio neutro o alcalino), piridoxal y piridoxamina libres, ácido pantoténico, biotina, vitamina B₁₂ (medio ácido), vitamina A (carotenoides).

Vitaminas susceptibles a la luz: Riboflavina, piridoxal o piridoxamina libres (UV, medio neutro o alcalino), ácido fólico, vitamina B₁₂ (medio ácido), vitamina A (carotenoides), vitamina K.

Compuestos antimetabólicos

Tiamina: Tiaminasa (en leguminosa, pescado, levaduras); acetilcolina; oxitiamina.

Riboflavina: galactoflavin; flavinmonosulfato.

Piridoxal: desoxipiridoxina, oxopiridina, metoxipiridoxina.

Acido Pantoténico: 6 mercaptopurina, 2-6 diaminopurina, 8 azoguanina, ácido-metil-omega-pantoténico.

Niacina: ácido-piridin-3, sulfónico; 3, acetilpiridina, tioacetamida.

Biotina: avidina (clara de huevo cruda), ácido oxibiotinsulfónico.

Acido fólico: aminopterina.

Acido ascórbico: ácido D-ascórbico, ácido deshidroascórbico, ácido L-glucoascórbico, ácido 6-desoxi-L-ascórbico.

Inositol; isómeros y derivados metilados del mio-inositol, sales del mio-inositol con hexofosfato o fitina.

Puede haber pérdidas de vitaminas hidrosolubles en el caso de dietas húmedas si existe esta pérdida de agua durante el almacenamiento.

Factores que afectan a los minerales:

En las dietas húmedas, cuando hay pérdidas de agua o exudados durante su almacenamiento, pueden eliminarse aquellos minerales que estén dentro de su formulación y que sean solubles en agua. Asimismo, cuando están presentes ácidos orgánicos, compuestos fenólicos o algunas proteínas, pueden formar complejos con los minerales presentes y cambiar la composición del producto.

Compuestos tóxicos y antimetabolitos:

Los materiales utilizados para la elaboración de la dieta pueden ser fuente de compuestos tóxicos para los peces. Entre estos se encuentran:

Micotoxinas (afatoxinas), provenientes de cereales, cacahuete, soya, aceites vegetales, etc.

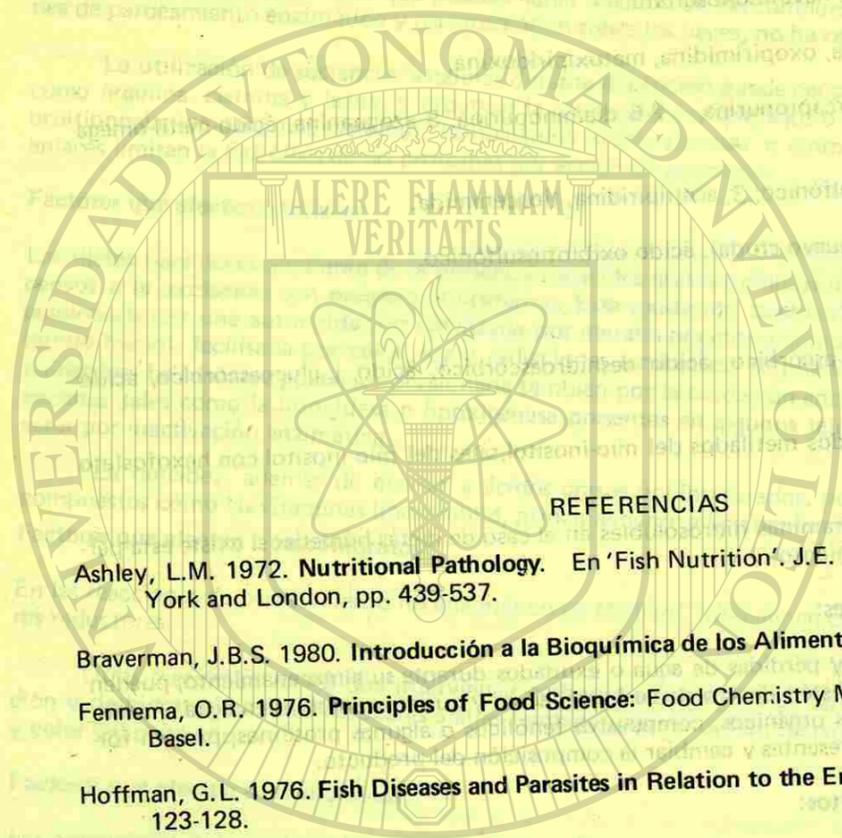
Compuestos tóxicos de origen vegetal: inhibidores de proteasa, hemaaglutininas, compuestos goitrogénicos, saponinas, gosispol.

Compuestos tóxicos de origen animal: toxinas de dinoflagelados, antibióticos y productos quimioterapéuticos, hormonas.

Pesticidas: herbicidas, fungicidas.

Metales pesados: mercurio, plomo, etc.

Otros ingredientes: agentes aglomerantes (celulosa, almidones modificados).



REFERENCIAS

Ashley, L.M. 1972. **Nutritional Pathology**. En 'Fish Nutrition'. J.E. Halver (Ed.) Academic Press, New York and London, pp. 439-537.

Braverman, J.B.S. 1980. **Introducción a la Bioquímica de los Alimentos**. Nueva Edición por Z. Berk.

Fennema, O.R. 1976. **Principles of Food Science: Food Chemistry** Marcel Dekker Inc. New York and Basel.

Hoffman, G.L. 1976. **Fish Diseases and Parasites in Relation to the Environment**. Fish Pathology 10 (2): 123-128.

Lovell, B.T. 1975. **Nutritional deficiencies in intensively cultured catfish**. En 'The Pathology of Fishes'. W.E. Ribelin y G. Migaki (Ed.) Univ. Wisconsin Press Madison pp. 721-731.

National Research Council. 1977. **Nutrient Requirements of Warmwater Fishes**. National Academy of Sciences, Washington, D.C.

Post, G. 1983. **Nutrition and Nutritional Diseases of Fishes**, En 'Textbook of Fish Health', TFH Publications, LTD, USA.

Potter, N.N. 1978. **La Ciencia de los Alimentos**. EDUTEX, S.A. México.

Roberta, R.J. 1981. **Patología de la Nutrición de los Teleosteos**. En 'Patología de los Peces'. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, España.

Snieszko, S.F. 1972. **Nutritional Fish Diseases**. En 'Fish Nutrition'. J.E. Halver (Ed). Academic Press. New York Press. New York and London. pp. 403-437.

Torres Morales, Manuel. 1975. **Biología pesquera de *Ictalurus punctatus* (Rafinesque), en la Presa Marte R. Gómez, Noreste de México**; Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León.

Los niveles de oxígeno en el agua deben ser superiores a 5 mg/l. Pero no mayores a 15 mg/l. En ocasiones cuando hay demasiado sol y el mismo tiempo hay viento y la temperatura es baja, el agua puede sobresaturarse con oxígeno, con concentraciones mayores del límite. Esto ocurre generalmente en estanques de gran tamaño, ya que el viento puede crear el agua. Por otro lado, el oxígeno de los estanques también puede consumirse durante los procesos de descomposición. La materia orgánica muerta procedente de hojas, peces u otros organismos consumen oxígeno durante un proceso de oxidación. Este y el proceso de respiración se realiza tanto en el día como en la noche y la fotosíntesis sólo en las horas que hay luz. Esto da lugar a que en ocasiones durante el día los niveles de oxígeno sean muy bajos y es necesario agregar oxígeno al agua, lo cual se logra a través de un poco de agua fría en oxígeno y agregando agua nueva o bien burbujas de aire. Para tanto, es importante tener en cuenta que el agua el oxígeno disuelto (DO) la demanda bioquímica del oxígeno (DBO) y la demanda química de oxígeno (DQO) son factores que influyen en la salud del pez.

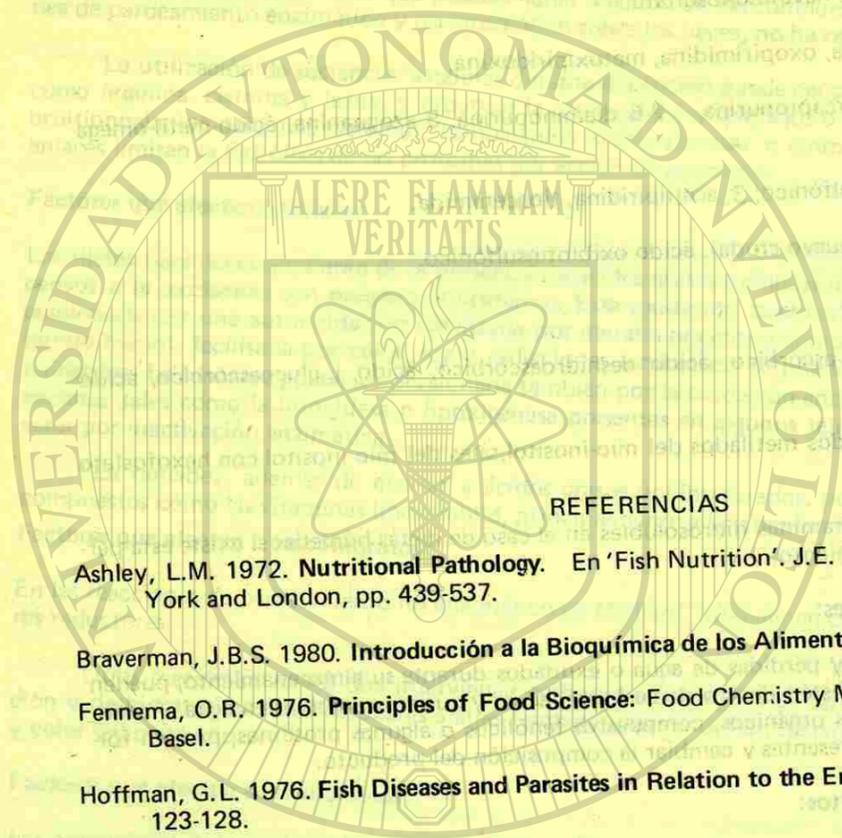
Los factores que influyen en la disponibilidad del agua para el óptimo desarrollo y reproducción de los peces está determinado por la calidad del agua, la cual es el medio donde ocurren la mayoría de las transformaciones físico-químicas de importancia biológica que pueden afectar la salud del pez.

La alteración importante de cualquier factor físico-químico por vía antropogénica o natural trae como resultado un impacto en el ecosistema acuático, sea este poblacional (ciclos, migraciones, natalidad, parasitismo, mortalidad o densidad) o ecosistémico (ciclos ecológicos, flujos energéticos, equilibrio respiración-fotosíntesis, etc.) de tal manera que la calidad del medio ambiente donde el pez se desarrolla influye grandemente en el flujo adecuado de una cadena alimenticia, enfermedades por la presencia nociva de agentes físico-químicos y en términos epidemiológicos se sabe que un agente patógeno provoca enfermedad sólo si las condiciones del medio ambiente le favorecen, de tal manera que como regla general prevalece el esquema: medio ambiente-agente patógeno-hospedero.

CAPÍTULO 17
IMPORTANCIA DEL MEDIO AMBIENTE EN LA PROPAGACION DE ENFERMEDADES



La calidad fisicoquímica y bacteriológica del agua juega un papel importante en el cultivo de peces.



REFERENCIAS

- Ashley, L.M. 1972. **Nutritional Pathology.** En 'Fish Nutrition'. J.E. Halver (Ed.) Academic Press, New York and London, pp. 439-537.
- Braverman, J.B.S. 1980. **Introducción a la Bioquímica de los Alimentos.** Nueva Edición por Z. Berk.
- Fennema, O.R. 1976. **Principles of Food Science: Food Chemistry** Marcel Dekker Inc. New York and Basel.
- Hoffman, G.L. 1976. **Fish Diseases and Parasites in Relation to the Environment.** Fish Pathology 10 (2): 123-128.
- Lovell, B.T. 1975. **Nutritional deficiencies in intensively cultured catfish.** En 'The Pathology of Fishes'. W.E. Ribelin y G. Migaki (Ed.) Univ. Wisconsin Press Madison pp. 721-731.
- National Research Council. 1977. **Nutrient Requirements of Warmwater Fishes.** National Academy of Sciences, Washington, D.C.
- Post, G. 1983. **Nutrition and Nutritional Diseases of Fishes,** En 'Textbook of Fish Health', TFH Publications, LTD, USA.
- Potter, N.N. 1978. **La Ciencia de los Alimentos.** EDUTEX, S.A. México.
- Roberta, R.J. 1981. **Patología de la Nutrición de los Teleosteos.** En 'Patología de los Peces'. Ediciones Mundi Prensa, Madrid, España.
- Snieszko, S.F. 1972. **Nutritional Fish Diseases.** En 'Fish Nutrition'. J.E. Halver (Ed.) Academic Press. New York Press. New York and London. pp. 403-437.
- Torres Morales, Manuel. 1975. **Biología pesquera de *Ictalurus punctatus* (Rafinesque), en la Presa Marte R. Gómez, Noreste de México;** Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León.

La mayoría de los peces utilizan agua que proviene de ríos o lagos, así como en las zonas de agua dulce, donde el agua es dulce y el contenido de oxígeno es bajo, por lo tanto, como los peces necesitan oxígeno en el agua en la que viven se utiliza esta fuente, también que supera dicho problema.

El estudio de las funciones fisiológicas cuando se está en el agua, como el contenido de oxígeno en el agua, los niveles de oxígeno en el agua deben ser superiores a 5 mg/l. Pero no mayores a 15 mg/l. En ocasiones cuando hay demasiado sol y el mismo tiempo hay viento y la temperatura es baja, el agua puede sobresaturarse con oxígeno, con concentraciones mayores del límite. Esto ocurre generalmente en estanques que están abiertos al viento, ya que el viento puede crear el agua. Por otro lado, el oxígeno de los estanques también puede consumirse durante los procesos de descomposición. La materia orgánica muerta procedente de hojas, peces u otros organismos consumen oxígeno durante un proceso de oxidación. Este y el proceso de respiración se realizan tanto en el día como en la noche y la fotosíntesis sólo en las horas que hay luz. Esto da lugar a que en ocasiones durante el día los niveles de oxígeno sean muy bajos y es necesario agregar oxígeno al agua, lo cual se logra a través de un poco de agua fría en oxígeno y agregando agua nueva o bien burbujas de aire. Por lo tanto, es importante tener en cuenta el oxígeno disuelto (DO) la demanda bioquímica del oxígeno (DBO) y la demanda química de oxígeno (DQO) en el agua y durante.

CAPÍTULO 17

IMPORTANCIA DEL MEDIO AMBIENTE EN LA PROPAGACION DE ENFERMEDADES

Los factores que influyen en la disponibilidad del agua para el óptimo desarrollo y reproducción de los peces está determinado por la calidad del agua, la cual es el medio donde ocurren la mayoría de las transformaciones físico-químicas de importancia biológica que pueden afectar la salud del pez.

La alteración importante de cualquier factor físico-químico por vía antropogénica o natural trae como resultado un impacto en el ecosistema acuático, sea este poblacional (ciclos, migraciones, natalidad, parasitismo, mortalidad o densidad) o ecosistémico (ciclos ecológicos, flujos energéticos, equilibrio respiración-fotosíntesis, etc.) de tal manera que la calidad del medio ambiente donde el pez se desarrolla influye grandemente en el flujo adecuado de una cadena alimenticia, enfermedades por la presencia nociva de agentes físico-químicos y en términos epidemiológicos se sabe que un agente patógeno provoca enfermedad sólo si las condiciones del medio ambiente le favorecen, de tal manera que como regla general prevalece el esquema: medio ambiente-agente patógeno-hospedero.



La calidad físicoquímica y bacteriológica del agua juega un papel importante en el cultivo de peces.

La mayoría de los estanques de peces utilizan agua que proviene de arroyos, ríos o lagos; sin embargo, en ocasiones se utiliza agua de pozo, que aunque es buena porque contiene pocos contaminantes, el contenido de oxígeno es bajo; por lo tanto, como los peces necesitan oxígeno en el agua en que viven si se utiliza esta fuente, tendrá que superarse dicho problema.

El estanque de peces funcionará adecuadamente cuando exista un balance entre la producción y el consumo de oxígeno.

Los niveles de oxígeno en el agua deberán ser superiores a 5 mg/l, pero no mayores a 15 mg/l. En ocasiones cuando hay demasiado sol y al mismo tiempo hay viento y la temperatura es baja, el agua puede sobresaturarse con oxígeno, con concentraciones mayores del límite. Esto ocurre generalmente en estanques de gran tamaño, ya que el viento puede aerear el agua. Por otro lado, el oxígeno de los estanques también puede consumirse durante los procesos de descomposición. La materia orgánica muerta procedente de hojas, peces u otros organismos consumen oxígeno durante un proceso de oxidación. Este y el proceso de respiración se realizan tanto en el día como en la noche y la fotosíntesis sólo en las horas que hay luz. Esto da lugar a que en ocasiones durante el día, los niveles de oxígeno sean muy bajos y es necesario agregar oxígeno al agua, lo cual se logra sacando un poco de agua pobre en oxígeno y agregando agua nueva o bien, burbujeando un poco de aire. Por lo tanto, es importante determinar en el agua el oxígeno disuelto (O D); la demanda bioquímica del oxígeno (DBO) y la demanda química de oxígeno (DQO), además de la temperatura, pH, turbidez, alcalinidad y dureza.

TEMPERATURA

Todas las especies de peces tienen un rango de temperatura dentro del cual crecen rápidamente. Al ser estos animales de sangre fría, la temperatura del cuerpo depende de la temperatura del agua en que viven.

Al aumentar la temperatura del agua se aceleran todos los procesos químicos; aumentan las necesidades de oxígeno, la velocidad de los procesos fisiológicos, la formación de sustancias inmunizantes, la toxicidad de algunas sustancias presentes. Además, la temperatura actúa directamente sobre procesos fisiológicos tales como la digestión, reacciones sensoriales, etc.

Los peces son capaces de adaptarse a temperaturas altas o bajas; sin embargo es necesario considerar las óptimas y las letales. Las primeras corresponden a las zonas de temperatura en donde el pez se mantiene en forma normal y las últimas son aquellas que provocan apatía y rigidez térmica.

Los efectos causados por los calentamientos de agua son la detención en la reproducción o aumento exagerado de las anomalías y malformaciones. La letalidad de la temperatura puede deberse a su sinergismo con otros factores, por ejemplo se ha determinado que el parasitismo aumenta considerablemente por el "stress" de temperatura, así como por el efecto aditivo causado por la eutrofización, contaminación, (aguas residuales), metabolitos y plaguicidas.

Cualquier deficiencia en el contenido de oxígeno o pH modifica la tolerancia térmica. Para determinar la temperatura del agua debe tomarse también la del aire y puede hacerse con un termómetro con rango de temperatura de 0-100°C graduado en décimas. Cuando el agua es profunda debe usarse un termómetro de máximos y mínimos.

pH

El pH es la medida de iones hidrógeno (H^+) en el agua y se mide en escala del 1 al 14; en donde, si el pH es igual a 7.0 el agua es neutra, es decir ni ácida ni alcalina, pH inferior a 7.0 indica acidez en el agua y superior a 7.0, alcalinidad. Los peces crecen mejor en un pH entre 6.5 y 9.0 y son muy sensibles a pH ácido.

El pH de los estanques puede variar bruscamente cuando llegan a ellos aguas de lluvia que han arrasado ácidos del suelo; por lo tanto para prevenir esto, se recomienda agregar a los estanques piedra caliza ($CaCO_3$) que actúe como regulador del pH.

Para determinar el pH del agua se puede utilizar papel indicador, o sea unas tirillas de papel impregnadas de sustancias químicas de tal forma que al ponerlas en contacto con el agua cambian de color, el cual se compara con una escala de colores que indica el pH de acuerdo al tono. Para obtener lecturas más exactas, generalmente se utilizan aparatos electrónicos llamados potenciómetros.

DUREZA

La dureza representa a las sales disueltas en el agua, éstas generalmente son de calcio y magnesio. Cuando el agua presenta un alto contenido de sales se le llama "agua dura" y cuando contiene pocas sales se le llama "agua blanda".

Clasificación del agua por su dureza:

mg/l $CaCO_3$	Descripción del agua
0-75	Blanda o suave
75-150	Moderadamente dura
150-300	Dura
> 300	Muy dura

Para tener un crecimiento óptimo los peces requieren una dureza del agua entre 50-300 mg/l. El análisis para determinar este parámetro se realiza en el laboratorio; sin embargo, una forma de saber si el agua presenta alta concentración de sales sin hacer uso de sustancias químicas, es mediante la observación de costras blancas en las paredes de los estanques al descender el nivel del agua en ellos; o bien, observar si al lavarse las manos con agua del estanque, el jabón tarda mucho tiempo en hacer espuma y si esta desaparece rápido, lo que indicará que el agua es dura.

Cuando el agua es demasiado blanda, se puede incrementar la dureza agregando limo al estanque con lo que se controlaría además la alcalinidad y el pH.

ALCALINIDAD

Esta es una habilidad de amortiguación que mide la concentración de carbonatos y bicarbonatos presentes en el agua. Estas sustancias se mezclan con los ácidos del agua y hacen que estos sean menos fuertes. Las aguas con alcalinidad entre 50 y 200 mg/l son las ideales para el cultivo de peces.

TURBIDEZ

Se emplea para determinar las partículas suspendidas en el agua entre las que se encuentran: lodo, polvo, tierra, detritus, etc. La turbidez es importante en los estanques profundos, ya que el exceso de partículas impiden el paso de la luz solar al fitoplancton presente en el agua y por consecuencia la falta de producción de oxígeno.

La turbidez puede medirse en el laboratorio utilizando un turbidímetro o bien en el propio estanque mediante un disco Secchi, el cual al sumergirlo en el agua y desaparecer a la vista a los 30 cm de profundidad se considera al agua como NO TURBIA, si este desaparece a la vista a menor profundidad el agua se considera como TURBIA.

Las alteraciones del oxígeno disuelto producen cambios naturales en el nado, supervivencia, crecimiento, consumo de alimento, etc., de los organismos acuáticos. No es adecuado utilizar el promedio de concentración de oxígeno disuelto, pues son más importantes los valores máximos y mínimos.

Siendo el oxígeno el más importante para el sostenimiento de la vida terrestre y acuática, los factores que alteran su concentración son: los niveles mínimos de agua, temperatura, contaminación orgánica, fotosíntesis, salinidad, pH, etc.

En un ecosistema la obtención de oxígeno se debe a su difusión en la atmósfera, fotosíntesis y cambios en la temperatura del agua; a la oxidación de materia orgánica y a reacciones de óxido-reducción.

Es importante hacer notar que también existe mortandad en peces debido a la sobresaturación de gases (oxígeno y nitrógeno) originados por factores físicos como cascadas, descargas epilímnicas, turbinas o rápidos que causan la enfermedad de las burbujas en los peces. Una sobresaturación del cinco por ciento causa un "stress" y a un 40 por ciento causa mortandades de curso rápido. Si el pez sobrevive a esta enfermedad, las lesiones causadas por las burbujas son la puerta de entrada para los agentes patógenos. Las burbujas (de oxígeno o nitrógeno) se presentan en vísceras, bajo la piel, ojos o branquias. Como regla general los gases son menos solubles en agua que contiene sales disueltas a una temperatura determinada.

Por otro lado, el fenómeno de eutroficación ocurre con el enriquecimiento de las aguas con nutrientes a un ritmo que no puede ser compensado por su degradación definitiva por la biota o mineralización de tal forma que la descomposición del exceso de materia orgánica hace disminuir la concentración de oxígeno en el medio acuático. Este fenómeno es el resultado de una interacción intensa entre el vaso acuífero y los ecosistemas terrestres circundantes y se vé intensificado por la intervención del hombre.

En el agua también debe controlarse la presencia de sustancias tóxicas, tales como aceites, hidrocarburos, pesticidas, sales inorgánicas (NO_3 , NO_2 , PO_4), fenoles, cresoles y metales pesados, los cuales pueden causar lesiones en los peces, tanto en branquias, como en intestino y piel. Actúan rápidamente en el sistema sanguíneo desde donde deterioran todos los órganos internos y causan su muerte o bien pueden contaminarlos de tal forma que no sean aptos para el consumo humano.

Otros contaminantes comunes en el agua son los detergentes, los cuales son usados primordialmente como agentes de limpieza. Generalmente son derivados de alquil-bencen-sulfonatos o bien sustancias biodegradables lineales de alcalato sulfonato; estas últimas más tóxicas que las primeras. Para tener seguridad en la vida acuática, la concentración de detergentes en el agua no deberá ser mayor de 0.3 mcg/l.

Aceites y grasas pueden estar suspendidas en el agua o formando una emulsión y presentar un peligro para la vida de los peces, ya que en algunos casos pueden causar efectos letales.

Los compuestos fenólicos causan serias alteraciones en los peces y aún cuando estos en ocasiones son más tóxicos que el fenol puro, es este compuesto el que se utiliza como referencia para determinar el grado de toxicidad de sus derivados. La concentración de compuestos fenólicos en el agua para que se vea afectada la vida acuática deberá ser no mayor de 0.1 mg/l.

Lo mismo ocurre con los gases como el amonio, el cual al disolverse en el agua forma hidróxido de amonio, que se disocia en iones amonio e hidroxilo e incluso amonio no ionizado, el cual representa la mayor toxicidad para los peces, causándoles problemas en las branquias. El cloro también representa riesgo para la vida acuática, la concentración de cloro residual no deberá ser mayor de 0.003 mg/l. El sulfuro de hidrógeno es otro gas tóxico sobre todo cuando se disuelve en el agua a pH bajo, afectando principalmente a la incubación de huevos o a peces pequeños.

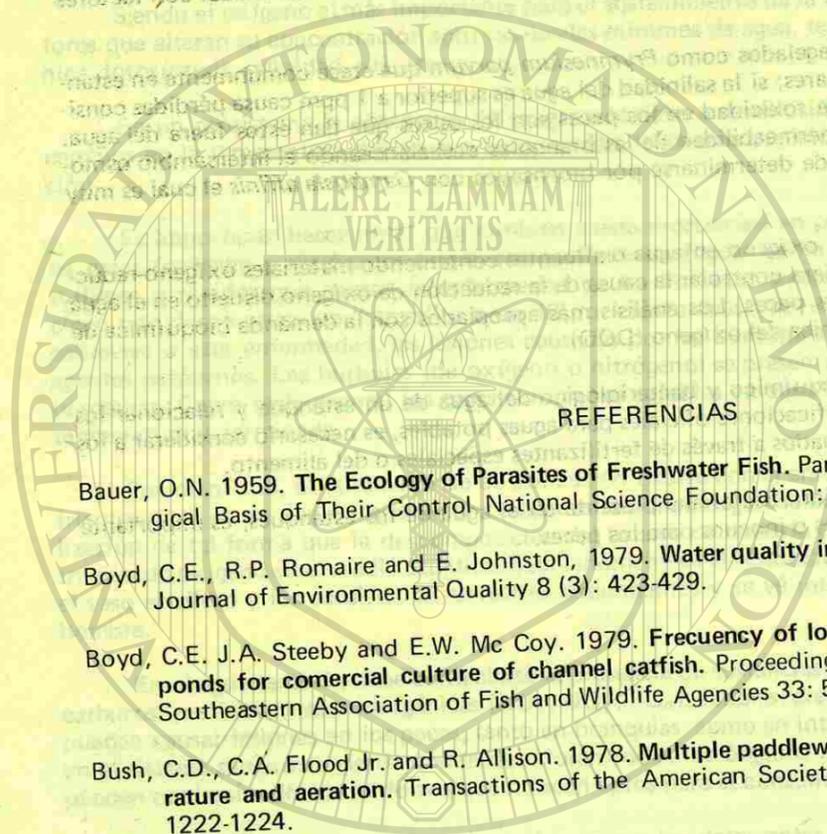
Algunas algas planctónicas producen toxinas extracelulares excretadas al agua y toxinas intracelulares después que las algas mueren y se desintegran. La cantidad de toxina no se correlaciona con la cantidad de algas, sino que estas son producidas sólo bajo ciertas condiciones relacionadas con factores fisicoquímicos del agua.

Algunas especies de dinoflagelados como *Prymnesium parvum* que crece comúnmente en estanques producen toxinas extracelulares; si la salinidad del agua es superior a 1 ppm causa pérdidas considerables. Los signos tempranos de toxicidad en los peces son los saltos que dan éstos fuera del agua. Las endotoxinas incrementan la permeabilidad de las branquias desbalanceando el intercambio osmótico. La presencia de toxinas puede determinarse por bioensayos con *Gambusia affinis* el cual es muy sensible a éstas.

Los análisis de demanda de oxígeno en agua o afluentes conteniendo materiales oxígeno-reductores, pueden ser de gran ayuda para controlar la causa de la reducción de oxígeno disuelto en el agua y por consiguiente la anoxia de los peces. Los análisis más apropiados son la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) y la demanda química del oxígeno (DQO).

Al realizar los análisis fisicoquímico y bacteriológico del agua de un estanque y relacionar los resultados obtenidos con las especificaciones oficiales para aguas potables, es necesario considerar a los nutrientes y oligoelementos adicionados a través de fertilizantes especiales o del alimento.

Asimismo, al identificar la flora bacteriana presente en el agua de los estanques, es importante diferenciar los organismos patógenos o inocuos para los peces.



REFERENCIAS

Bauer, O.N. 1959. **The Ecology of Parasites of Freshwater Fish**. Parasites of Freshwater and the Biological Basis of Their Control National Science Foundation: Washington, D.C. 1962. pp. 1-215

Boyd, C.E., R.P. Romaine and E. Johnston, 1979. **Water quality in channel catfish production ponds**. Journal of Environmental Quality 8 (3): 423-429.

Boyd, C.E. J.A. Steeby and E.W. Mc Coy. 1979. **Frecuency of low dissolved oxygen concentrions in ponds for comercial culture of channel catfish**. Proceedings of the Annual Conference of the Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies 33: 591-599.

Bush, C.D., C.A. Flood Jr. and R. Allison. 1978. **Multiple paddlewheels' influence on fish pond temperature and aeration**. Transactions of the American Society of Agricultural Engineers 21 (6): 1222-1224.

Bush, C.D. 1980. **Water circulation for pond aereation and energy conservation**. Proceedings of the World Mariculture Society 11: 93-101.

Colt, J. and G. Tchobanoglous. 1978. **Chronic exposure of Channel Catfish *Ictalurus punctatus* to ammonia: Effects on growth and survival**. Aquaculture 15 (4): 353-372.

Davis. 1980. **Effects of environmental pH and calcium on ammonia toxicity in channel catfish**. Transaction of the American Fisheries Society 109 (2): 229-234.

Chakroff, M. 1983. **Piscicultura. Cultivo de peces en estanques de agua dulce**. 1a. Edición en español. Editorial Concepto, S.A. México.

Reicheenbach, Klinke, H.H. 1982. **Enfermedades de los peces**. Traducción de la 2a. edición alemana (1980). 1a. edición española. Editorial Acirbia. Zaragoza, España.

Ribelin, W.E. and G. Migaki. 1975. **The Pathology of Fishes**. 1st. Ed. The University of Wisconsin, Press.

Smith L.S. 1982. **Introduction to fish physiology**. T.F. H. Publications. Inc. .

United States Environmental Protection Agency. 1976. **Quality Criteria for Water**, U.S. Governrment Printing Office. Washington, D.C.

CONVERSION DE TEMPERATURA DE GRADOS CENTIGRADOS A GRADOS FARENHEIT

°C	°F
0	32
1	33.8
2	35.6
3	37.4
4	39.2
5	41.0
6	42.8
7	44.6
8	46.4
9	48.2
10	50.0
11	51.8
12	53.6
13	55.4
14	57.2
15	59.0
16	60.8
17	62.6
18	64.4
19	66.2
20	68.0
21	69.8
22	71.6
23	73.4
24	75.2
25	77.0
26	78.8
27	80.6
28	82.4
29	84.2
30	86.0
31	87.8
32	89.6
33	91.4
34	93.2
35	95.0
36	96.8
37	98.6
38	100.4
39	102.2
40	104.0

CAPÍTULO 18

METODOS PARA DETERMINAR CARACTERISTICAS FISICAS Y QUIMICAS MAS IMPORTANTES DEL AGUA

OLOR

Colectar una muestra de agua en una botella limpia, tratando de que el líquido ocupe la mitad del volumen del recipiente. Agitar la botella vigorosamente, abrirla y percibir el olor despedido.

Si se desea que la percepción del olor sea más fuerte se sugiere calentar el agua en la misma botella hasta que alcance una temperatura de 40 a 60°C y posteriormente abrirla para percibir el olor.

COLOR

El color se determina por comparación visual de la muestra con soluciones coloreadas de concentraciones conocidas o bien utilizando discos de vidrio coloreados que han sido previamente calibrados. Una unidad de color se define como la producida por un miligramo de platino (ión cloroplatino) en un litro de agua destilada.

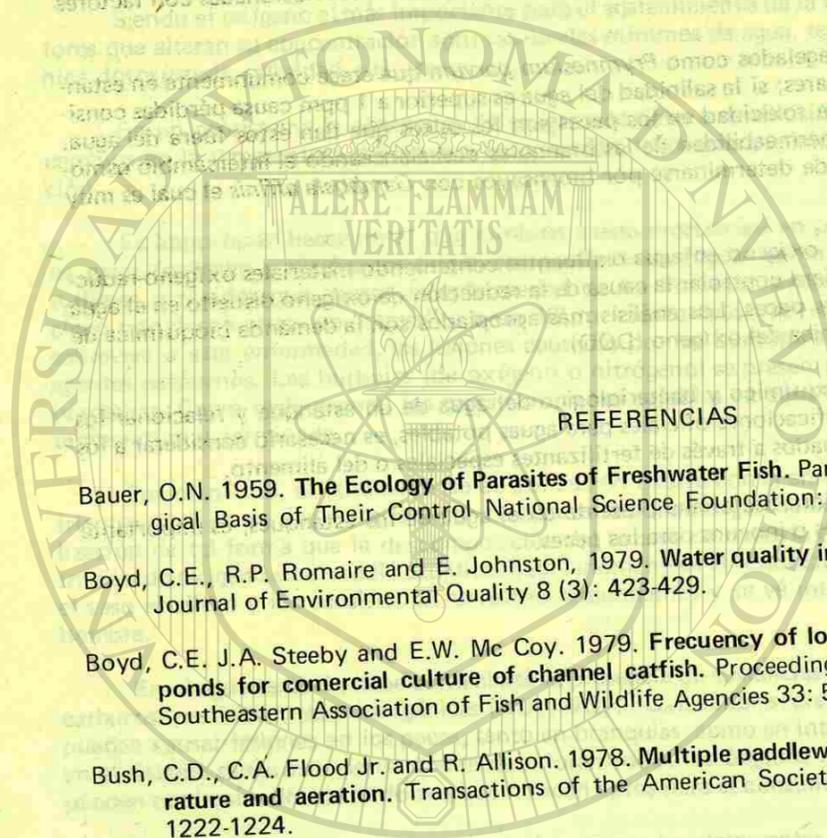
El color está relacionado con la turbidez y el pH del agua; por lo tanto, ambos parámetros deben ser valorados paralelamente.

TEMPERATURA

La temperatura debe tomarse en el punto donde se colecta la muestra. Debe sumergirse el termómetro en la corriente o en un recipiente lleno con la muestra y mantenerse dentro del agua hasta que el nivel del mercurio permanezca estático. La temperatura deberá leerse antes de extraer el termómetro del agua.

Puede utilizarse un termómetro de mercurio de escala centígrada de 0-100°C con subdivisiones de 0.5 o 1°C calibrado para inmersión total o parcial. El primero debe estar completamente sumergido en el agua en el momento en que se tome la lectura y el segundo, debe sumergirse en el agua a la profundidad del círculo grabado que aparece alrededor del vástago, abajo del nivel de la escala.

Al tomar la lectura, puede convertirse en grados Fahrenheit de acuerdo al siguiente cuadro:



REFERENCIAS

- Bauer, O.N. 1959. **The Ecology of Parasites of Freshwater Fish.** Parasites of Freshwater and the Biological Basis of Their Control National Science Foundation: Washington, D.C. 1962. pp. 1-215
- Boyd, C.E., R.P. Romaine and E. Johnston, 1979. **Water quality in channel catfish production ponds.** Journal of Environmental Quality 8 (3): 423-429.
- Boyd, C.E. J.A. Steeby and E.W. Mc Coy. 1979. **Frecuency of low dissolved oxygen concentrions in ponds for comercial culture of channel catfish.** Proceedings of the Annual Conference of the Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies 33: 591-599.
- Bush, C.D., C.A. Flood Jr. and R. Allison. 1978. **Multiple paddlewheels' influence on fish pond temperature and aeration.** Transactions of the American Society of Agricultural Engineers 21 (6): 1222-1224.
- Bush, C.D. 1980. **Water circulation for pond aereation and energy conservation.** Proceedings of the World Mariculture Society 11: 93-101.
- Colt, J. and G. Tchobanoglous. 1978. **Chronic exposure of Channel Catfish *Ictalurus punctatus* to ammonia: Effects on growth and survival.** Aquaculture 15 (4): 353-372.
- Davis. 1980. **Effects of environmental pH and calcium on ammonia toxicity in channel catfish.** Transaction of the American Fisheries Society 109 (2): 229-234.
- Chakroff, M. 1983. **Piscicultura. Cultivo de peces en estanques de agua dulce.** 1a. Edición en español. Editorial Concepto, S.A. México.
- Reicheenbach, Klinke, H.H. 1982. **Enfermedades de los peces.** Traducción de la 2a. edición alemana (1980). 1a. edición española. Editorial Acirbia. Zaragoza, España.
- Ribelin, W.E. and G. Migaki. 1975. **The Pathology of Fishes.** 1st. Ed. The University of Wisconsin, Press.
- Smith L.S. 1982. **Introduction to fish physiology.** T.F. H. Publications. Inc.
- United States Environmental Protection Agency. 1976. **Quality Criteria for Water,** U.S. Governrment Printing Office. Washington, D.C.

CONVERSION DE TEMPERATURA DE GRADOS CENTIGRADOS A GRADOS FARENHEIT

°C	°F
0	32
1	33.8
2	35.6
3	37.4
4	39.2
5	41.0
6	42.8
7	44.6
8	46.4
9	48.2
10	50.0
11	51.8
12	53.6
13	55.4
14	57.2
15	59.0
16	60.8
17	62.6
18	64.4
19	66.2
20	68.0
21	69.8
22	71.6
23	73.4
24	75.2
25	77.0
26	78.8
27	80.6
28	82.4
29	84.2
30	86.0

CAPÍTULO 18

METODOS PARA DETERMINAR CARACTERISTICAS FISICAS Y QUIMICAS MAS IMPORTANTES DEL AGUA

OLOR

Colectar una muestra de agua en una botella limpia, tratando de que el líquido ocupe la mitad del volumen del recipiente. Agitar la botella vigorosamente, abrirla y percibir el olor despedido.

Si se desea que la percepción del olor sea más fuerte se sugiere calentar el agua en la misma botella hasta que alcance una temperatura de 40 a 60°C y posteriormente abrirla para percibir el olor.

COLOR

El color se determina por comparación visual de la muestra con soluciones coloreadas de concentraciones conocidas o bien utilizando discos de vidrio coloreados que han sido previamente calibrados. Una unidad de color se define como la producida por un miligramo de platino (ión cloroplatino) en un litro de agua destilada.

El color está relacionado con la turbidez y el pH del agua; por lo tanto, ambos parámetros deben ser valorados paralelamente.

TEMPERATURA

La temperatura debe tomarse en el punto donde se colecta la muestra. Debe sumergirse el termómetro en la corriente o en un recipiente lleno con la muestra y mantenerse dentro del agua hasta que el nivel del mercurio permanezca estático. La temperatura deberá leerse antes de extraer el termómetro del agua.

Puede utilizarse un termómetro de mercurio de escala centígrada de 0-100°C con subdivisiones de 0.5 o 1°C calibrado para inmersión total o parcial. El primero debe estar completamente sumergido en el agua en el momento en que se tome la lectura y el segundo, debe sumergirse en el agua a la profundidad del círculo grabado que aparece alrededor del vástago, abajo del nivel de la escala.

Al tomar la lectura, puede convertirse en grados Fahrenheit de acuerdo al siguiente cuadro:

CONVERSION DE TEMPERATURA DE GRADOS CENTIGRADOS (°C)
A GRADOS FARENHEIT (°F)

°C	°F	°C	°F	°C	°F
-5	20.6	11	51.8	26	78.8
-4	24.8	12	53.6	27	80.6
-3	26.6	13	55.4	28	82.4
-2	28.4	14	57.2	29	84.2
-1	30.2	15	59.0	30	86.0
0	32.0	16	60.8	31	87.8
1	33.8	17	62.6	32	89.6
2	35.6	18	64.4	33	91.4
3	37.4	19	66.2	34	93.2
4	39.2	20	68.0	35	95.0
5	41.0	21	69.8	36	96.8
6	42.8	22	71.6	37	98.6
7	44.6	23	73.4	38	100.4
8	46.4	24	75.2	39	102.2
9	48.2	25	77.0	40	104.0

pH

Método Electrométrico

Se utiliza un potenciómetro, el cual desarrolla un voltaje cuando sus dos electrodos entran en contacto con la solución.

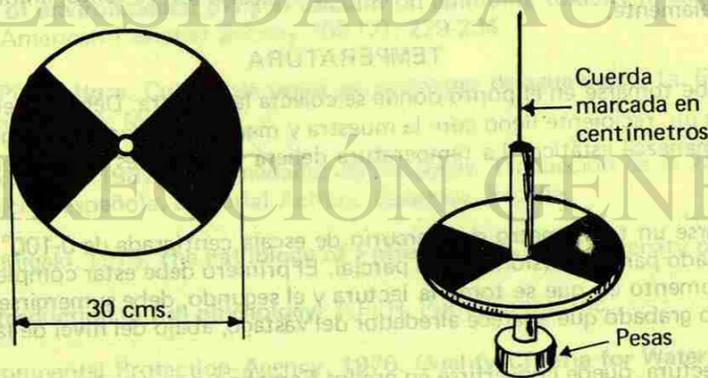
Esta medida se realiza de acuerdo a las instrucciones que marque el aparato usado para la prueba.

TURBIDEZ

1) Disco de Secchi (prueba de campo)

La medida de la turbidez está basada en la obstrucción óptica de los rayos luminosos cuando pasan a través del líquido. La unidad de turbidez es la producida por una ppm de sílice en agua destilada.

Se utiliza un disco de madera o metal de 30 cm de diámetro pintado de blanco y negro con pesas colgando para que le permitan sumergirse en el agua. El disco se suspende de un cordel marcado en centímetros.



Cuando el disco de Secchi se sumerge en el agua desaparece a la vista a cierta profundidad la cual se mide en el propio cordel que suspende al disco. Entre menor sea la distancia a la que desaparece, mayor será la turbidez del agua.

2) Método de Hellige

Colocar en el aparato (turbidímetro de Hellige) el filtro adecuado de acuerdo al grado de turbidez del agua y seleccionar la gráfica del agua.

Limpia cuidadosamente un vaso de turbidímetro con la profundidad adecuada según la gráfica. Transferir la muestra al vaso hasta el aforo. Colocar el tapón esmerilado en el vaso, tratando que no queden burbujas en el fondo; si persisten, removerlas con un agitador de vidrio y colocar nuevamente el tapón.

Limpia el exterior del vaso y colocarlo en su lugar en el aparato. Cerrar la puerta del aparato y encender la luz. Girar el disco graduado localizado al lado derecho del aparato hasta igualar la intensidad de los dos campos y tomar la lectura. Girar nuevamente el disco hasta que desaparezca la mancha.

Con la lectura obtenida consultar la gráfica correspondiente; en donde se describe la profundidad del vaso, tipo de filtro y el número de lámpara para la cual fue calibrada. Cuando las muestras son muy turbias, se diluyen con agua destilada y posteriormente se multiplica el resultado por el factor de dilución.

ALCALINIDAD

La alcalinidad en el agua se debe principalmente a la presencia de carbonatos, bicarbonatos e hidróxido de sodio, calcio magnesio, etc.

Para diferenciar las formas de alcalinidad se hace una titulación con ácido sulfúrico (0.02 N) y se observa el "vire" tanto con fenofaleína como naranja de metilo. Ambas se expresan como carbonato de calcio (CaCO₃). La suma de las dos corresponde a la alcalinidad total.

a) Alcalinidad a la fenofaleína

Transferir 50 ml de agua a un matraz Erlenmeyer de 250 ml. Agregar tres gotas de indicador de fenofaleína; se observa un color rosa.

Titular con ácido sulfúrico 0.02 N hasta que la solución se decolora. Tomar la lectura del ácido sulfúrico consumido.

$$\text{Alcalinidad a la fenofaleína como Ca CO}_3 \text{ (ppm)} = \frac{\text{ml H}_2 \text{ SO}_4 \text{ 0.02 N} \times 1000}{\text{volumen de muestra (ml)}}$$

b) Alcalinidad al Naranja de Metilo

Después de la titulación anterior, agregar a la solución cuatro gotas de indicador naranja de metilo. Se observa una coloración amarillenta. Titular con ácido sulfúrico 0.02 N hasta que la solución "vire" a un color canela. Tomar la lectura de ácido sulfúrico consumido.

$$\text{Alcalinidad al naranja de metilo como Ca CO}_3 \text{ (ppm)} = \frac{\text{ml H}_2 \text{ SO}_4 \text{ 0.02 N} \times 1000}{\text{volumen de muestra (ml)}}$$

Alcalinidad total (ppm) = Alcalinidad a la fenofaleína + Alcalinidad al naranja de metilo

DUREZA

La dureza del agua es originada por la disolución de sales de calcio y magnesio. De acuerdo a su dureza las aguas se clasifican en blandas, semiduras, duras y muy duras.

Transferir 25 ml de agua a un matraz Erlenmeyer de 125 ml. Agregar cinco gotas de solución amoniacal pH 10.0. Adicionar tres gotas de solución indicadora (negro ericromo T). Titular con una solución valorada de Versenato de sodio (EDTA) hasta que "vire" a color azul.

Tomar la lectura de EDTA consumido.

$$\text{Dureza total como Ca CO}_3 \text{ (ppm)} = \frac{\text{ml de EDTA} \times 1000}{\text{volumen de la muestra (ml)}}$$

OXIGENO DISUELTO

Método de Winkler

Indica el grado de oxigenación del agua. Cuando ésta se satura con oxígeno es porque está en contacto íntimo con el aire; pero en cambio cuando procede de pozos profundos, el contenido de oxígeno disuelto será nulo o muy reducido. Los peces y otros organismos más pequeños que viven en el agua necesitan oxígeno disuelto para su supervivencia.

Cuando se colecta una muestra para determinar en ella el oxígeno disuelto, deberán tomarse precauciones con respecto a la introducción de aire en el agua, ya sea durante las operaciones de bombeo o por otras fuentes, ya que de lo contrario los resultados obtenidos no serán verídicos.

Colectar una muestra de 300 ml de agua en un frasco de vidrio boca angosta con tapón esmerilado (puede utilizarse una botella para DBO) y tomar la temperatura de la misma. Quitar el tapón del frasco; agregar con una pipeta dos ml de solución de sulfato de manganeso. La punta de la pipeta se introduce abajo de la superficie del agua para permitir que la solución fluya sin quedar en contacto con el aire.

Agregar del mismo modo, dos ml de solución alcali-yoduro-nitrato. Colocar de nuevo el tapón de tal forma que no queden burbujas de aire abajo del mismo. Mezclar, invirtiendo varias veces durante tres minutos. Permitir que el precipitado resultante alcance la mitad del frasco. Volver a invertir el frasco si es necesario y dejar reposar. Quitar nuevamente el tapón y agregar dos ml de ácido sulfúrico concentrado.

Colocar cuidadosamente el tapón evitando el acceso de aire al frasco tapado. Mezclar varias veces por inversión, hasta que el precipitado se disuelva completamente y el líquido tome un color café o amarillo. Transferir todo el líquido a un matraz Erlenmeyer de 500 ml.

Titular la solución con tiosulfato de sodio hasta que ésta cambie a un color amarillo pálido o paja. Agregar al matraz uno o dos ml de solución indicadora de almidón con la que se produce un cambio a color azul. Seguir agregando la solución de tiosulfato de sodio gota a gota hasta la desaparición del color.

Tomar la lectura del tiosulfato de sodio consumido.

$$\text{Oxígeno disuelto (ppm)} = \frac{V_x N \times F}{m}$$

En donde:

V = ml de tiosulfato de sodio gastados.

N = Normalidad del tiosulfato de sodio.

F = Factor = 8 000

m = ml netos de muestra.

DEMANDA BIOQUIMICA DE OXIGENO (DBO)

Es la cantidad de oxígeno en mg/l necesarios para descomponer la materia orgánica presente en el agua por la acción bioquímica aerobia.

1. Preparación del agua de dilución.

Transferir agua destilada a un frasco con tapón de algodón; dejar un tiempo a que se sature de oxígeno disuelto. También puede lograrse esto burbujeando aire comprimido en el agua. La temperatura deberá ser muy próxima a 20°C.

De acuerdo al volumen de agua que se desea preparar, por cada litro deberá agregarse un ml de cada una de las siguientes soluciones amortiguadoras: de fosfato de potasio, sulfato de magnesio, cloruro de calcio y cloruro férrico.

Determinar OD por el método de Winkler.

2. Inoculación

El agua de dilución se inocula ya sea con el líquido sobrenadante de aguas negras domésticas; que previamente se ha mantenido a 20°C durante 24-36 horas; o bien con un cultivo realizado en el laboratorio a partir de tierra o suelo. También puede utilizarse como inóculo, agua de la corriente receptora, tomada abajo del punto de descarga del desecho particular. El agua de dilución inoculada deberá usarse el mismo día de su preparación.

3. Pre-tratamiento.

- Muestras que contengan acidez o alcalinidad cáustica.* Se neutralizan con NaOH o H₂SO₄ hasta obtener un pH de 7.0.
- Muestras que contengan compuesto de cloro residual.* Dejar reposar por 1-2 horas para que se disipe el cloro residual.
- Muestras sobresaturadas con oxígeno disuelto.* El OD deberá reducirse hasta el punto de saturación (depende del lugar donde se realiza la prueba) transfiriendo la muestra a un frasco hasta casi completar su volumen, a una temperatura de 20°C y agitando vigorosamente.

4. Técnica de dilución.

Se realizan las diluciones de la muestra preparada para que una vez incubadas, se obtengan los abatimientos necesarios. Se sugieren las siguientes diluciones: Para desechos sólidos concentrados: 0.1-1.0

por ciento; para aguas negras crudas o sedimentadas: 1-5 por ciento; para efluentes oxidados: 5-25 por ciento y para aguas fluviales contaminadas, 25-100 por ciento.

Transferir un volumen adecuado de la muestra (0.5-2 ml) a dos frascos especiales para DBO utilizando pipetas volumétricas de punta alargada. Llenar los frascos con suficiente agua de dilución para que se pueda insertar el tapón sin dejar burbujas. Paralelamente, llenar en la misma forma un frasco de DBO con agua de dilución inoculada que servirá de testigo.

5. Determinación del oxígeno disuelto (OD)

Determinar el OD inicial en una de las botellas de DBO con muestra diluida (D_1) y en el agua de dilución inoculada (B_1), utilizando el método de Winkler.

6. Incubación.

Incubar el testigo y la muestra diluida a 20°C durante cinco días. Transcurrido este tiempo determinar en ambas el OD por el método de Winkler (B_2 y D_2).

7. Cálculos.

a) Cuando no se requiere inoculación:

$$\text{DBO (mg/l)} = \frac{D_1 - D_2}{P}$$

b) Cuando se emplea agua de dilución inoculada:

$$\text{DBO (mg/l)} = \frac{(D_1 - D_2) - (B_1 - B_2)}{P}$$

En donde:

D_1 = OD de la muestra diluida, después de 15 minutos de su preparación.

D_2 = OD de la muestra diluida, después de la incubación.

P = Fracción decimal de la muestra utilizada.

B_1 = OD de la dilución de control del inóculo, antes de la incubación.

B_2 = OD de la dilución de control del inóculo, después de la incubación.

DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO (DQO)

Es la cantidad de oxígeno consumido por los cuerpos reductores presentes en el agua sin intervención de organismos vivos.

Transferir 50 ml de la muestra original o diluida a un matraz Erlenmeyer de 500 ml de junta esmerilada. Agregar perlas de vidrio para el control de ebullición.

Adicionar 25 ml de solución valorada de dicromato de potasio y posteriormente con CUIDADO 75 ml de H_2SO_4 concentrado. Mezclar bien después de cada adición para obtener una mezcla homogé-

nea. Fijar el matraz al refrigerante Friederichs y someter la mezcla a reflujo durante dos horas. Enfriar y lavar el refrigerante con 25 ml de agua destilada. Diluir la mezcla a 350 ml y titular el exceso de dicromato con una solución valorada de sulfato ferroso amoniacal, usando ferroína como indicador. El cambio de color es de azul verde a azul rojizo.

Paralelamente, se somete a reflujo en la misma forma, 50 ml de agua destilada en lugar de la muestra junto con todos los reactivos. Este servirá de testigo.

Se puede utilizar como catalizador el sulfato de plata (Ag_2SO_4) disolviendo directamente un g. de éste en los 75 ml de H_2SO_4 . Cuando es necesario diluir las muestras, el dicromato de potasio se diluye a 0.025 N.

Cálculos:

$$\text{DQO (mg/l)} = \frac{(a-b) c \times 8000}{\text{muestra (ml)}}$$

en donde:

a = ml de $\text{Fe (NH}_4)_2 (\text{SO}_4)_2$ gastados para el testigo.

b = ml de $\text{Fe (NH}_4)_2 (\text{SO}_4)_2$ gastados para la muestra.

c = normalidad del $\text{Fe (NH}_4)_2 (\text{SO}_4)_2$

ANÁLISIS BACTERIOLÓGICO DEL AGUA

El agua natural es un buen reservorio de microorganismos; arrastra un número elevado de partículas cargadas de bacterias de las cuales la gran mayoría sobrevive períodos cortos.

Los grupos de bacterias mejor adaptadas al suelo y al agua corresponden al género *Bacillus* y *Pseudomonas*. Sin embargo, en el agua suele encontrarse al grupo coliforme predominando los géneros *Citrobacter* y *Enterobacter*.

En el agua pueden detectarse a su vez bacterias con propiedades patógenas definidas; como son *Escherichia coli*, *Salmonella typhi* y *Shigella sp.* Junto con éstos, es preciso controlar la presencia de enterococos.

Los peces pueden verse afectados en mayor o menor grado cuando el agua en que viven presenta poblaciones bacterianas elevadas; por lo tanto, el control bacteriológico del agua debe realizarse con frecuencia.

Para coleccionar una muestra de agua que será analizada bacteriológicamente, deberá tomarse en cuenta lo siguiente:

Deberá ser coleccionada por una persona capacitada.

Se utilizarán frascos de vidrio boca ancha con tapón esmerilado previamente esterilizados.

Si se sospecha que es agua clorada deberá agregarse al frasco antes de esterilizarlo 0.5 ml de una solución de tiosulfato de sodio 0.01 N, con el objeto de eliminar el cloro presente.

Cuando el agua es de llave o de pozo profundo extraída con bomba, la colecta se realiza después de flamear la salida y dejarla correr durante cinco minutos.

Cuando es de lagos, ríos, etc., deberá evitarse tomarla de las orillas y de las zonas superficiales o excesivamente profundas. El mejor método es destapar el frasco aproximadamente a 20 cm de profundidad y ahí llenarlo a contracorriente.

El traslado de la muestra al laboratorio deberá hacerse a la mayor brevedad y los frascos deberán sumergirse en hielo (0-10°C). En las muestras que son analizadas 48 hs después de su colecta, los resultados no se considerarán como significativos.

El análisis bacteriológico del agua comprende:

Cuentas de mesofílicos aerobios, coliformes totales y fecales y enterococos.

Cuenta de mesofílicos aerobios.
(Método de difusión en placa)

Evitando todo tipo de contaminación durante la operación, se transfieren 10 ml de la muestra a un frasco conteniendo 90 ml de solución amortiguadora de fosfatos pH 7.2, se agita y a partir de ésta se preparan diluciones decimales hasta 10^{-3} utilizando la misma solución diluyente.

A partir de la muestra y de cada dilución se transfiere un ml a placas Petri estériles, se agregan 15 ml de agar para cuenta estándar fundido y conservado a 45°C, se homogeniza y se deja solidificar para posteriormente incubar las placas a 35°C/48 hs.

Utilizando un contador de colonias, se cuentan las que se hayan desarrollado en las placas, incluyendo las puntiformes. Si dos de las placas presentan entre 30-300 colonias, se determina la media aritmética de los dos valores y se multiplica por el factor de dilución a menos que uno de ellos fuera superior al doble del otro, en ese caso se considera el valor más bajo. Cuando las placas presentan cuentas menores a 30 colonias, se procede igual que en el caso anterior, sólo que en lugar de considerar el valor más bajo, se toma la menor dilución. Si las placas presentan cuentas mayores a 300 colonias, se toma el número de colonias por centímetro cuadrado y se estima el número total de colonias en la placa considerando que las placas Petri tradicionales tienen 65 cm².

Cuenta de organismos coliformes
(Método del número más probable "NMP")

a) Prueba presuntiva:

A partir de la muestra se transfieren alícuotas de 10 ml a cada uno de los cinco tubos con 20 ml de caldo lactosado de concentración 150 por ciento; un ml y 0.1 ml respectivamente a dos series de cinco tubos con 10 ml de caldo lactosado de concentración normal.

Los tubos se incuban a 35°C/24-48 hs, la formación de gas en cualquier cantidad en alguno de los tubos en el tiempo de incubación hace considerar a la prueba como positiva.

b) Prueba confirmativa:

A partir de cada uno de los tubos positivos resembrar por 2-3 asadas a un tubo con caldo verde brillante bilis dos por ciento. Incubar a 35°C/24-48 hs. La formación de gas dentro de las 48 horas de incubación hace considerar la prueba como positiva.

Consultar en las tablas el NMP de organismos coliformes mediante la combinación de tubos positivos de las tres series en la prueba confirmatoria. Si se desea identificar a los microorganismos presen-

tes, se siembra a partir de los tubos positivos o negativos por estría cruzada para aislamiento de colonias en medios tales como agar-eosina azul de metileno y agar Mac Conkey se incuban a 35°C/24 hs. y se obtienen cultivos puros de los diferentes tipos de colonias desarrolladas. Posteriormente se identifican por su morfología tinción al Gram y pruebas bioquímicas.

Cuenta de coliformes fecales:

A partir de cada uno de los tubos positivos en la prueba presuntiva para organismos coliformes, resembrar por dos a tres asadas en tubos con caldo EC y caldo triptona los cuales, previamente fueron atemperados a 44.5°C ± 0.2°C. Incubar a esta misma temperatura los tubos inoculados, durante 24-48 hs.

Con los tubos de caldo EC positivos (gas en la campana de fermentación) y que a su vez son indol positivo en el caldo triptona, se determina el NMP en las tablas, en la misma forma que se hizo para coliformes totales.

Cuenta de enterococos

a) Prueba presuntiva:

A partir de la muestra transferir alícuotas de 10 ml a cada uno de cinco tubos con 20 ml de caldo azida dextrosa de concentración 150 por ciento; 1.0 y 0.1 ml respectivamente a dos series de tubos con 10 ml del mismo medio a concentración normal. Incubar a 35°C/24-48 hs. Cualquier turbidez en los tubos hace considerar a la prueba como positiva.

b) Prueba confirmatoria:

A partir de los tubos con turbidez en la prueba presuntiva, transferir 2-3 asadas a tubos conteniendo 10 ml de caldo violeta de etilo. Incubar a 35°C/24-48 hs. La presencia de enterococos se manifiesta en aquellos tubos que presentan un sedimento púrpura. La estimación del NMP se logra en la misma forma que para organismos coliformes.

REACTIVOS Y MEDIOS DE CULTIVO

ALCALINIDAD

Solución indicadora de fenoftaleína

Fenoftaleína (sal sódica)	0.5 g
Agua destilada	100 ml

Solución indicadora de naranja de metilo

Naranja de metilo	0.05 g
Agua destilada	100 ml

DUREZA
Solución amortiguadora pH 10.0

a) Versenato de sodio "EDTA" (seco)	1.179 g
Sulfato de magnesio (MgSO ₄ · 7H ₂ O)	0.780 g
Agua destilada	50 ml

b) Cloruro de amonio (NH ₄ Cl)	16.9 g
Hidróxido de amonio (NH ₄ OH)	143 ml
Disolver.	

Mezclar las soluciones, vertiendo (a) en (b), agitar, diluir a 250 ml, con agua destilada y conservar en un frasco herméticamente cerrado.

Solución indicadora negro ericromo T

Negro Ericromo T	0.5 g
Cloruro de sodio (Na CL)	100 g

Mezclar los dos sólidos en un mortero hasta que se integren completamente. Conservar en frasco herméticamente cerrado.

Solución de EDTA

EDTA (seco)	3.723 g
Agua destilada	1000 ml

Disolver el EDTA en 150 ml, de agua destilada, verter la solución a un matraz aforado de 1000 ml; enjuagar el recipiente con tres porciones de 100 ml. de agua destilada y verterlas al matraz aforado. Diluir a 1000 ml. con agua destilada y mezclar. La solución puede ser estable durante seis meses.

OXIGENO DISUELTO "O D"

Solución de sulfato de manganeso

Mn SO ₄ 4H ₂ O	480 g
Agua destilada	1000 ml

Solución de alcali-yoduro-nitruro

a) Na OH	500 g
Agua destilada	600 ml
b) KI	150 g
Agua destilada	150 ml

Agregar la solución (b) a la solución (a), con agitación constante y diluir a 1000 ml, con agua destilada.

c) Nitruro de sodio (Na N ₃)	10 g
Agua destilada	40 ml

Agregar la solución (c) a la mezcla de (a y b), se agita y se conserva en un frasco con tapón de plástico.

Solución indicadora de almidón

Almidón	1 g
Agua destilada	10 ml

Agitar hasta formar una suspensión lechosa. Verter esta suspensión en 200 ml, de agua destilada en ebullición. Agitar la solución y dejar hervir durante tres minutos.

Se enfría la solución y se deja reposar por 12 horas. El líquido sobrenadante se vierte a un frasco, reactivo y se le agregan cuatro gotas de tolueno para preservarlo.

Solución de tiosulfato de sodio

Na ₂ S ₂ O ₃ · 5H ₂ O	9.307 g
Agua destilada hervida	1000 ml

La sal se disuelve en 300 ml, de agua destilada hervida y se vierte a un matraz de aforación de 1000 ml. El recipiente en que se disolvió la sal se lava tres veces con porciones de 100 ml de agua destilada hervida, las cuales se vierten al matraz aforado. Se agrega 0.4 g de NaOH en lentejas, se mezcla hasta que éstas se disuelvan. Se diluye a 1000 ml con agua destilada hervida.

DEMANDA BIOQUIMICA DE OXIGENO "D B O"

Solución amortiguadora de fosfatos

KH ₂ PO ₄	8.5 g
K ₂ H PO ₄	21.75 g
Na ₂ HPO ₄ · 7H ₂ O	33.4 g
NH ₄ Cl	1.7 g
Agua destilada	1000 ml

Disolver las sales en 500 ml de agua destilada y diluir a un litro. El pH de la solución sin ajuste alguno debe ser de 7.2.

Solución de sulfato de magnesio

MgSO ₄ · 7H ₂ O	22.5 g
Agua destilada	1000 ml

Solución de cloruro de calcio

Ca Cl ₂ anhidro	27.5 g
Agua destilada	1000 ml

Solución de cloruro férrico

Fe Cl ₃ · 6H ₂ O	0.25 g
Agua destilada	1000 ml

Solución de Na Oh 1N

Na OH	40 g
Agua destilada	1000 ml

Solución de H₂ SO₄ 1N

H ₂ SO ₄ conc.	27.7 ml
Agua destilada	1000 ml

Solución de sulfito de sodio 0.25 N

Na ₂ SO ₃ anhidro	1.575 g
Agua destilada	1000 ml

Debe prepararse el día que se va a usar. Es muy inestable.

DEMANDA QUIMICA DE OXIGENO

Solución de dicromato de potasio 0.25 N

K ₂ Cr ₂ O ₇	12.259 g
Agua destilada	1000 ml

El dicromato de potasio se seca por dos horas a 103°C.

Solución de sulfato ferroso amoniacal 0.25 N

Fe (NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂ · 6H ₂ O	98	g
H ₂ SO ₄ concentrado	20	ml
Agua destilada	1000	ml

La sal se disuelve en 500 ml, de agua destilada, se agrega el H₂SO₄ y se diluye a 1000 ml. La solución debe titularse el día que se va a usar.

Titulación: Se diluyen 25 ml. de la solución valorada de dicromato de potasio a 250 ml. Se agregan 20 ml. de H₂SO₄ concentrado y se deja enfriar. Se titula con la solución de sulfato férrico amoniacal, usando dos a tres gotas del indicador ferroin.

Normalidad: $\frac{\text{ml de K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7 \times 0.25}{\text{ml de Fe (NH}_4)_2 \text{ (SO}_4)_2}$

Indicador de Ferroin

3,10-Fenantrolina, H ₂ O	1.485 g
Fe SO ₄ · 7H ₂ O	0.695 g
Agua destilada	100 ml

MEDIOS DE CULTIVO

Agar para cuenta estándar

Peptona de caseína	5.0	g
Extracto de levadura	2.5	g
Dextrosa	1.0	g
Agar	15.0	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes en el agua destilada y esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH final 7.0 ± 0.1.

Caldo lactosado

Peptona	5.0	g
Extracto de carne	3.0	g
Lactosa	5.0	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes en agua destilada, distribuir en tubos con campana de fermentación, Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH final 6.9 ± 0.1.

Caldo Verde Brillante Bilis 2 por ciento

Bilis de buey deshidratada	20.0	g
Lactosa	10.0	g
Peptona	10.0	g
Verde brillante	0.0133	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes en el agua destilada, distribuir en tubos con campana de fermentación. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH final 7.2 ± 0.2.

Caldo triptona

Triptona	10	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver en agua destilada, distribuir en tubos. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos. pH final 6.9 ± 0.1.

Caldo azida dextrosa

Peptona	15.0	g
Extracto de carne	4.5	g
Dextrosa	7.5	g
Cloruro de sodio	7.5	g
Azida de sodio (nitruro de sodio)	0.2	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes en el agua destilada, distribuir en tubos, esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos. NO RECALENTAR. pH final 7.2 ± 0.2.

Caldo violeta de etilo

Triptona	20.0	g
Dextrosa	5.0	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Fosfato de potasio	2.7	g
Nitruro de sodio	0.4	g
Violeta de etilo	0.00083	g
Agua destilada	1000	ml

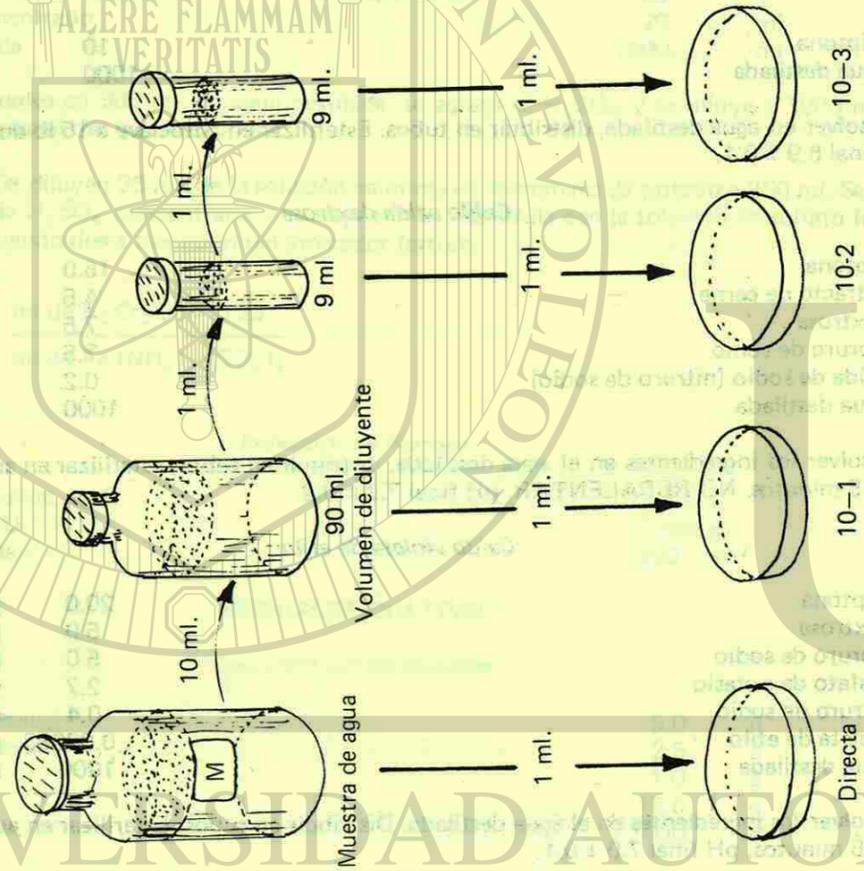
Disolver los ingredientes en el agua destilada. Distribuir en tubos. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH final 7.0 ± 0.1.

Caldo EC

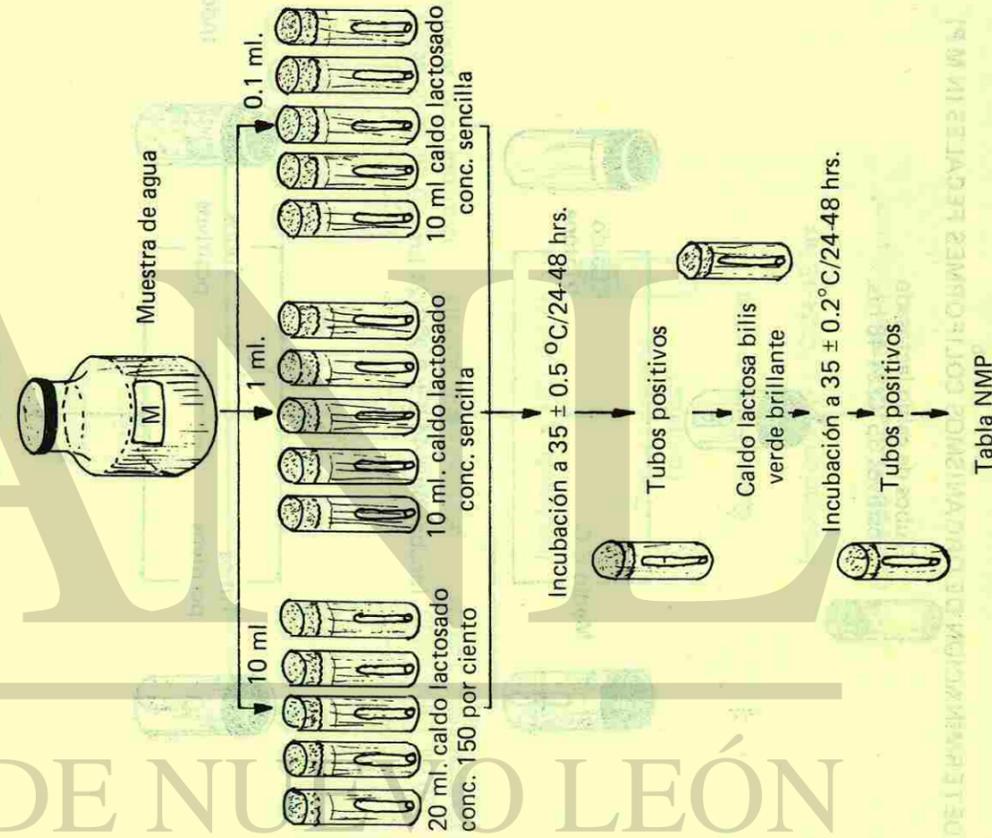
Triptona	20.0	g
Lactosa	5.0	g
Sales biliares	1.5	g
Fosfato de potasio	2.75	g
Fosfato monopotásico	1.5	g
Cloruro de sodio	5.0	g
Agua destilada	1000	ml

Disolver los ingredientes en el agua destilada. Distribuir en tubos con campana de fermentación. Esterilizar en autoclave a 15 lb durante 15 minutos, pH final 6-9.

PREPARACION DE DILUCIONES E INOCULACION DE PLACAS PARA CUENTA DE BACTERIAS MESOFILICAS AEROBIAS



DETERMINACION DE COLIFORMES (N M P) SERIE 5(10), 5(1) Y 5(0.1)

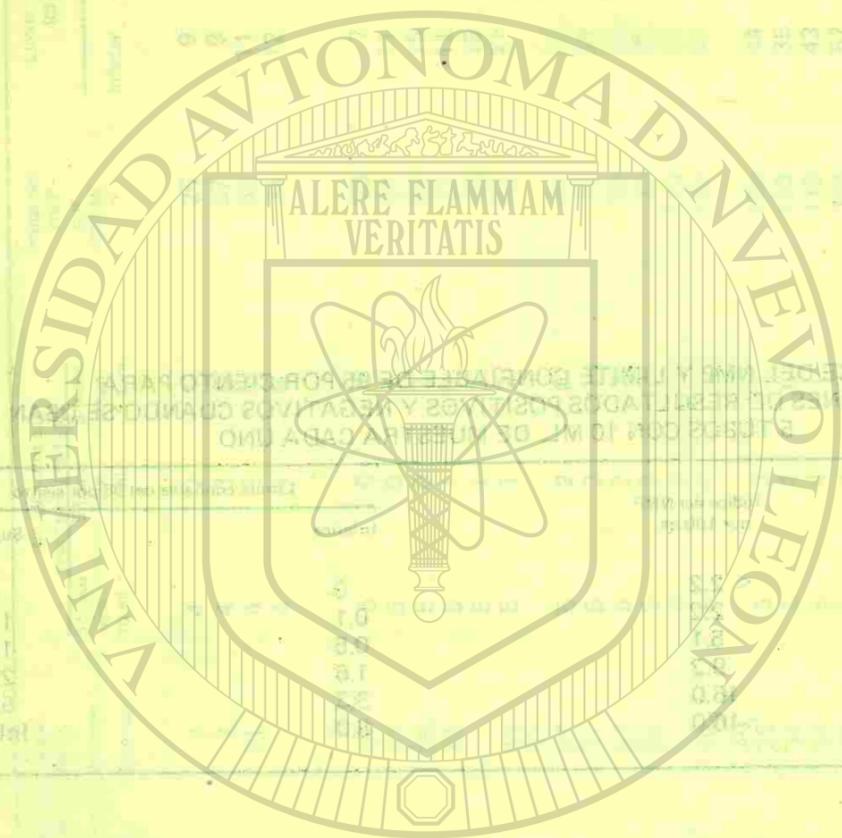


INDICE DEL NMP Y LIMITE CONFIABLE DE 95 POR CIENTO PARA COMBINACIONES DE RESULTADOS POSITIVOS Y NEGATIVOS CUANDO SE USAN 5 TUBOS CON 10 ML. DE MUESTRA, 5 CON 1 ML. Y 5 CON 0.1 ML.

No. de tubos con reacciones positivas con 10 ml.	No. de tubos con reacciones positivas con 1 ml.	No. de tubos con reacciones positivas con 0.1 ml.	Indice del NMP por 100 ml.	Límite confiable de 95 por ciento		Indice del NMP por 100 ml.	Límite confiable de 95 por ciento
				Inferior	Superior		
0	0	0	< 2	< 0.5	7	26	9
0	0	1	2	< 0.5	7	27	9
0	1	0	2	< 0.5	11	33	11
0	2	0	4	< 0.5	11	34	12
1	0	0	2	< 0.5	7	23	7
1	0	1	4	< 0.5	11	31	11
1	1	0	4	< 0.5	15	43	15
1	1	1	6	< 0.5	15	33	11
1	2	0	6	< 0.5	15	46	16
2	0	0	5	< 0.5	13	63	21
2	0	1	7	1	17	49	17
2	1	0	7	1	17	70	23
2	1	1	9	2	21	94	28
2	2	0	9	2	21	79	25
2	3	0	12	3	28	110	31
3	0	0	8	1	19	140	37
3	0	1	11	2	25	180	44
3	1	0	11	2	25	130	35
3	1	1	14	4	34	170	43
3	2	0	14	4	34	220	57
3	2	1	17	5	46	280	90
3	3	0	17	5	46	350	120
4	0	0	13	3	31	240	68
4	0	1	17	5	46	350	120
4	1	0	17	5	46	540	180
4	1	1	21	7	63	920	300
4	1	2	26	9	78	1,600	640
4	2	0	22	7	67	1,600	640
4	2	1	22	7	67	2,400	960

INDICE DEL NMP Y LIMITE CONFIABLE DE 95 POR CIENTO PARA COMBINACIONES DE RESULTADOS POSITIVOS Y NEGATIVOS CUANDO SE USAN 5 TUBOS CON 10 ML. DE MUESTRA CADA UNO

No. de tubos positivos 5 tubos con porciones de 10 ml. en c/u	Indice del NMP por 100 ml.	Límite confiable del 95 por ciento	
		Inferior	Superior
0	< 2.2	0	6.0
1	2.2	0.1	12.6
2	5.1	0.5	19.2
3	9.2	1.6	29.4
4	16.0	3.3	52.9
5	> 16.0	8.0	Infinito



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

REFERENCIAS

Post, G. 1983. *Textbook of Fish Health*. TFH Publications, Inc. Ltd.

Organización Panamericana de la Salud. 1978. *Procedimientos para el examen de aguas*. Manual de laboratorio de la American Water Works Association, Inc. 2a. Ed. Oficina Sanitaria Panamericana. Organización Mundial de la Salud.

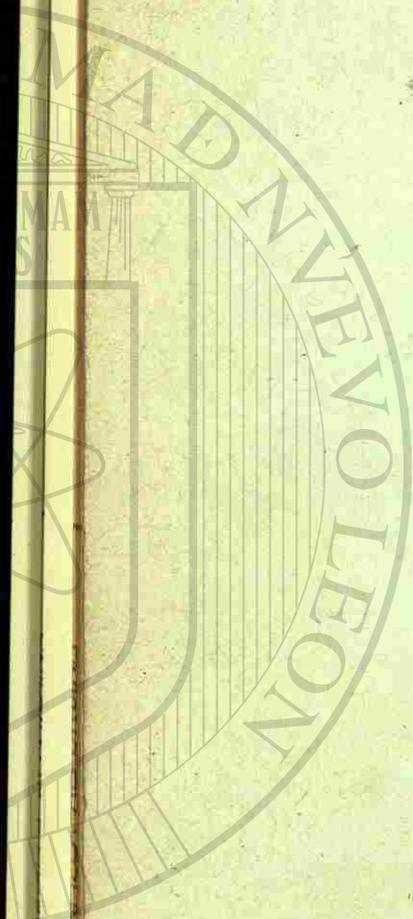
American Public Health Association, American Water Works Association, Water Pollution Control Federation. 1975. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 14th Edition. American Public Health Association. Washington, D.C.

Parásitos y Enfermedades del Bagre (*Ictalurus spp*), terminado de imprimirse en el mes de abril de 1988, en Manufacturas Lusag S. A., Dr. Vértiz No. 1084, México, 13, D.F. Su tiraje fue de 1 000 ejemplares, con interiores en papel cultural y forros en cartulina bristol barnizada. El cuidado de la edición estuvo a cargo de la Dirección General de Comunicación Social, Dirección de Publicaciones de la Secretaría de Pesca.

JUANIL



DIRECCION GENERAL DE BIBLIOTECAS



U A N

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

SECRETARÍA GENERAL DE BIBLIOTECA

