

PARASITOLOGÍA EN PECES DE LA AMAZONÍA

Fundamentos y Técnicas parasitológicas, Profilaxis,
Diagnóstico y Tratamiento



Germán Augusto Murrieta Morey

EL PERÚ PRIMERO



PERÚ

Ministerio
del Ambiente



EL PERÚ PRIMERO



PERÚ

Ministerio
del Ambiente



PARASITOLOGÍA EN PECES DE LA AMAZONÍA

Fundamentos y Técnicas parasitológicas, Profilaxis,
Diagnóstico y Tratamiento



Germán Augusto Murrieta Morey

*Investigador del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana
(IIAP); Responsable del Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola
del IIAP, Iquitos-Perú*



PARASITOLOGÍA EN PECES DE LA AMAZONÍA

Fundamentos y Técnicas parasitológicas, Profilaxis, Diagnóstico y Tratamiento

MINISTERIO DEL AMBIENTE / GOBIERNO DEL PERÚ

Ministra: Lucía Ruíz Ostoic

Av. Amador Merino Reyna N° 267, San Isidro, Lima

Tel: (511) 611 6000

<http://www.minam.gob.pe>

Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP)

Presidente: Pablo Eloy Puertas Meléndez

www.iiap.org.pe

Teléfono: (+51-065-265515 / 265516)

Av. José Abelardo Quiñones Km. 2.5, San Juan Bautista,

Iquitos, Loreto, Perú.

Hecho el depósito legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2019 - 10083

ISBN: 978 - 612 - 4372 - 21 - 6

Primera edición, agosto 2019.

CITACIÓN SUGERIDA

Obra completa: Morey, G.A.M. 2019. PARASITOLOGÍA EN PECES DE LA AMAZONÍA. Fundamentos y Técnicas parasitológicas, Profilaxis, Diagnóstico y Tratamiento. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Iquitos-Perú, 100 pp.

Comité Revisor

Revisión de textos: Selva Estefanía Morey Ríos

Revisión académica (parasitológica): José Celso de Oliveira Malta,

Dr. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazonia (INPA)

Foto portada: Luis Armando García Solsol

Foto falsa portada: Luis Armando García Solsol

Diseño y diagramación: Imprenta “La Preferida”

500 ejemplares

Se terminó de imprimir en Agosto de 2019 en los talleres de Imprenta “La Preferida” -

Urb. Tambo A-17 - Iquitos - Peru.

R.U.C. N° 10052483196

Queda prohibida la reproducción total o parcial sin la autorización del autor.



GERMÁN AUGUSTO MURRIETA MOREY

Biólogo, formado por la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP), Iquitos-Perú, obtuvo el título de M.Sc. en Diversidad, Ecología y Evolución en la Universidad Georg-August-Universität Göttingen, en Gotinga-Alemania y el grado de Dr. en Biología de Agua Dulce y Pesca Interior, especialización en Parasitología de Peces en el Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus-Brasil.

Es actualmente investigador del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), donde actúa también como responsable del Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola.

Desarrolla investigaciones en parasitología de peces hace más de 5 años, enfocado en la sistemática, ecología, biología y control de enfermedades parasitarias en peces de la Amazonía, que resultaron en la publicación de varios artículos científicos y de divulgación técnica.

Dirección: Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del IIAP, Carretera Iquitos – Nauta, Km 4.5, San Juan Bautista, Iquitos, Loreto-Perú.

E-mail: gmurrieta@iiap.gob.pe;
germantiss1106@gmail.com



CONTENIDO

PRÓLOGO	9
PRESENTACIÓN	11
INTRODUCCIÓN	13

Capítulo I

PRINCIPALES ENFERMEDADES EN PECES	15
1.1. ¿Qué son las enfermedades?	15
1.2. Enfermedades no infecciosas o no transmisibles	15
Enfermedades ambientales.	16
Enfermedades mecánicas.	17
Enfermedades nutricionales.	18
Enfermedades genéticas	19
1.3. Enfermedades infecciosas o transmisibles	20
Enfermedades Bacterianas	20
Enfermedades causadas por Hongos	23
1.4. Enfermedades causadas por Protozoarios	24

Capítulo II

PARASITOSIS	29
2.1. Parasitismo	29
2.2. Clasificación de los parásitos según su ubicación	29
Ectoparásitos	29
Endoparásitos,	30

2.3. Clasificación de los parásitos según su ciclo de vida	30
Parásitos con ciclo de vida directo o monoxeno	30
Parásitos con ciclo de vida indirecto o heteroxeno	30
2.4. Tipos de hospedero	30
Hospedero definitivo o final	30
Hospedero intermediario	31
Hospedero paraténico	31
Hospedero accidental	31
2.5. El rol de los invertebrados en la transmisión de endoparásitos	31
2.6. Parasitismo en el medio natural y en ambientes artificiales	33

Capítulo III

COLECTA Y PROCESAMIENTO DE PARÁSITOS DE PECES	35
3.1. Colecta y transporte de peces	35
3.2. Sacrificio de los peces	37
3.3. Toma de datos biométricos	37
3.4. Fijación y conservación de muestras en campo	38
Fijación y conservación de branquias	39
Fijación y conservación de narinas	39
Fijación y conservación de órganos internos del tracto digestivo	39
3.5. Análisis de muestras frescas	40

3.6. Diseño y fotografía de parásitos	41
---------------------------------------	----

Capítulo IV

PRINCIPALES GRUPOS PARASITARIOS. PROCESAMIENTO DE PARÁSITOS, PRINCIPALES DAÑOS Y TRATAMIENTOS	43
---	----

4.1. Monogenoidea	43
4.2. Digenea	54
4.3. Cestoda	60
4.4. Acanthocephala	61
4.5. Nematoda	65
4.6. Copepoda	69
4.7. Branchiura	75
4.8. Isopoda	79
4.9. Pentastomida	82

Capítulo V

PROFILAXIS Y TRATAMIENTOS CONTRA ENFERMEDADES CAUSADAS POR PARÁSITOS	85
--	----

5.1. Profilaxia en estanques de tierra	85
5.2. Profilaxia en estanques de concreto	85
5.3. Profilaxia en huevos y larvas de peces	85
5.4. Profilaxia para peces juveniles y adultos	85
5.5. Productos utilizables para el tratamiento y control de enfermedades parasitarias	85

5.6. Desinfección en personas	86
5.7. Esterilización de los instrumentos	86
5.8. Cuarentena	86
5.9. Tipos de tratamientos	86
5.10. ¿Cómo reconocer si los peces están sanos o enfermos?	87
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	91
GLOSARIO	95

Sobreviviendo sin amilanarse ante múltiples estados, barreras físicas y químicas, factores ambientales y a los diversos mecanismos de defensa de sus hospederos, los parásitos son los seres más exitosos del planeta.

En biología, un parásito se define como “vida dentro otras vidas”. Su resistencia, capacidad de adaptación y evolución, sus diferentes formas, tamaños, lugares de fijación, especificidad e importancia dentro de los diferentes ecosistemas, los han llevado a constituir un área de estudio e investigación muy dinámica en el mundo actual llamada *Parasitología*.

Son parásitos los virus, bacterias, hongos, protozoarios y metazoarios, los cuales pueden parasitar cualquier tejido u órgano de sus hospederos. Es difícil mencionar cuántos tipos de parásitos existen ni cuántos quedan por descubrir, pero si se puede afirmar lo fascinantes y exitosos que han sido a lo largo del tiempo, lo son y continuaran siendo.

Como seres extraños, infunden temor. Ya sea por sus “invisibilidad” o por sus capacidades de manipular y dañar a sus hospederos desde afuera o desde adentro. Sus víctimas, diferentes organismos, siendo los peces, los elegidos para ser abordados en la presente obra. “Parasitología en peces de la Amazonía” contribuye al entendimiento y conocimiento de los parásitos, los daños que causan, sus fundamentos, técnicas de procesamiento, diagnóstico, profilaxis y tratamientos. Esta obra ejemplifica la labor y calidad científica del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) adscrito al Ministerio del Ambiente (MINAM).

Bienvenidos al alucinante, desconocido y fascinante mundo de los parásitos de peces. El origen de la vida y de la muerte.

Pablo Eloy Puertas Meléndez
Presidente del Instituto de Investigaciones
de la Amazonía Peruana (IIAP)



PRESENTACIÓN

La actividad piscícola en el Perú viene mostrando considerable desarrollo en los últimos años, aprovechando los recursos ícticos tanto en el mercado de peces de consumo como el mercado ornamental. El número de emprendimientos, financiamientos e iniciativas para mejorar los procesos productivos en peces de la Amazonía Peruana son evidenciados con el aumento de centros piscícolas en nuestra Región.

El éxito de estas actividades depende de varios factores, entre los cuales uno de los más importantes se relaciona con la condición y aspectos sanitarios de los peces criados en cautiverio, tanto por productores piscícolas como por acuaristas. Las técnicas parasitológicas, métodos profilácticos, identificación diagnóstica y tratamiento de parásitos en peces deben ser considerados por todos los involucrados en esta actividad.

El objetivo del presente trabajo es otorgar a los estudiantes, técnicos, empresarios, investigadores y demás involucrados en la actividad piscícola, informaciones básicas y aplicadas sobre las técnicas de procesamiento de los diferentes grupos de parásitos que aquejan a peces de la Amazonía, identificación y diagnóstico de los patógenos que pueden manifestar enfermedades, métodos profilácticos y de control de parásitos que pueden poner en riesgo la producción piscícola en la Amazonía.

Informaciones concernientes a parasitología de peces pueden ser encontradas en diferentes libros y artículos científicos, sin embargo, la gran mayoría están escritos en lengua inglesa y muchas veces son muy especializados, siendo difícil de ser comprendidos por la mayoría de los interesados, que por lo general no son especialistas en el área. La edición de un libro en español, con información entendible y práctica, además con ilustraciones de acorde con nuestra realidad podrá suplir una necesidad creciente. Esa fue la motivación que me llevó a escribir el presente libro.

Es importante agradecer al presidente del IIAP, biólogo Pablo Puertas Meléndez, al gerente general del IIAP, licenciado Jorge Armando Peláez por el apoyo brindado para la elaboración de la presente obra.



INTRODUCCIÓN

La Amazonía peruana es un territorio rico en recursos naturales con más de 1000 especies de peces de agua dulce correctamente catalogadas y con aproximadamente 50% de especies aún por descubrirse. Esta riqueza en especies ícticas ha generado el aprovechamiento del recurso en actividades como la comercialización de los peces en los mercados, crecimiento de estanques piscícolas y la exportación de peces ornamentales. Estas actividades exigen peces saludables, de buena calidad lo que consecuentemente lleva a una alta productividad y generación de ganancias. El éxito radica en el conocimiento y control de parámetros fisicoquímicos del agua, adecuada alimentación, correcto manejo y manipulación, aplicación de medidas profilácticas y detección y tratamiento de enfermedades parasitarias. Los peces, al igual que otros animales pueden enfermarse, poniendo en riesgo el éxito de la actividad.

Perú es un país promisorio para la actividad piscícola y las pretensiones para alcanzar niveles elevados de cultivo de peces es muy alto, sin embargo, la falta de laboratorios o centros especializados en el diagnóstico, estudio y orientación en el área de enfermedades de organismos acuáticos es una seria limitante. Esta limitante debe ser considerada como una barrera para el desarrollo de la actividad piscícola en el país. En muchas ocasiones, los piscicultores o acuaristas, en base al trabajo diario y a la experiencia adquirida en campo, enfrentan estas dificultades, tratando de comprender las manifestaciones patológicas, aplicando tratamientos o métodos empíricos, muchas veces generales, al no conocer realmente el agente causal del problema, resultando muchas veces ineficaces.

Así, el presente libro tiene como meta, dar a conocer los aspectos básicos y generales de la parasitología de peces, a través de conceptos, conocimiento de los principales grupos de parásitos que afectan a los peces, técnicas de muestreo, procesamiento e identificación de parásitos, principales patologías causadas por los parásitos, diagnóstico y tratamiento. También su busca fornecer subsidios para que los estudiantes, investigadores, piscicultores y acuaristas sean capaces de ejecutar adecuadamente instrucciones y métodos aquí descritos.

La meta principal es presentar los conocimientos considerados

imprescindibles para la identificación de los patógenos en peces, procesamiento de parásitos para su identificación y la detección y solución de problemas de enfermedades de forma práctica, considerando las limitaciones que aquejan a nuestro país.

Capítulo I

PRINCIPALES ENFERMEDADES EN PECES

1.1. ¿Qué son las enfermedades?

El equilibrio de las funciones vitales de un organismo son esenciales para mantenerlo vivo y saludable. La pérdida de dicho equilibrio causa la enfermedad, la cual a su vez puede ser provocada por diversos factores. A pesar de ser común considerar que los daños causados por enfermedades están asociados con mortalidades, las pérdidas debido a la presencia de agentes patogénicos pueden ser mayores. Enfermedades crónicas pueden inducir alteraciones comportamentales, fisiológicas y estructurales en peces que resultan en pérdidas económicas.

Así, las enfermedades pueden ser clasificadas en:

- Enfermedades no infecciosas o no transmisibles
 - Ambientales
 - Mecánicas
 - Nutricionales
 - Genéticas
- Enfermedades infecciosas o transmisibles
 - Virus
 - Bacterias
 - Hongos
 - Protozoarios
 - Metazoarios

1.2. Enfermedades no infecciosas o no transmisibles

Pueden ser clasificadas en:

Enfermedades ambientales.

Tiene relación con el quiebre del rango óptimo de los parámetros establecidos para las especies cultivadas. Los factores que conllevan a este tipo de problemas son principalmente las variaciones bruscas de los factores fisicoquímicos del agua, toxinas endógenas y exógenas (metales pesados, toxinas orgánicas e industriales, gases, agrotóxicos o pesticidas).



Figura 1. *Colossoma macropomum*, “gamitana” muerto por causa de contaminantes vertidos al estanque de cultivo

Enfermedades mecánicas.

Causadas por lesiones mecánicas como golpes bruscos que pueden atrofiar la estructura ósea de los peces. Estos problemas son bastante frecuentes en peces en sus primeras fases de desarrollo. Uno de los problemas más comunes es el llamado “wall-nosing” el cual consiste en el comportamiento larval de algunas especies de peces criadas en cautiverio de acercarse a la pared, aparentemente buscando alimento” (husmeando la pared), asociado con el color del tanque, tiene el potencial de herir a las larvas que nadan vigorosamente, pudiendo chocar contra las paredes y provocar una alta incidencia de malformaciones mandibulares.



Figura 2. *Pseudoplatystoma punctifer*, “doncella” presentando malformación mandibular producto del “wall-nosing”

Enfermedades nutricionales.

El alimento ofrecido o no ofrecido, puede causar desordenes nutricionales o incluso tóxicos. Uso de raciones de baja calidad que no cumplen con los requerimientos básicos nutricionales pueden originar deficiencias, debilitando a los peces, retarda su crecimiento y ganancia de peso y en muchos casos causándoles la muerte. Asimismo, el alimento mal procesado o almacenado puede contaminarse con químicos, hongos o bacterias nocivas para los peces. Dentro de este último, los problemas de ictericia son bastante frecuentes.



Figura 3. *Pseudoplatystoma punctifer*, “doncella” con signos de desnutrición

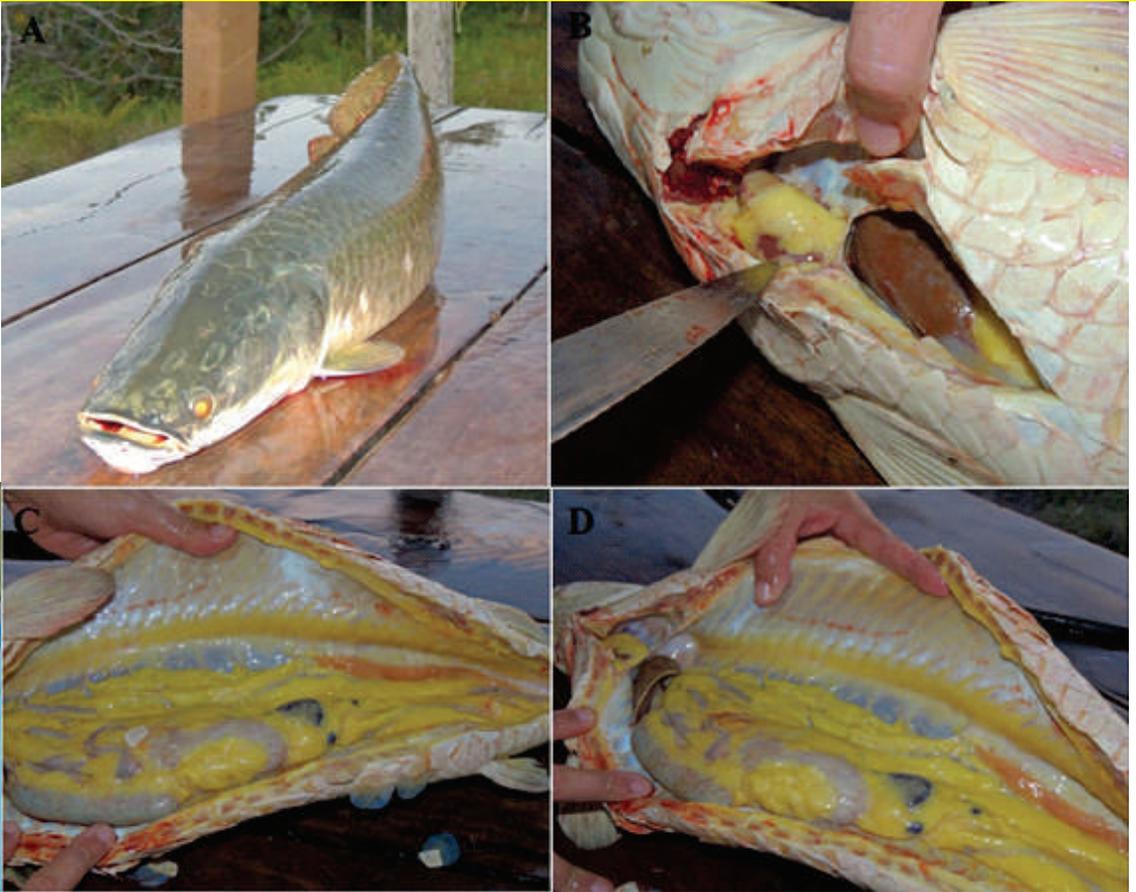


Figura 4. *Arapaima gigas*, “paiche” con ictericia, producto del consumo de ración contaminada con micotoxinas. A. Signos externos de ictericia como ojos y piel amarillentos. B. C. D. órganos internos con coloración amarillenta, debido a ictericia.

Enfermedades genéticas

Son problemas causados por mutaciones genéticas, lo cual puede manifestarse en problemas fisiológicos o malformaciones, las cuales a su vez pueden afectar el desarrollo normal de los peces.



Figura 5. Vista lateral de juvenil de *Arapaima gigas*, “paiche” con signos de malformación genética. Nótese las malformaciones en el opérculo y cabeza.

1.3. Enfermedades infecciosas o transmisibles

Aquellas provocadas por organismos patogénicos u oportunistas, los cuales pueden ser transmitidos de un pez para otro, ya sean directamente o a través del uso de otros animales que actúan como vectores o como hospederos intermediarios, paraténicos y finales.

Enfermedades bacterianas

Pseudomoniasis

Enfermedad producida por bacterias del género *Pseudomonas*. Estas bacterias son oportunistas, encontrándose de forma natural en los cuerpos de agua. Los cuadros clínicos se presentan cuando las condiciones ambientales son alteradas y los peces tienen un déficit en el sistema inmune.

Los signos y síntomas de esta enfermedad son: lesiones hemorrágicas sobre la piel, tejidos, oscurecimiento de la piel, descamación y exoftalmía. En caso de presentarse esta patología, se puede medicar con antibióticos de amplio espectro como Terramicina, Oxitetraciclina o Aureomicina.



Figura 6. *Colossoma macropomum*, “gamitana” con hemorragias internas, producto de infección bacteriana

Aeromoniasis

Producidas por bacterias del género *Aeromonas*. Son transmitidas por vía cutánea, digestiva o respiratoria.

Forma ulcerosa: el síntoma más visible consiste en la aparición de manchas cutáneas rojas, con diferentes formas y tamaño. La manifestación más grave, se presenta con lesiones en el tejido, habiendo pérdida de tejido, úlceras, máculas en la piel y necrosis.

Forma ascítica: exoftalmía, hinchazón del vientre, ano inflamado con prolapso, descamación y aletas enrojecidas. Cavidad visceral con líquido gelatinoso, sanguinolento, hígado pálido con manchas amarillas, bazo hipertrofiado, hemorrágico.

Para tratar esta enfermedad, se pueden usar antibióticos como Estreptomicina, sulfamidas por vía oral o en alimento (500 mg/kg de pez). Cuando la enfermedad está muy avanzada, no tiene cura y se recomienda eliminar el lote para evitar la propagación.

Columnariosis

Causada por bacterias del género *Flavobacterium* y *Flexibacter*.

Algunos autores afirman que esta enfermedad es producto no sólo de la infección por una bacteria, sino que puede ser provocada por varias especies juntas.

Los síntomas más importantes son: aparición de manchas blancas en la piel que dan lugar a la formación de úlceras. Se puede tratar con antibióticos, pero cuando la enfermedad está muy avanzada, es muy difícil recuperar la salud de los peces, siendo necesaria la eliminación del plantel infectado.

Esta enfermedad puede ser tratada utilizando Terramicina u Oxitetraciclina (250 mg/10 l agua) con recambio diario del 30% del agua durante aproximadamente 5 días.



Figura 7. *Colossoma macropomum*, “gamitana” presentando lesiones en la piel (manchas blancas, úlceras y necrosis) como resultado de infecciones bacterianas

Enfermedades causadas por hongos

Saprolegniasis

Es el más importante de los agentes fúngicos que ataca a los peces de agua dulce, normalmente actúa como un patógeno secundario de los peces enfermos o que estén inmunodeprimidos por la presencia de otras afecciones o por desnutrición.

Los factores que determinan la aparición y el mantenimiento de alta carga fúngica en el agua son: la presencia de una gran cantidad de materia orgánica, densidades altas de peces, animales muertos o huevos de peces en descomposición. Además, a temperaturas bajas suele ser más frecuente su aparición, debido a que la capacidad de respuestas inmunológica de los peces a las infecciones es disminuida.

Las infecciones de huevos en periodo de incubación son muy frecuentes. El síntoma más importante es la presencia de copos algodonosos en la piel y branquias. Por lo general van acompañadas de infecciones bacterianas.

Para tratar esta enfermedad, se puede usar Permanganato de Potasio KMnO_4 al 1% (10g/l agua) o Yoduro de Potasio (0.5g/10 l agua). También se puede medicar el agua del acuario, utilizando Azul de Metileno $\text{C}_{16}\text{H}_{18}\text{ClN}_3\text{S}$ (1g/100 l agua), acompañado con baños de sal de 15 minutos a concentración de 15 g/l agua. El uso de verde malaquita también puede ser recomendado, adicionando al agua 1 mg/10 l agua por 3 días.

Branquiomicosis

Esta enfermedad es popularmente conocida como “putrefacción de las branquias”. El agente causal es el hongo *Branchiomyces* sp. La enfermedad se presenta como cualquier otro padecimiento que ataca las branquias, pero rápidamente se convierte en un problema generalizado, con efectos devastadores. Las esporas atacan las branquias, extendiéndose rápidamente sobre el tejido, produciendo un doble efecto de intoxicación, por la necrotización del órgano, produciéndose rápidamente la muerte.

El principal síntoma es observado en las branquias, las cuales adoptan una apariencia marmórea y deshilachada. Una vez que aparece la enfermedad es difícil erradicarla, sin embargo los estanques en donde se ha manifestado esta enfermedad pueden ser desinfectados con secado al sol y desinfección con cal viva.

1.4. Enfermedades causadas por protozoarios

Ichthyophthiriosis

La enfermedad más común en peces de agua dulce. El agente causal es el protozoario ciliado *Ichthyophthirius multifiliis*. Denominada como enfermedad de los puntos blancos o Ich.

Los peces afectados se frota contra el fondo u otros objetos, saltan o se deslizan sobre la superficie del agua. Dicha conducta es debida a la irritación que produce los trofozoitos maduros al digerir los tejidos cutáneos para salir al exterior y cumplir su ciclo de vida. En una parasitosis masiva se producirán grandes lesiones que pueden exponer al animal a infecciones y alteraciones en la osmorregulación.

La enfermedad se inicia cuando el parásito se pone en contacto con el pez y atraviesa la membrana mucosa-protectora que recubre la piel, en dicha etapa no se visualizan los puntos blancos, pero se observan cambios en el comportamiento como saltos, deslizamiento sobre la superficie y frotamientos contra sustratos que se encuentran en el estanque. Con posterioridad aparecen los puntos blancos de medio milímetro de diámetro en todo el cuerpo, que pueden confluir para formar lesiones más grandes.

Los peces con severa afección branquial suelen tener dificultades respiratorias, signo que puede manifestarse al nadar en la superficie o al respirar con una sola agalla, aunque esto último es muy infrecuente de observar, porque generalmente la muerte sobreviene mucho antes.

El tratamiento puede ser con baños de sal NaCl al 5% (50 g/l agua) durante 30 minutos. También puede utilizarse formalina comercial CH₂O a razón de 1:4000 partes (1ml formalina/ 4 l agua) durante una hora. Para peces de acuario puede usarse formalina + verde malaquita (4 g verde malaquita / 1 l formalina). Aplicar en el agua 1 ml de solución/ 4 l agua por una hora.

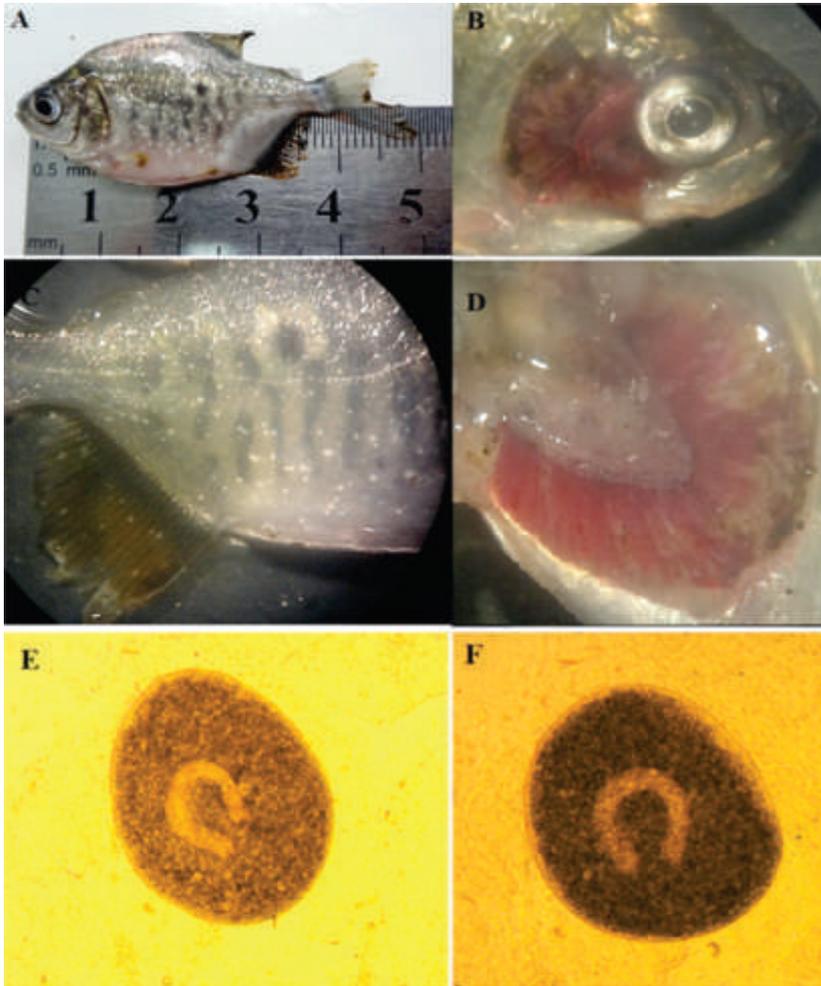


Figura 8. *Colossoma macropomum*, “gamitana” presentando la “enfermedad del punto blanco”. A. Vista lateral del pez con puntos blancos en todo el cuerpo, B. Daños en las branquias causadas por la infestación de *Ichthyophthirius multifiliis*. C. Puntos blancos en la piel. D. Branquias dañadas. E. F. Vista microscópica de *Ichthyophthirius multifiliis*.

Trichodiniasis

Los causantes de esta enfermedad son los protozoarios ciliados *Trichodina*, *Trichodonella* y *Tripartiella*. Estos parásitos pueden colonizar las branquias y piel de los peces.

Los síntomas muestran características típicas de infestación con parásitos externos, secreción excesiva de mucus en el cuerpo y branquias, desprendimiento de escamas, enrojecimiento de la zona infectada y opacidad en la piel.

El parásito se identifica por medio de preparaciones en fresco de las branquias observando al microscopio, donde se observa el parásito con forma de plato con un borde ciliado alrededor de todo el perímetro.

Como tratamiento se puede utilizar baños de larga duración con Verde Malaquita 3 g /10m³ de agua por una hora. También se pueden realizar baños con formalina (1ml/4 l agua) por 1 hora y baños de sal 1g/l agua durante 10 minutos

Costiasis

El causante de esta enfermedad es el flagelado *Ichthyobodo* sp. conocido también como *Costia*. Los síntomas típicos de la infección son: abundante producción de mucus, edemas epidérmicos, hiperplasia en los lugares de ubicación y hasta ulceraciones. El animal presenta signos de irritación, disfunción respiratoria, manchas blanquecinas en la piel, ojos blanquecinos y aletas deshilachadas.

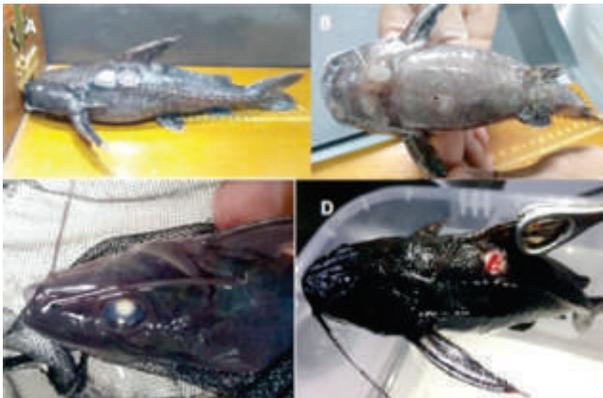


Figura 9.
Pterodoras granulosus, cahuara con signos de Costiasis. A. B. Presencia de manchas blanquecinas en el cuerpo, C. Ojo afectado mostrando señales de ceguera. D. Úlceras en el cuerpo.

El tratamiento consiste en inmersiones de 30 a 45 minutos en solución de agua con formol de 15 a 25ml/l agua.

Oodiosis

El causante de esta enfermedad es el protozoo flagelado *Piscinoodinium pillulare*, el cual invade el tegumento y branquias. Los peces afectados presentan síntomas de asfixia y movimientos operculares intensos. Es posible también observar una camada superficial cutánea con aspecto de pelos. Pueden causar hemorragias en el tegumento, degeneración y necrosis de células, con ligeras inflamaciones, hiperplasia celular que puede conllevar a problemas respiratorios.

Como tratamiento se puede utilizar Verde de Malaquita, para esto se prepara con 4 g/l agua. De esta solución se aplica 1 gota/l agua diariamente hasta que los síntomas de la enfermedad desaparezcan.

Hexamitiasis

El causante de esta enfermedad es el protozoo flagelado *Hexamita* sp. Los parásitos son transmitidos por la ingestión de quistes liberados con los excrementos de peces infectados. Los síntomas más visibles son anorexia, disturbios natatorios y color oscuro del cuerpo. Pueden ocasionar necrosis del hígado y riñones, así como también degeneración muscular. El signo más visible, es la aparición de agujeros en la cabeza, principalmente en la parte superior de los ojos.

Peces con esta enfermedad pueden ser tratados con Metronidazol, aplicando en el agua 250 mg/40 l agua.

Myxoboliasis

El causante de esta enfermedad es el protozoo *Myxobolus cerebralis*. Esta enfermedad es conocida como “enfermedad de la cola negra”. Es importante mencionar que este parásito requiere de dos hospederos para cumplir su ciclo de vida. El primero es el Oligochaeta *Tubifex tubifex*, el cual es muy utilizado como alimento para peces ornamentales. El segundo hospedero son los peces, donde se manifiesta la enfermedad.

Los síntomas más importantes son: disturbios natatorios como nados en espiral, aleta y pedúnculo caudal de color negro, destrucción de cartílagos, deformación esquelética como deformación de la columna vertebral. No existe tratamiento para esta enfermedad.

CAPÍTULO II

PARASITOSIS

2.1. Parasitismo

Es la relación existente dos organismos: hospedero y parásito, siendo este último dependiente del hospedero para obtener los recursos necesarios para vivir, completar su ciclo de vida y asegurar su continuidad en el tiempo.

2.2. Clasificación de los parásitos según su ubicación

Pueden clasificarse en:

Ectoparásitos, cuando parasitan la superficie corporal de los peces (tegumento, aletas) y/u órganos que comunican directamente con el exterior, como las branquias.



Figura 10. *Pseudoplatystoma punctifer* infestada por ectoparásitos. Círculos rojos señalan la presencia de branchiuros en la cabeza del pez.

Endoparásitos, cuando infectan órganos internos como, corazón, intestino, ciegos pilóricos, estómago, hígado, páncreas, vesícula biliar, vejiga natatoria, etc.)



Figura 11. *Corydoras virginiae* infectada por nemátodo endoparásito.

2.3. Clasificación de los parásitos según su ciclo de vida

Parásitos con ciclo de vida directo o monoxeno: aquellos que únicamente necesitan de un hospedero para cumplir su ciclo de vida. Los ectoparásitos presentan este tipo de ciclo de vida.

Parásitos con ciclo de vida indirecto o heteroxeno: aquellos que necesitan de más de un hospedero para cumplir su ciclo de vida. Este tipo de ciclo de vida lo presentan los endoparásitos.

2.4. Tipos de hospedero

Hospedero definitivo o final: aquel organismo en el cual el

parásito alcanza su última fase de desarrollo y madurez sexual, siendo capaz de reproducirse sexualmente. Hospederos definitivos son siempre vertebrados.

Hospedero intermediario: aquel organismo en el cual el parásito alcanza una o más de una fase de desarrollo, sin alcanzar la fase final, tienen reproducción asexual. Los invertebrados y muchas especies de vertebrados actúan como hospederos intermediarios de los diferentes grupos parasitarios existentes.

Hospedero paraténico: organismo que le sirve al parásito, únicamente como medio de transporte. En este hospedero, el parásito no desarrolla ninguna fase. Algunos vertebrados como los peces pueden actuar como hospederos paraténicos.

Hospedero accidental: organismo no habitual, que no forma parte del ciclo de vida del parásito. Este último ingresa accidentalmente y al reconocer que el organismo en el cual se encuentra no es parte de su ciclo de vida, tiende a migrar con la finalidad de salir. En este proceso migratorio puede alojarse en diferentes órganos causando en muchos casos daños severos. Para el caso de manifestaciones de enfermedades zoonóticas por la ingestión de peces contaminados, el hombre actuaría como un hospedero accidental.

2.5. El rol de los invertebrados en la transmisión de endoparásitos

En los cuerpos de agua dulce de ambientes naturales, o en los estanques piscícolas de productores, es posible encontrar una gran variedad de invertebrados, los cuales forman parte de la dieta de numerosas especies de peces. Sin embargo, estos organismos son los responsables de la transmisión de endoparásitos a los peces. Todos los endoparásitos presentes en peces, son adquiridos por vía trófica, mediante la relación: predador – presa.

Los principales grupos de parásitos transmitidos por el consumo de invertebrados son presentados en la tabla 1.

Tabla . Principales grupos parasitarios transmitidos a peces por el consumo de invertebrados

DIGenea	CESTODA	ACANTHOCEPHALA	NEMATODA
Ingesta de larvas y adultos de insectos (Odonata, Chironomidae)	Ingesta de anélidos, principalmente <i>Tubifex tubifex</i>	Ingesta de ostrácodos	Ingesta de copépodos y anélidos
Ingesta de peces	Ingesta de copépodos	Ingesta de peces	Ingesta de crustáceos como camarones
	Ingesta de peces		Ingesta de peces

En un estudio para determinar la influencia del hábito alimenticio en la transmisión de endoparásitos, se analizó el contenido estomacal y la fauna parasitaria de *Mesonauta festinus*. Los resultados del contenido estomacal, indicaron que este pez, de hábito alimenticio omnívoro, se alimenta de cladóceros, larvas de insectos de Odonata y ostrácodos. Por otra parte, se analizó la fauna parasitaria, encontrándose especies en fase larval de Digenea, Acanthocephala y Nematoda. Entonces surgió la pregunta: ¿Cómo llegaron estos parásitos al interior de *M. festinus*? La respuesta estuvo en la dieta alimenticia. Así, especies de Digenea eran transmitidas por el consumo de larvas de Odonata, de Acanthocephala, por el consumo de Ostracoda y de Nematoda por el consumo de Cladocera.

Del mismo ambiente, se colectaron ejemplares de *Acestorhynchus falcirostris* y también se evaluó el contenido estomacal y fauna parasitaria. En restos del contenido estomacal, predominaron únicamente restos de peces, principalmente de *M. festinus*. Con respecto a la fauna parasitaria presente en *A. falcirostris*, se encontraron especies en fase larval y fase adulta de Digenea, Acanthocephala y Nematoda, atribuyendo la transmisión de estos parásitos, al consumo de *M. festinus*.

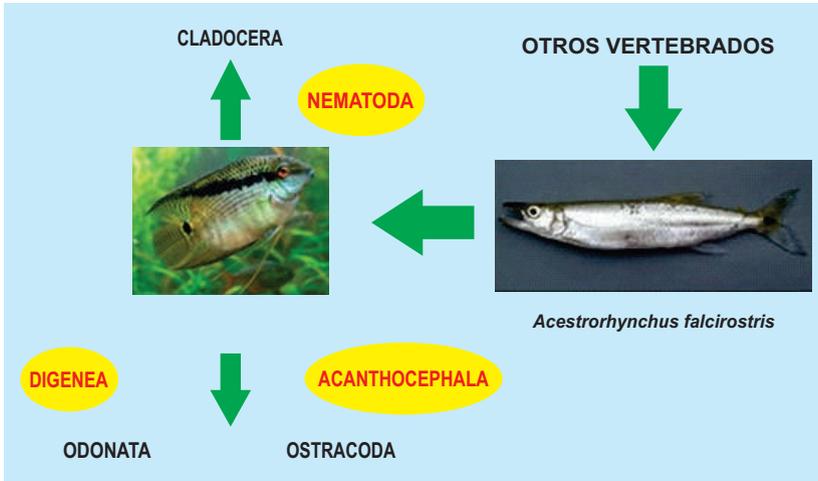


Figura 12. Rol de los invertebrados en la transmisión de endoparásitos. En la figura se observan los ítems alimenticios que consume el *Mesonauta festivus* y consecuentemente los parásitos que adquiere por el consumo de estos. También se muestra como todos estos parásitos son transmitidos a un pez piscívoro por la relación predador-presa.

2.6. Parasitismo en el medio natural y en ambientes artificiales

Los peces del medio natural son parasitados por diferentes grupos de parásitos. La relación parásito-hospedero-ambiente, viene llevándose hace millones de años. En medios artificiales como en estanques o acuarios, la fauna parasitaria puede aumentar de manera considerable debido a diversos factores que afectan a los peces, llevándolos al estrés y en consecuencia a presentar disminución en sus sistemas inmunes, facilitando el parasitismo. Los factores que pueden afectar negativamente a los peces son mostrados en la figura 13.

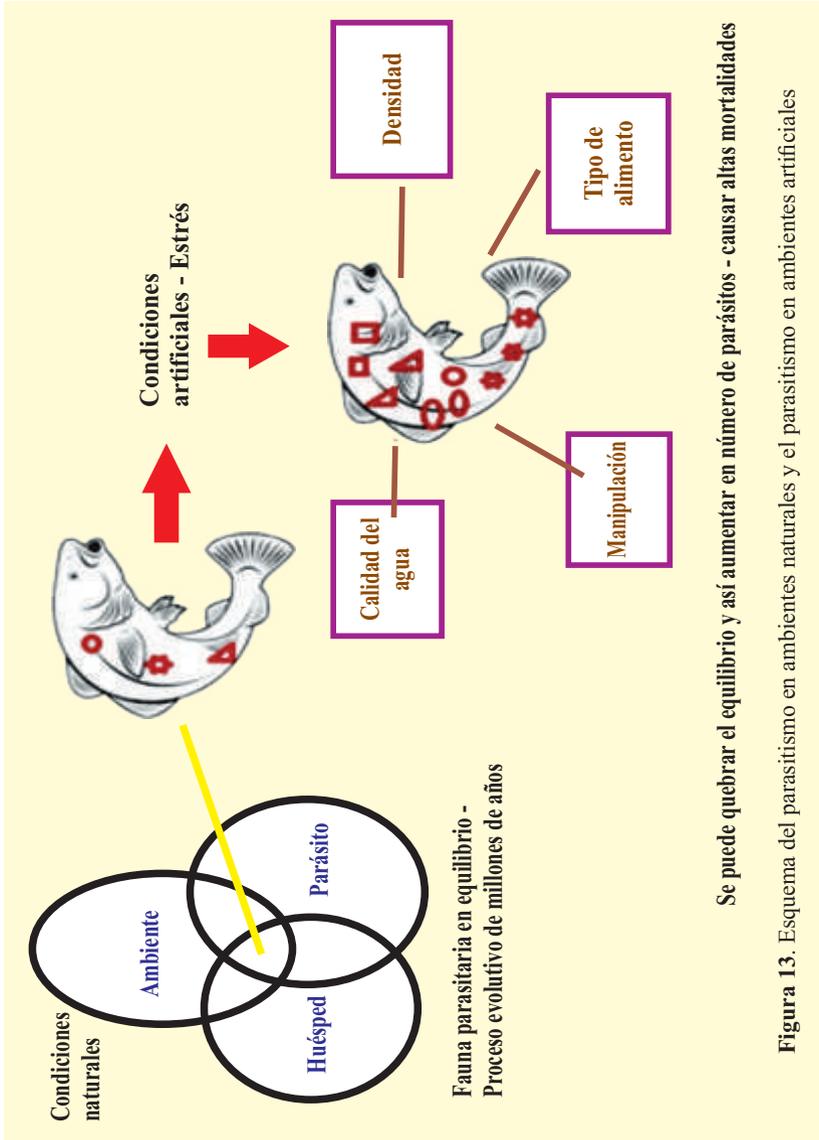


Figura 13. Esquema del parasitismo en ambientes naturales y el parasitismo en ambientes artificiales

Capítulo III

COLECTA Y PROCESAMIENTO DE PARÁSITOS DE PECES

3.1. Colecta y transporte de peces

Cuando van a ser realizadas colectas en lagos, o ríos, se pueden colocar las redes aleatoriamente o en zonas establecidas, realizando el número de despescas deseadas.



Figura 14. Colecta de peces utilizando redes de pesca

Los peces capturados en las redes son colocados en bandejas plásticas para posterior separación por especie, grupo o como se disponga a trabajar.



Figura 15. Transporte de peces en bandejas plásticas

Cabe recalcar que cuando se juntan todos los peces en un mismo recipiente, el estudio de parásitos de la superficie externa se torna inviable, puesto que los ectoparásitos de una determinada especie pueden ser encontrados en otra por contaminación. Lo ideal es capturar un pez y colocarlos individualmente en sacos plásticos. Caso estén aún vivos, mantenerlos hasta el momento del sacrificio, lo cual garantiza la aplicación adecuada de la metodología de colecta de parásitos correspondiente a cada grupo.

El tamaño de las muestras (n) va depender de los objetivos del trabajo. Por lo general es recomendable utilizar para algún estudio que emplee algún cálculo estadístico o fórmula matemática un “ n ” mínimo de 30 individuos por especie de pez capturada.

3.2. Sacrificio de los peces

Los peces pueden ser sacrificados, colocándolos en Eugenol (40 mg/L agua). Esto se realiza con la finalidad de anestesiarlos para luego realizar un corte longitudinal en la región que comprende la primera vértebra o se puede perforar la cabeza con una aguja



Figura 16. Sacrificio de los peces perforando el cráneo con una aguja

3.3. Toma de datos biométricos

Los datos biométricos como longitud y peso de los peces son fundamentales, ya que con estos datos se pueden realizar estudios adicionales o complementares, como, por ejemplo: cálculo del factor de condición relativo de los peces, correlaciones entre diferentes variables, entre otros.

Para medir a los peces, pueden utilizarse una regla (peces pequeños) o un ictímetro y el peso puede ser medido con una balanza electrónica.



Figura 17. Toma de datos biométricos: Longitud total y estándar.



Figura 18. Toma de datos biométricos: peso.

3.4. Fijación y conservación de muestras en campo

En campo, a veces es inviable analizar individualmente cada pez colectado, sin embargo, se pueden fijar y conservar las muestras para posterior análisis. De ser viable, hacer la necropsia inmediatamente después de la captura de los peces.

El procedimiento posterior al sacrificio de los peces consiste en retirar los principales órganos del cuerpo donde puedan encontrarse los parásitos.

Fijación y conservación de branquias

Retirar las branquias utilizando tijeras y pinzas y colocar las muestras en frascos de vidrio o plásticos debidamente rotulados con la información que corresponda. Adicionar a los frascos un poco de agua caliente (65 a 68°C), cerrar los frascos y agitar vigorosamente, luego conservar la muestra con etanol 96% (para estudios de biología molecular) o formol 5%.

Fijación y conservación de narinas

Retirar las narinas y colocarlas en frascos de vidrio o plásticos y adicionar etanol 96% o formol 5%. Rotular los frascos con las informaciones correspondientes.

Fijación y conservación de órganos internos del tracto digestivo

Realizar un corte longitudinal desde la abertura del ano hasta las aberturas branquiales. Extraer los órganos internos (corazón, vejiga natatoria, intestino, ciegos pilóricos, estómago, hígado, páncreas) con ayuda de una pinza y colocarlos en un frasco de vidrio o plástico conteniendo etanol 70%. Rotular los frascos con las informaciones correspondientes.



Figura 19. Recolección de muestras en campo



Figura 20. Frascos rotulados con muestras de peces

3.5. Análisis de muestras frescas

Caso se necesite analizar alguna muestra fresca, se recomienda sacrificar al pez, tomar los datos biométricos correspondientes y analizar individualmente cada órgano. Para ello se deben retirar los órganos y colocarlos en placas Petri con agua destilada. Cada órgano es analizado utilizando estiletes y pinzas, siendo observadas las muestras bajo estereoscopio y microscopio. De encontrarse algún parásito, se procederá a la fijación, de acuerdo con la metodología específica para cada grupo.



Figura 21. Separación individual de órganos de peces en placas Petri

3.6. Diseño y fotografía de parásitos

Para la identificación taxonómica de una especie de parásito, es fundamental conocer las estructuras morfológicas y anatómicas de los especímenes. El diseño del cuerpo, estructuras y órganos internos nos permite reconocer ciertas particularidades que nos ayudan con la identificación. Cabe resaltar que caso se descubra alguna especie nueva, será imprescindible contar con los diseños correspondientes para la descripción de los parásitos.

Para diseñar, utilizar una cámara lucida acoplada al microscopio o un proyector acoplado a un computador que cuente con una cámara fotográfica y programa correspondiente.

Las mediciones pueden ser realizadas con diferentes programas como ImageJ, ZEN, entre otros, según el equipo y la forma como se trabaje.



Figura 22.
Microscopio
óptico para
identificación
taxonómica
de parásitos

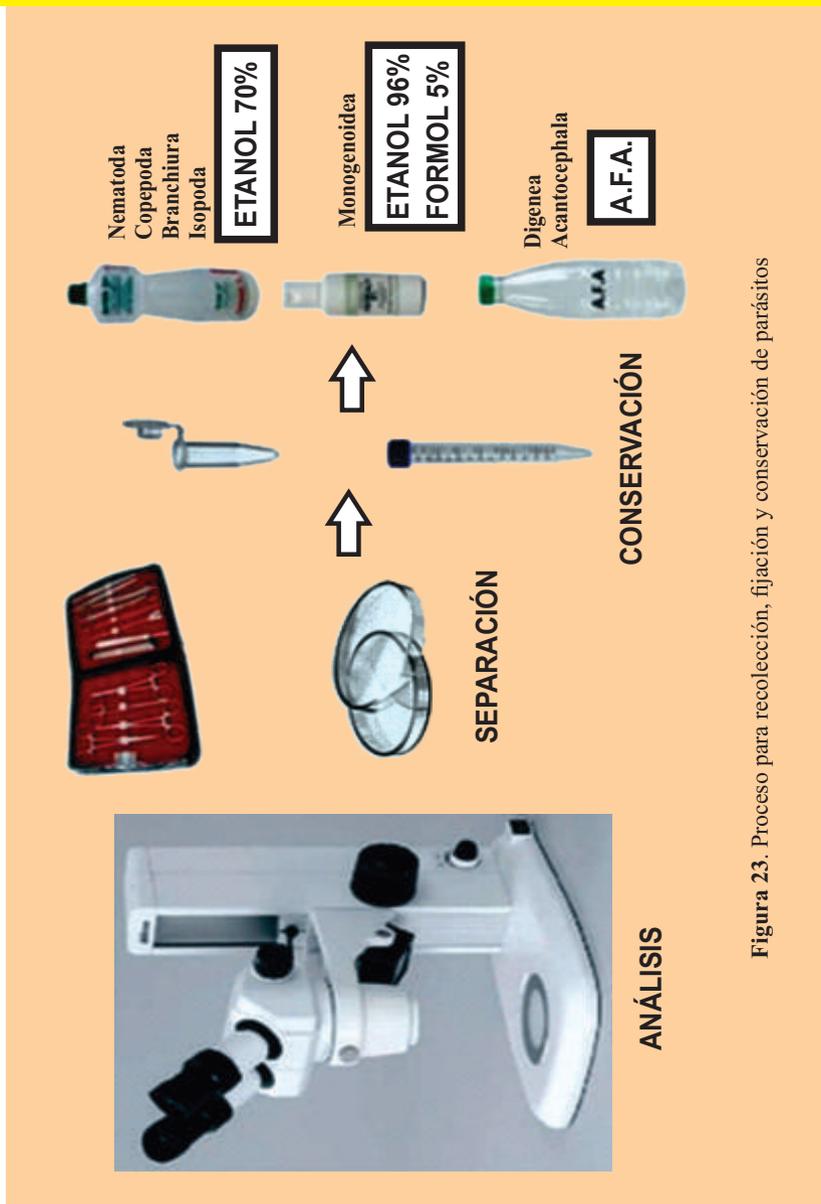


Figura 23. Proceso para recolección, fijación y conservación de parásitos

CAPÍTULO IV

PRINCIPALES GRUPOS DE METAZOARIOS PARÁSITOS DE PECES. PROCESAMIENTO, DIAGNÓSTICO Y TRATAMIENTOS

4.1. Monogenoidea

Las especies de Monogenoidea representan un grupo diverso de Platyhelminthes exclusivamente parásitos, con cerca de 720 géneros. Estos parásitos son morfológicamente diagnosticados por la presencia de una estructura localizada en la extremidad posterior del cuerpo, denominada haptor, la cual es utilizada en la fijación del parásito sobre el cuerpo del hospedero. Los monogenoideos son parásitos principalmente de la superficie corporal y branquias de grupos de Gnathostomata (que incluye a todas las especies de vertebrados, menos los Agnatha) asociados a ambientes acuáticos. Estos helmintos fueron históricamente incapaces de acompañar a sus hospederos tetrápodos en la invasión del ambiente terrestre.

Los monogenoideos son hermafroditas, presentando un aparato sexual bastante complejo formado por el órgano copulador masculino, la pieza accesoria y la vagina. Presentan ciclo de vida monoxeno, presentando la mayoría de las especies reproducción ovípara. Este tipo de reproducción es típica en especies de la familia Dactylogyridae. Especies de la familia Gyrodactylidae pueden presentar tanto reproducción ovípara como vivípara.

Los daños que puedan causar en los peces están relacionados con la especie de parásito, local de infestación, número de individuos colectados en los peces y el tipo de alimentación. La mayoría de las especies se alimentan de mucus y células epiteliales, sin embargo, otras especies pueden alimentarse de sangre.

Las enfermedades provocadas por monogenoideos están entre las más importantes para la piscicultura. Su presencia en las branquias de peces puede provocar hiperplasia celular, hipersecreción de mucus, fusión de los filamentos branquiales. En el tegumento pueden ocasionar

necrosis de las células, destrucción de escamas y secreción abundante de mucus. En algunos casos, las lesiones pueden causar infecciones secundarias por otros organismos.

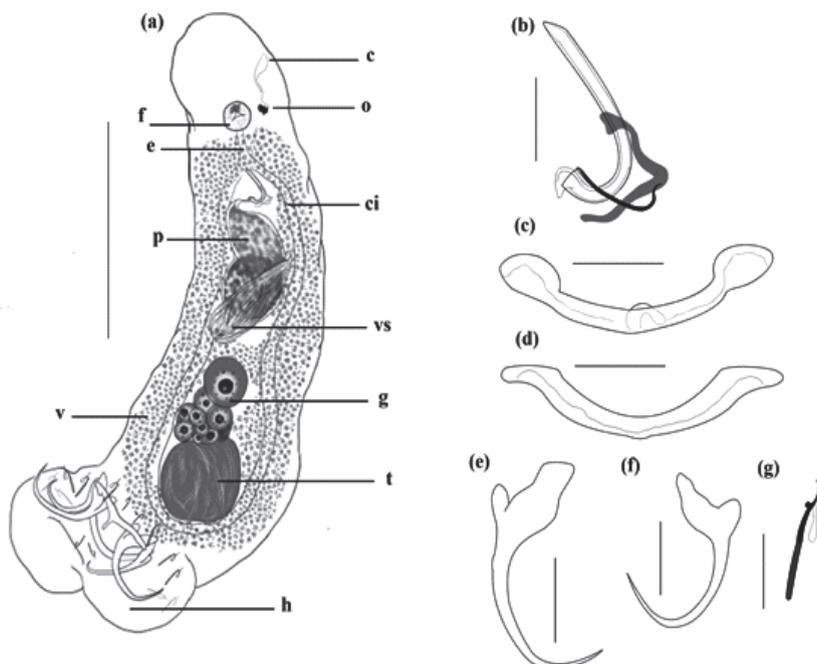


Figura 24. a) Vista ventral de *Philocorydoras* sp. (Dactylogyridae). c = órganos cefálicos, o = ojos, f = faringe, e = esófago, ci = ciegos intestinales, p = próstata, vs = vesícula seminal, g = germario, v = vitelaria, t = testículo, h = háptor; (b) órgano copulador masculino; (c) barra ventral; (d) barra dorsal; (e) ancla ventral; (f) ancla dorsal; (g) gancho. Escalas de las barras: (a) 100 μ m; (b) 20 μ m; (c - g) 10 μ m.

Diagnóstico

Para Gyrodactylidae

- Realizar un raspado de la piel y/o aletas, utilizando un bisturí.
- Colocar la muestra en una gota de agua sobre una lámina porta objeto.
- Cubrir con una lámina cubre objeto.
- Observar al microscopio.

Para Dactylogyridae

- Retirar las branquias de los peces.
- Cortar los arcos branquiales con una tijera y colocarlos en una gota de agua sobre lámina porta objeto.
- Cubrir con una lámina cubre objeto.
- Observar al microscopio.

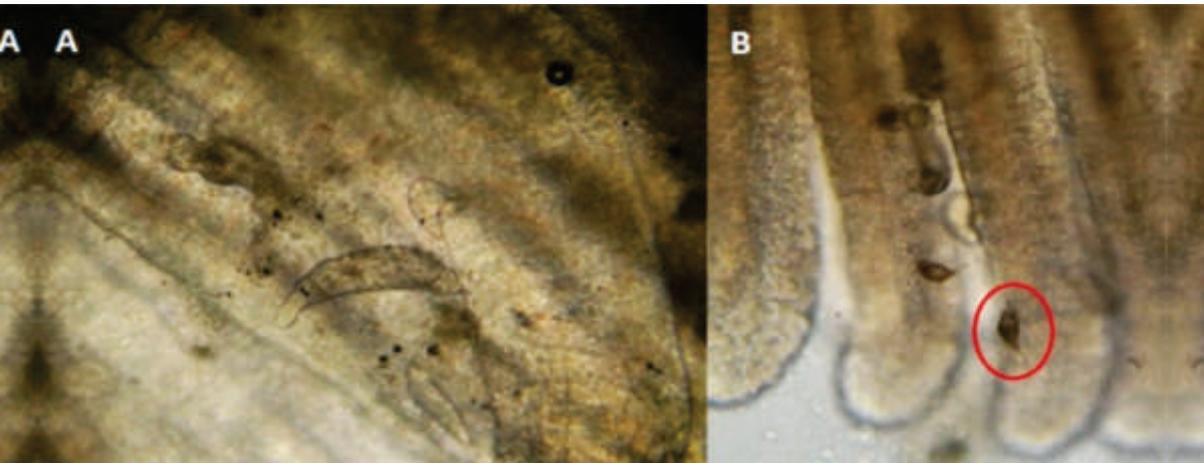


Figura 25. Filamentos branquiales de un hospedero parasitado con especies de Monogeneoidea. A. Ejemplares adultos, B. Huevos.

Análisis de parásitos de superficie corporal y branquias sin sacrificar a los peces

De no ser posible el sacrificio de los peces, se pueden colocarlos en un recipiente con poco volumen de agua y adicionar formalina comercial al 5% durante dos horas. Si existen parásitos fijados a la superficie corporal o branquias de los peces, con este método, se desprenderán, yendo para el fondo del recipiente. Posteriormente, se retira al pez y se toman muestras del líquido del fondo y se observa en estereoscopio o microscopio, para verificar la presencia de los parásitos.

Tratamiento

Formalina 40%.

Baños cortos. Sumergir a los peces en una solución de formalina 1:4000 (1ml/4L agua) durante una hora y luego retirar a los peces.

Tratamiento de larga duración. Colocar 2 ml/100 L agua cada 24 horas por espacio de 3 días

Sal (NaCl) comercial

Baños. Sumergir a los peces en una solución de sal 1 a 3% (10 – 30g sal/L agua) durante 30 minutos a 3 horas.

Ácido acético comercial

Baños cortos. Sumergir a los peces en una solución de 2ml/ L agua por 30 segundos.

Triclorfón. Colocar 0.5 mg/ L agua cada 24 horas durante 3 días. (Utilizar sólo para peces de uso ornamental, ya que al ser un organofosforado puede acumularse en la musculatura de los peces de consumo, siendo tóxico en seres humanos)

Colecta y procesamiento

Monogonóideos de la superficie del cuerpo (Gyrodactylidae)

Para peces pequeños, recién capturados:

- Calentar agua a 65 °C.
- Colocar el agua en recipientes (plásticos o de vidrio) o incluso en bolsas plásticas resistentes.

- Sacrificar a los peces.
- Colocar a los peces muertos en los recipientes con el agua caliente, tapan los frascos y agitar vigorosamente por algunos segundos
- Dejar que el contenido se sedimente.
- Retirar el contenido superficial y conservar el sedimento.
- Adicionar al frasco formol 4% o etanol 96%.

También se puede sostener a los peces con una pinza, colocando por debajo un recipiente. Para la colecta de los parásitos se debe bañar a los peces con agua a 65 °C utilizando una pipeta. Dejar reposar por unos minutos y colectar los parásitos del sedimento.



Figura 26. Procesamiento de colecta de ectoparásitos de la superficie corporal del hospedero

Para peces de grande porte:

- Raspar la superficie del cuerpo de los peces, lavándola con el agua caliente.
- Colectar el líquido, producto del lavado en un recipiente plástico.
- Dejar sedimentar, retirando el líquido de la superficie y conservando el sedimento.
- Adicionar al frasco formol 4% o etanol 96%.

Monogenoideos de las branquias (Dactylogyridae)

- Extraer las branquias y colocarlas en frascos proporcionales al tamaño.
- Adicionar a los frascos agua caliente a 65 °C teniendo cuidado que el agua llene máximo la mitad del frasco
- Tapar los frascos y agitar vigorosamente por algunos segundos
- Adicionar formol 4% o etanol 96% hasta llenar el volumen del frasco.



Figura 27. Extracción de las branquias de un pez para examen parasitológico

Monogenóideos de las narinas (Dactylogyridae)

- Abrir las narinas con ayuda de tijeras finas
- Realizar lavados en las narinas con agua 65 °C utilizando una pipeta plástica o de vidrio.
- Colectar el líquido utilizado en los lavados y colocarlos en frascos.
- Adicionar a los frascos formol 4% o etanol 96%

Nota

El agua caliente va a provocar un shock térmico en los parásitos, haciendo que estos mueran extendidos. Esta posición es la ideal para el estudio de estructuras esclerotizadas, forma y tamaño del cuerpo y para estudio de los órganos internos.

La acción del agua caliente con la agitación va a hacer que los parásitos se desprendan de la superficie del cuerpo de los peces.

El formol 4% es utilizado para conservar las muestras. Estas muestras pueden ser utilizadas posteriormente para estudios de las estructuras esclerotizadas de los monogenóideos.

El etanol 96% es utilizado para conservar las muestras. Estas muestras pueden ser utilizadas posteriormente para estudios de las estructuras esclerotizadas de los monogenóideos y para estudios de biología molecular.

Análisis de las branquias

El contenido de las branquias es analizado utilizando estereoscopio. Se debe verter un poco del contenido de la muestra en una placa Petri y se observa al estereoscopio. Las branquias también deben ser analizadas, ya que posiblemente algunos parásitos pueden estar aún fijados en los filamentos branquiales. De encontrarse algún individuo, colectarlo con ayuda de estiletes finos y se puede inmediatamente montarlos en láminas. Caso se desee antes colectar todos los individuos de la muestra analizada, los parásitos retirados de los frascos pueden ser colocados en tubos pequeños con formol 4% o etanol 96%. De esta manera se pueden conservar los parásitos retirados de las branquias y el contenido de las muestras para posterior elaboración de las láminas.



Figura 28. Análisis de un arco branquial bajo estereoscopio

Elaboración de láminas

Para este grupo de parásitos, es necesario el estudio de las estructuras esclerotizadas y de los órganos internos. Caso sea una especie conocida (ya descrita) es suficiente con realizar el estudio de las estructuras esclerotizadas. Caso estemos frente a una especie nueva (aún no descrita) y nos dispongamos a describirla, se deben colorear las láminas para la total observación de los órganos internos.

Estudio de las estructuras esclerotizadas

Se puede utilizar medio HOYER, GREY & WEISS y Picrato de Amonio con glicerina (GAP).

Montaje de los parásitos con HOYER y GREY & WEISS

- Colocar una gota de HOYER o GREY & WEISS en una lámina.

- Colocar el parásito en el medio de la gota.
- Cubrir con lámina cubre objeto.
- Observar donde se encuentra el parásito y marcar su posición por detrás de la lámina con un plumón fino o con un lápiz especial para vidrio.
- Rotular la lámina con las informaciones correspondientes del parásito y el hospedero.
- Colocar en la estufa para secar por mínimo 24 horas.
- Cuando la lámina está seca, es posible observar en el microscopio sin correr el riesgo de que la lámina cubre objeto se mueva de lugar.

Montaje de los parásitos con Picrato de Amonio con glicerina (GAP)

- Colocar una gota de GAP en la lámina.
- Colocar el parásito en el medio de la gota.
- Cubrir con lámina cubre objeto.
- Observar donde se encuentra el parásito y marcar su posición por detrás de la lámina con un plumón fino o con un lápiz especial para vidrio.
- Rotular la lámina con las informaciones correspondientes del parásito y el hospedero.
- Sellar la lámina con esmalte para uñas. A diferencia del HOYER y GREY & WEISS, el GAP es un líquido que no se seca, haciendo que la lámina cubre objeto corra el riesgo de moverse de posición ante algún leve movimiento de la lámina, por eso es fundamental pasar por el borde de la lámina cubre objeto esmalte para uñas, para fijar la posición.
- Colocar en la estufa para secar por mínimo 24 horas.

Nota

Cualquiera de los tres medios pueden ser utilizados. Su uso va a depender de la preferencia del usuario. Como algunas observaciones se

puede mencionar que el HOYER clarifica más rápido el cuerpo de los parásitos, permitiendo una observación más rápida de las estructuras esclerotizadas. El GAP en algunos casos digiere el cuerpo de los parásitos, permitiendo la visibilidad únicamente de las estructuras esclerotizadas. Esto puede ser productivo o no, dependiendo de la finalidad del estudio y del investigador.

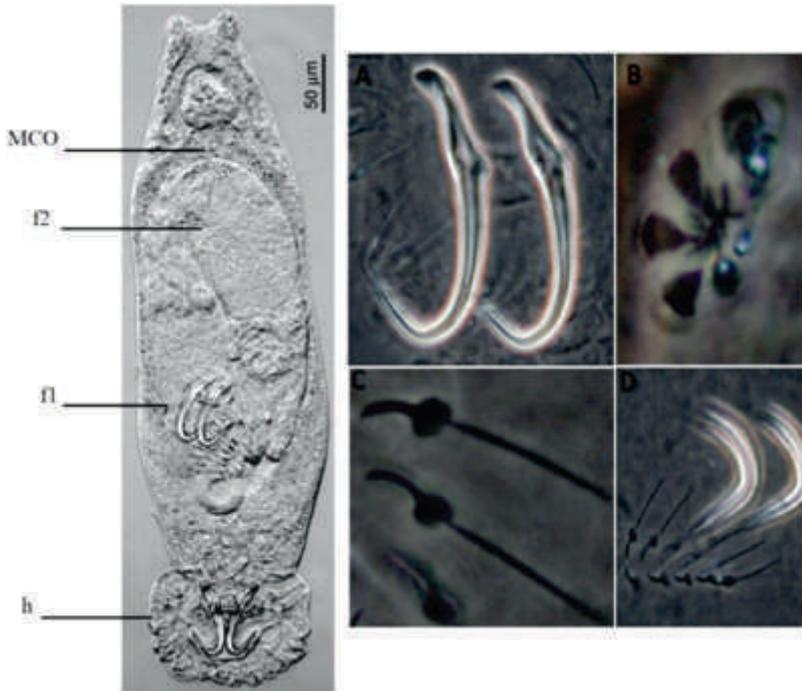


Figura 29. Vista ventral de *Gyrodactylus* sp. Las estructuras observadas en microscopio después de haber sido clarificadas utilizando el medio HOYER. A. Complejo ancla-barra. B. Órgano copulador. C. Ganchos. D. Anclas y ganchos de la cría. MCO = órgano copulador masculino, h = haptor, f1 = cría (primera generación), f2 = cría (segunda generación).

Estudio de los órganos internos (coloración de los parásitos)

- Retirar los parásitos de los frascos o tubos donde estaban siendo conservados y colocarlos en una placa con agua. Dejarlos en la placa por aproximadamente 5 minutos.
- Colocar una gota del reactivo TRICRÓMICO DE GOMORI en el medio de una placa Petri pequeña.
- Coger un individuo de la placa con agua y asegurarse que esté preso en el estilete.
- Colocar el estilete con el individuo en la placa con la gota de TRICRÓMICO y dejarlo de 1 a 5 minutos (va a depender del tamaño del parásito, así, especímenes más grandes deben permanecer más tiempo en el colorante). Tener cuidado que el parásito no caiga en la gota del colorante.
- Retirar el estilete que mantiene preso al parásito y sumergirlo en una placa con etanol absoluto. Desprender el parásito del estilete con movimientos en el líquido o con presión del estilete contra la placa Petri.
- Una vez suelto el parásito en la placa con etanol absoluto, diferenciar con gotas de agua (al colocar agua, se notará que el parásito va haciéndose más claro, esto es debido a la pérdida del exceso de colorante).
- Diferenciar con gotas de agua hasta que el parásito no desprenda más colorante.
- Colocar en una lámina, una gota de Creosota o de Aceite de Clavo de olor.
- Con una micropipeta, coger el parásito de la lámina con etanol absoluto y colocarlo en la lámina con Creosota o con aceite de clavo.
- Dejar clarificar por algunos minutos
- Retirar el creosoto o el aceite, utilizando papel absorbente (tener cuidado al momento de retirar el líquido, ya que puede

que el parásito sea absorbido por el papel juntamente con el líquido.

- Cerciorarse que el parásito se encuentra en la lámina y finalmente colocar encima del parásito una gota de Bálsamo de Canadá o de Goma Dammar.
- Colocar una laminilla encima del parásito.
- Colocar en la estufa por 24 horas como mínimo

Nota

El uso para clarificar del Creosoto de Faia o del aceite de clavo va a depender de la preferencia del investigador. Es conocido que el Creosoto de Faia es cancerígeno y su uso puede manifestar problemas respiratorios, dolores de cabeza y en exposiciones prolongadas puede tener efecto cancerígeno. Por esos motivos, en algunas instituciones se está substituyendo su uso por el aceite de clavo de olor que en algunos centros es comercializado con el nombre de Eugenol.

En algunas ocasiones cuando el parásito es coloreado por mucho tiempo o este absorbe mucho colorante y a la hora de diferenciar, no pierde el colorante, se puede utilizar bicarbonato de sodio para retirar el colorante del cuerpo del parásito. Para ello bastará colocar media cucharadita de bicarbonato de sodio en una placa Petri con agua y colocar al parásito en dicha placa, observando minuciosamente hasta que el mismo pierda la cantidad de colorante deseada. Tener en cuenta que al contacto con el bicarbonato el parásito puede perder rápidamente toda su coloración.

Otra forma puede ser colocando al parásito coloreado en etanol absoluto por algunos minutos y luego colocarlo en etanol 70% hasta que pierda la coloración y así repetir todo el proceso de coloración.

4.2. Digenea

Las especies de Digenea son, endoparásitos que se caracterizan por poseer ciclo de vida bastante complejo, teniendo a moluscos como primeros hospederos intermediarios obligatorios y envolviendo mínimo a dos organismos como hospederos, siendo el definitivo peces o

aves piscívoras. Exhiben casi siempre dos ventosas, una anterior que envuelve la boca, y otra, el acetábulo, generalmente localizado en la región ventral. Poseen dimensiones que varían de menos de 1 milímetro hasta varios centímetros de tamaño. El cuerpo es casi siempre achatado y ovoidal, asemejándose a una hoja. Casi todas las especies que parasitan a peces de agua dulce son hermafroditas.

Los peces pueden ser parasitados por adultos y formas larvales. La mayoría de adultos viven en el intestino, sin embargo, algunos pueden encontrarse en la cavidad visceral, interior de órganos como vesícula biliar y gónadas, sistema circulatorio y tejido subcutáneo de los peces. Las formas larvales (metacercárias) son encontradas enquistadas o libres en la musculatura, sistema nervioso, gónadas, ojos y otros órganos.

La patogenicidad de los digenéticos depende generalmente de la especie, localización, tamaño y fase de evolución. Los que parasitan los tejidos son más patogénicos que los alojados en la luz de los órganos, individuos más grandes perjudican más que los menores, cuanto mayor el número de individuos, mayor el daño, siendo las metacercarias las más peligrosas, ya que pueden migrar por el interior de los peces. La presencia de estos parásitos en el tubo digestivo puede provocar reacción inflamatoria en el local de fijación. La asociación de número elevado de digenéticos puede provocar obstrucción de órganos.

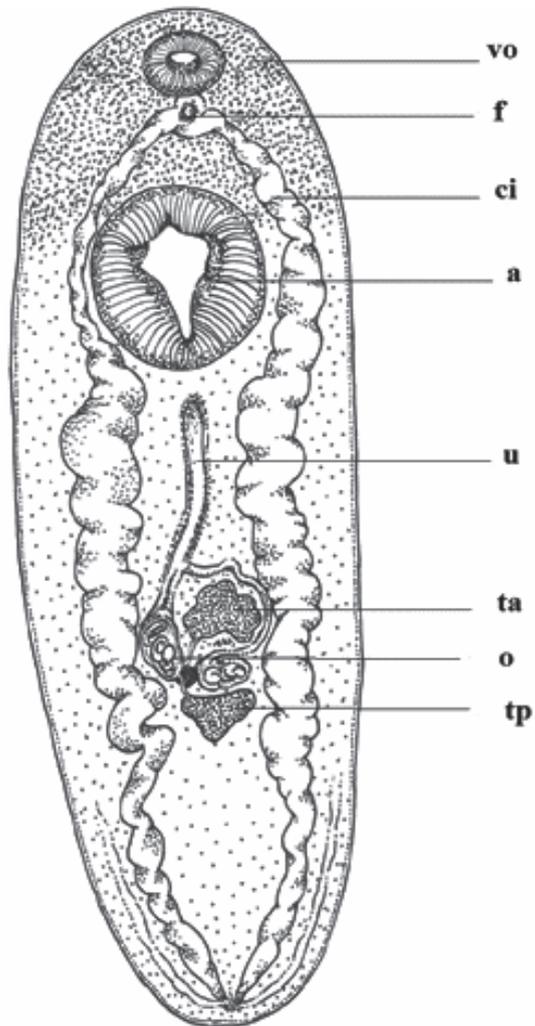


Figura 30. Metacercaria de *Clinostomum marginatum* mostrando las estructuras morfológicas y órganos internos: vo = ventosa oral, f = faringe, ci = ciegos intestinales a = acetábulo o ventosa ventral, u = útero, ta = testículo anterior, o = ovario, tp = testículo posterior.

Diagnóstico

Dependiendo del local de fijación, pueden ser vistos a simple vista cuando enquistados en la piel (enfermedad de los puntos negros), libres en los ojos. Cuando enquistados en la musculatura, será necesario hacer cortes en la musculatura. Para especies que se encuentren parasitando órganos internos, es necesario sacrificar al pez y analizar cada órgano por separado.



Figura 31. Tremátodos digenéticos parasitando diferentes órganos y estructuras en peces. A. Metacercarias parasitando los ojos, B. Tremátodo adulto parasitando la vesícula biliar, C. Metacercarias enquistadas en la musculatura.

Tratamiento

Estos parásitos dependen de moluscos como hospederos intermediarios obligatorios, entonces, se recomienda eliminar todo tipo de moluscos presentes en estanques de cultivo. Así mismo, evitar la presencia de aves piscívoras en los estanques, ya que estos animales actúan en la mayoría de los casos como hospederos finales.

Para eliminar estos parásitos se puede disolver en el agua **Praziquantel** (25 mg/100 L agua).

También se puede mezclar Óxido de Di-N-Butyl Estaño con el

alimento (25 g/100 kg de alimento) y alimentar por aproximadamente 3 días.

Colecta y procesamiento

Para colectar tremátodos digenéticos, es necesario examinar diferentes partes y órganos del pez, así, ojos, tegumento, escamas, aletas, vejiga natatoria y órganos del tracto digestivo son analizados minuciosamente.

Caso sean encontradas metacercarias enquistadas, los quistes deben ser rotos con ayuda de estiletes finos para así liberar a las metacercarias.

Cada órgano interno es colocado individualmente en una placa Petri con solución salina a 0.65% o con agua destilada.

La musculatura de los peces es examinada utilizando un negatoscopio, retirando los parásitos encontrados.

Los individuos encontrados son fijados en solución A.F.A (95 partes de etanol 70% (alcohol), 3 partes de formalina comercial y 2 partes de ácido acético glacial). Caso los parásitos sean grandes y robustos, es necesario comprimirlos. Para ello se colocan los parásitos en una lámina, la cual está dentro de una placa Petri grande, se inunda la placa con A.F.A y se cubre la lámina con una laminilla, adicionando un peso encima que ejerza suficiente presión para comprimir a los ejemplares estudiados.

Coloración de los parásitos

Secuencia para coloración por el proceso regresivo de CARMÍN

Utilizar diferentes placas Petri en las cuales se irán colocando los parásitos de acuerdo a cada tiempo establecido

- | | |
|--|--------------------|
| 1. Colocar los parásitos en etanol 70% | Tiempo: 15 minutos |
| 2. Colorear con CARMÍN | Tiempo: variable |
| 3. Transferir para etanol 30% | lavado rápido |
| 4. Transferir para etanol clorhídrico a 0.5% | 30 segundos |
| 5. Transferir para etanol 80% | 15 minutos |

- | | |
|--------------------------------------|-----------------|
| 6. Transferir para etanol 90% | 15 minutos |
| 7. Transferir para etanol absoluto 1 | 15 minutos |
| 8. Transferir para etanol absoluto 2 | 15 minutos |
| 9. Clarificar en Creosota o Eugenol | tiempo variable |



Figura 32. Vista ventral de *Clinostomum marginatum* (Digenea) coloreado con Carmín alcohólico clorhídrico.

4.3. Cestoda

Las especies de Cestoda son endoparásitos del grupo de los platelmintos, conocidos popularmente como tenias. Poseen forma de cinta y su tamaño varía entre algunos milímetros a varios metros. Los adultos siempre son encontrados en el intestino de los peces, ya que no poseen aparato digestivo, necesitando habitar la región del hospedero donde el alimento se encuentra digerido y listo para ser absorbido. Presentan ciclo de vida indirecto o heteroxeno, involucrando casi siempre a más de dos hospederos. El primer hospedero intermediario es siempre un microcrustáceo y el definitivo puede ser representado por peces, aves y mamíferos.

Los cestodos son constituidos por el escólex (órgano de fijación) y estróbilo (conjunto de los proglótidos o anillos). Dentro de los principales daños que pueden causar a los peces, se considera la oclusión intestinal debido a altas intensidades de infección, muchas veces fatales para el hospedero.

Diagnóstico

Realizar la necropsia de los peces para el respectivo examen de los órganos internos. Cuando adultos, se localizan principalmente en el intestino y las formas larvales pueden ser encontradas también en la cavidad visceral y otros órganos.

Tratamiento

En caso de estanques de tierra, eliminar los microcrustáceos, ya que son hospederos intermediarios de formas inmaduras.

Para eliminar estos parásitos se puede disolver en el agua **Prazicuantel** (25 mg/100 L agua). También se puede mezclar **Óxido de Di-N-Butyl Estaño** con el alimento (25 g/100 kg de alimento) y alimentar por aproximadamente 3 días. Usar **Yomesán**, mezclando 0.1 ml/ Kg de alimento

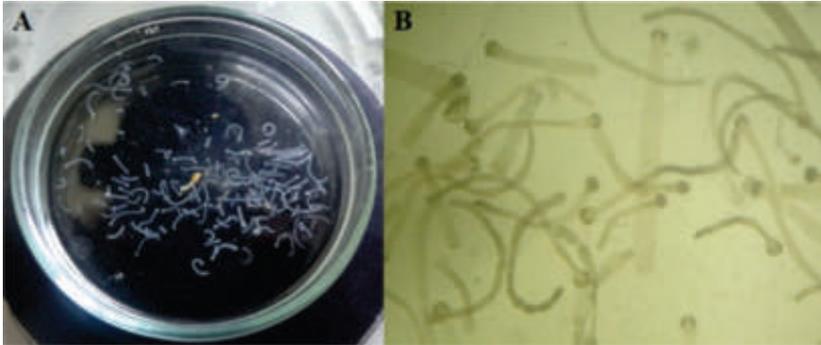


Figura 33. Ejemplares de céstodos colectados del intestino de la “doncella” *Pseudoplatystoma punctifer*. A. Ejemplares en placa Petri vistos mediante observación directa, B. Ejemplares vistos bajo estereoscopio.

Colecta y procesamiento

Órganos del tracto digestivo son analizados. Al encontrarse algún cestodo (adulto o larva) son colectados con pinceles finos y transferidos a agua destilada. Posteriormente son fijados en A.F.A.

Cuando se pretenda obtener el Escolex en una posición adecuada, se pueden colocar los ejemplares en el refrigerador en placas con agua destilada por aproximadamente 24 horas. El proceso de coloración es idéntico al utilizado para Digenea.

4.4. Acanthocephala

Las especies de Acanthocephala son parásitos caracterizados por poseer una región anterior provista de ganchos, llamada de probóscide, que le sirve como órgano de fijación. Los ganchos varían en número de acuerdo con la especie de parásito. La posición y el número de ganchos en la probóscide son utilizados como caracteres taxonómicos para la identificación de las especies. Presentan dimorfismo sexual, siendo las hembras más grandes que los machos. Otra característica utilizada para diferenciar hembras

de machos es la presencia en la parte posterior de una estructura llamada bolsa copulatoria, la cual está presente únicamente en los individuos machos y es utilizada para unirse a la hembra al momento de la cópula. El interior del cuerpo de las hembras, cuando preñadas está cargada de huevos, mientras que en los machos es posible observar dos testículos bastante grandes en tamaño.

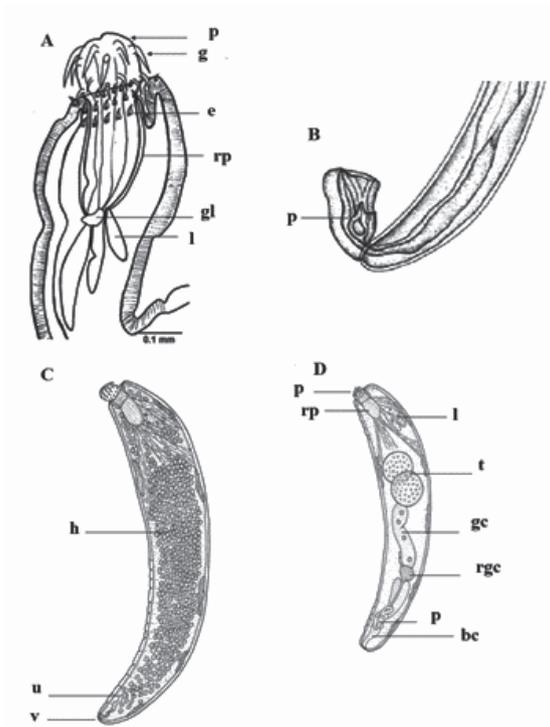


Figura 34. Estructuras morfológicas y órganos internos en Acanthocephala. A. Parte anterior. P = probóscide, g = ganchos, e = espinas, rp = receptáculo de la probóscide, gl = glándula nerviosa, l = lemniscos; B. Parte posterior de ejemplar macho. Nótese la bolsa copulatoria. p = pene; C. Ejemplar hembra. h = huevos, u = útero, v = vagina; D. Ejemplar macho. t = testículos, gc = glándula de cemento, rgc = reservorio de la glándula de cemento, p = pene, bc = bolsa copulatoria.

Presentan ciclo de vida indirecto o heteroxeno, siendo los hospederos intermediarios generalmente crustáceos y ostrácodos. Los peces actúan como hospederos paraténicos y también como definitivos.

Los daños causados en los peces, depende de la especie, número y tamaño de los parásitos, además del tamaño de los hospederos. La penetración de la probóscide puede ocasionar lesiones intestinales, de tipo ulcerativas, con hemorragias y necrosis. En caso de gran intensidad de parasitismo en peces, es posible observar síntomas de desnutrición, deteriorando la calidad y ocasionando pérdidas económicas en los piscicultores.

Una de las principales especies de Acanthocephala parásito de peces es *Neoechinorhynchus (Neoechinorhynchus) buttnerae* Golvan, 1956, la cual ha sido registrada parasitando a la gamitana *Colossoma macropomum*. En la Amazonía brasileña han sido reportados numerosos casos de problemas causados por infecciones de este parásito, causando deterioro en la salud de los peces y consecuentemente ocasionando pérdidas económicas a los productores. Este parásito se localiza en el intestino de los peces provocando metaplasia del tejido muscular, edemas, nódulos, pérdida de masa muscular, deformaciones, signos de enflaquecimiento y disminución del factor de condición relativo. Para que este parásito complete su ciclo de vida necesita de un hospedero intermediario el cual es un ostrácoda, siendo la gamitana el hospedero definitivo.

Diagnóstico

Realizar la necropsia de los peces para el respectivo examen del intestino de los peces.

Tratamiento

Para eliminar estos parásitos se puede disolver en el agua **Prazicuantel** (25 mg/100 L agua).

También se puede mezclar **Óxido de Di-N-Butyl Estaño**

con el alimento (25 g/100 kg de alimento) y alimentar por aproximadamente 3 días. Usar **Yomesán**, mezclando 0.1 ml/ Kg de alimento

Colecta y procesamiento

Son colectados del intestino de peces. La técnica utilizada para obtener ejemplares con la probóscide evaginada, consiste en colocar los parásitos en placas Petri con agua destilada y colocar en la refrigeradora por aproximadamente 24 horas. Luego pueden ser fijados y conservados en A.F.A. y posteriormente almacenados en etanol 70%



Figura 35. Acanthocefalos colectados del intestino de gamitana *Colossoma macropomum*. A. Vista lateral de juvenil de gamitana. B. Recolección de acanthocefalos del intestino. C. Acanthocefalos en placa Petri.

Para el estudio de las características morfológicas, es necesario colorear a los parásitos, para ello se puede utilizar el proceso regresivo de Carmín, descrito anteriormente para Digenea y Cestoda.



Figura 36. Ejemplar de Acanthocephala *Neoechinorhynchus* (*Neoechinorhynchus*) *buttnerae* coloreado con Carmín alcohólico. N.R. Brandão

4.5. Nematoda

Las especies de Nematoda son parásitos bastante comunes en peces de agua dulce. Como característica principal presentan cuerpo alargado, recubierto por una cutícula protectora, con extremidades afiladas. Poseen dimorfismo sexual, siendo las hembras en la mayoría de los casos más grandes que los machos. Los machos son reconocidos por la presencia de espículas y papilas genitales. Poseen ciclo de vida indirecto o heteroxeno.

Crustáceos son por lo general los hospederos intermediarios. Los peces son hospederos paraténicos o definitivos. Estos parásitos son capaces de parasitar todos los órganos y estructuras de sus hospederos.

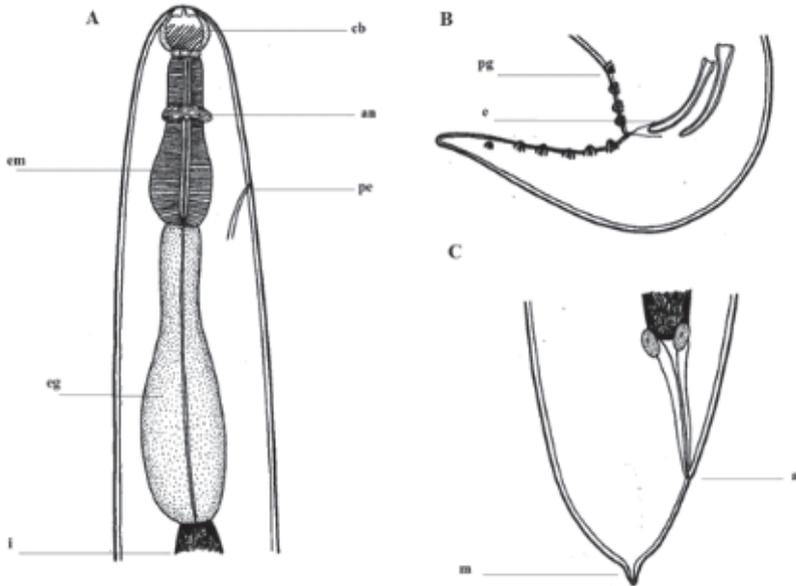


Figura 37. Estructuras morfológicas y órganos internos de ejemplar de Nematoda. A. Parte anterior. cb = cápsula bucal, an = anillo nervioso, pe = poro excretor, em = esófago muscular, eg = esófago glandular, i = intestino. B. Parte posterior de ejemplar macho. pg = papilas genitales, e = espículas. C. Parte posterior de ejemplar hembra. a = ano, m = mucron.

Pueden obstruir la luz intestinal de sus hospederos, principalmente cuando son encontrados en grandes números. Pueden ocasionar lesiones en diferentes órganos, ya que algunas especies son capaces de migrar de un órgano a otro, causando lesiones que pueden provocar infecciones secundarias.

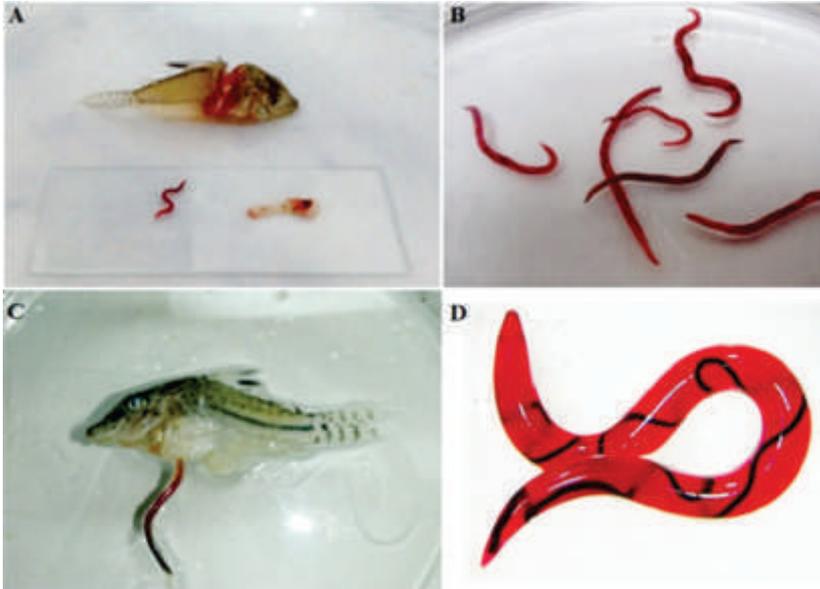


Figura 38. Especies de *Corydoras* parasitadas por el nemátodo *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoii*. A. Nemátodo en placa Petri colectado del intestino de su hospedero. B. Ejemplares de *P. (S.) pintoii*. C. Ejemplar de *P. (S.) pintoii* saliendo de la cavidad abdominal de su hospedero. D. Ejemplar hembra de *P. (S.) pintoii*.

Diagnóstico

Realizar la necropsia de los peces para el respectivo examen de los órganos internos, principalmente los del tracto digestivo.

Tratamiento

Levimezol. Aplicar 120 mg/100 L agua

Albendazol y/o Metronidazol. Aplicar 80 – 100 mg/L agua. También se pueden mezclar estos productos con el alimento a razón de 5 g/Kg de alimento.

Colecta y procesamiento

Nemátodos pueden ser colectados en la órbita ocular de los

peces, musculatura y órganos internos. Para el estudio de los órganos internos, estos son colocados individualmente en placas Petri con solución salina 0.65% o con agua destilada. Antes de fijar los parásitos, estos deben ser limpiados con pinceles finos y estiletes.

Lo ideal para un buen estudio de los órganos internos, es obtener ejemplares que hayan muerto totalmente extendidos, para ello, se puede calentar la solución A.F.A. a 65-70 °C y derramar el contenido sobre los parásitos. Los ejemplares luego pueden ser conservados en etanol 70%.

Para el estudio de los órganos internos de nemátodos, se deben preparar láminas provisionarias, para lo cual se deben clarificar los parásitos. La clarificación puede ser utilizando fenol a 50, 70 y 100%. Se coloca una gota de fenol en la lámina, enseguida se coloca el parásito a ser estudiado y se cubre con la laminilla. También puede utilizarse Lactofenol de Amaan, ácido láctico y Glicerina a diferentes concentraciones. Para la elaboración de láminas permanentes, los ejemplares clarificados son colocados en una lámina conteniendo Bálsamo de Canadá, en la cual es colocada una laminilla. Finalmente secar en la estufa por 24 horas.

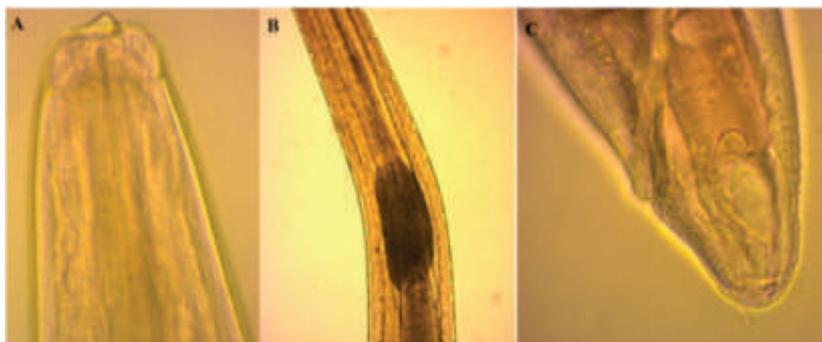


Figura 39. Ejemplar de *Anisakis* sp. (Nematoda) clarificado con ácido láctico y visto en microscopio. A. Parte anterior mostrando el diente larval. B. Parte media del cuerpo mostrando el ventrículo. C. Parte posterior mostrando el mucron.

4.6. Copepoda

Las especies de Copepoda son caracterizados por la adaptación en forma de garra de las antenas, las cuales son utilizadas para fijarse al hospedero. Poseen ciclo de vida directo o monoxeno, destacándose varias fases larvales (huevo, nauplios, copepodito), todas de vida libre. Hembras y machos también son de vida libre y sólo parasitan a los peces después de haber sido fecundadas. Sólo las hembras son parásitos, pudiendo parasitar las branquias, superficie del cuerpo y cavidades nasales.

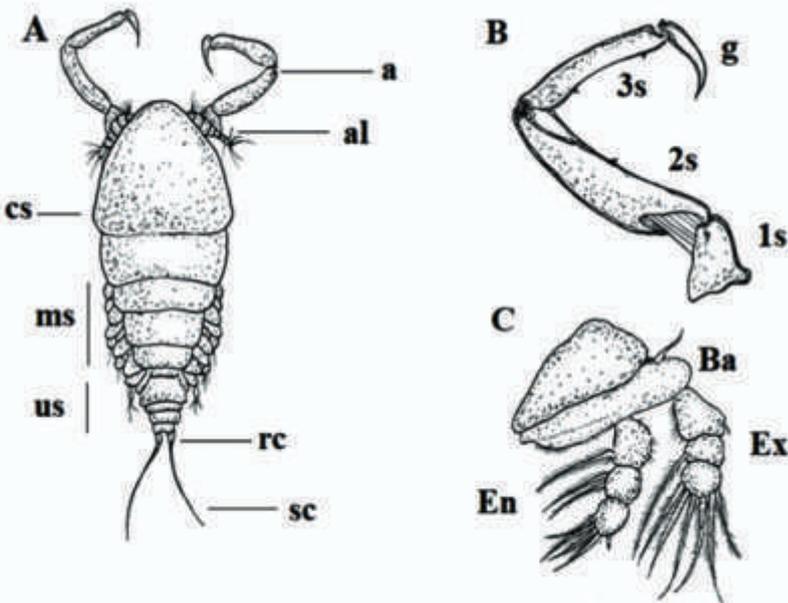


Figura 40. Esquema con las partes de un individuo de Copepoda. A. Vista dorsal del cuerpo. a = antena, al = anténula, cs = cefalossoma, ms = metassoma, us = urossoma, rc = ramos caudales, sc= setas caudales. B. Antena. g = garra, 1s, 2s, 3s = primer, segundo y tercer segmento de la antena. C. Esquema de las partes de la pierna. Ba basipodito, Ex = exopodito, En = endopodito.

Los daños que pueden causar en los peces depende del lugar de fijación. Cuando se encuentran en las branquias determinan oclusión parcial o total del vaso sanguíneo de las lamelas, además de hiperplasia. Esa acción es motivada por la presión ejercida por las garras de los parásitos, provocando reducción en la capacidad respiratoria de las branquias. Cuando adheridas a la superficie corporal de los peces, dañan el tegumento, ya que perforan los tejidos con sus ganchos de fijación. Esas lesiones pueden ser puntos de entrada para otros patógenos oportunistas como hongos y bacterias.

Diagnóstico

Parásitos de la superficie corporal pueden ser vistos a simple vista, observando cuidadosamente la piel, aletas, opérculos, fosas nasales y boca.

Para especies que parasitan las branquias, se puede realizar un raspado y observar al estereoscopio o microscopio. Este método no es tan efectivo, ya que algunas especies está tan fuertemente adheridas a los filamentos branquiales que no se desprenden fácilmente, siendo necesaria la extracción de las branquias y observación en estereoscopio y/o microscopio.

En la Amazonía, uno de los copépodos más frecuentes en estanques de cultivo de peces es la *Perulernaea gamitanae*, la cual parasita las branquias y cavidad bucal de los peces, principalmente de la Gamitana, causando inflamaciones en el lugar de fijación, facilitando el ingreso de bacterias y hongos. En las branquias pueden provocar hiperplasia y metaplasia, reduciendo la capacidad respiratoria de los peces. En peces en confinamiento y altamente infestados, puede llevar a cuadros de apatía y anorexia, finalizando con la muerte.



Figura 41. Vista dorsal de ejemplar de *Perulernaea gamitanae* parásito de *Colossoma macropomum*.

Tratamiento

Triclorfon. Baños de inmersión rápida de 5 a 10 minutos (25 g/L agua x 4 veces en una semana).

Diflubenzuron. 100g/ 1000m³ (efectivo en estanques, principalmente contra infestación de *Perulernaea gamitanae*. Para garantizar la eficacia del producto, repetir el tratamiento por 3 días.

Sal de cocina. Realizar baños con una concentración de 1 a 3% (10 – 30 g/L agua) durante 30 minutos.

Formalina 40%. Realizar baños de inmersión con dosis de 2ml /10 L agua x 10 minutos.

Órganos fosforados (Neguvón, Masotén). Utilizar 25 mg / 100L agua.

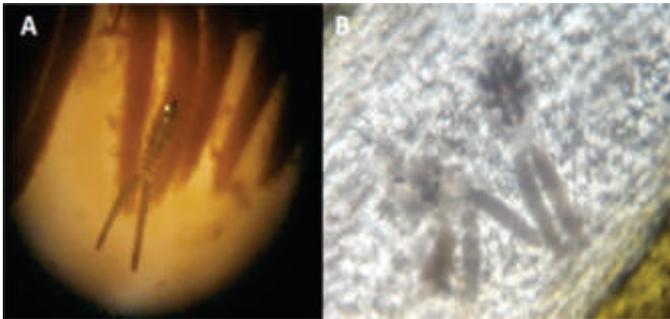


Figura 42.
Ejemplares de Copepoda. A. Copepoda adherido en filamento branquial. B. Copepoda adherido a la aleta dorsal de su hospedero

Colecta y procesamiento

Las narinas son analizadas utilizando el mismo procedimiento que el de monogenóideos, el cual consiste en hacer lavados en el interior de las narinas, colectado el líquido del lavado, el cual es examinado bajo estereoscopio. Las branquias son también analizadas bajo estereoscopio.

Los ejemplares encontrados son fijados y conservados en etanol 70%

Para el estudio de las diferentes estructuras morfológicas, se pueden clarificar o colorear los especímenes.

La clarificación puede ser realizada colocando una gota de HOYER en una lámina, enseguida se coloca el parásito y se cubre con laminilla.

Colecta y procesamiento

Las narinas son analizadas utilizando el mismo procedimiento que el de monogénóideos, el cual consiste en hacer lavados en el interior de las narinas, colectado el líquido del lavado, el cual es examinado bajo estereoscopio. Las branquias son también analizadas bajo estereoscopio.

Los ejemplares encontrados son fijados y conservados en etanol 70%

Para el estudio de las diferentes estructuras morfológicas, se puede clarificar o colorear los especímenes.

La clarificación puede ser realizada colocando una gota de HOYER en una lámina, enseguida se coloca el parásito y se cubre con laminilla.



Figura 43.
Vista
microscópica
de ejemplar
de Copepoda
clarificado
con medio
Hoyer. T.M.
Marques

Para colorear el parásito se utiliza el método de Fenol-Bálsamo coloreando con Eosina Orange G. El proceso de coloración consiste en:

- Colocar los parásitos en una placa con etanol 70% por 5 minutos.
- Transferir los parásitos a una placa con una gota de Eosina Orange G hasta adquirir una coloración anaranjada (el tiempo es variable, dependiendo de cuan rápido y cuanto se haya coloreado el parásito)
- Transferir a una placa con Fenol líquido (cristales de fenol puro diluidos en etanol 95%). En este proceso los especímenes colorados pasan por un proceso de diafanización, deshidratación y retirada de exceso de colorante. Tiempo variable hasta la coloración deseada que generalmente es un tono rosado.
- Transferir los ejemplares a una placa con Creosota o Salicilato de Metilo. En esta parte del proceso, los ejemplares son clarificados.
- Colocar en una lámina una gota de Bálsamo de Canadá o de Goma de Dammar y colocar encima una laminilla.
- Colocar en la estufa a 56°C para secado por aproximadamente 24 horas.

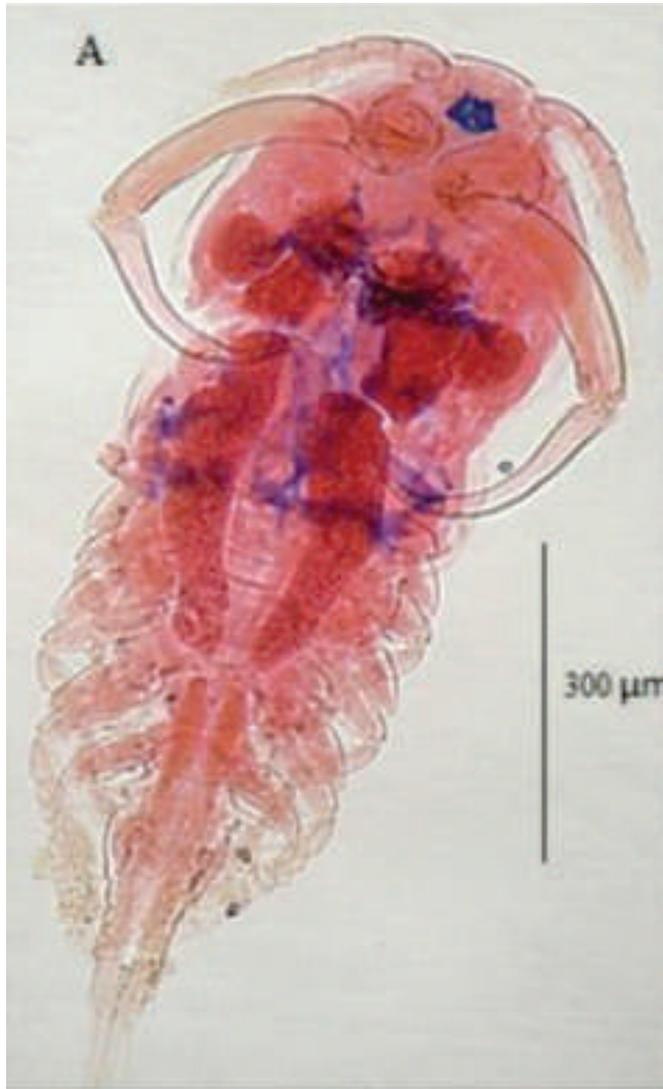


Figura 44. Ejemplar de Copepoda coloreado con Eosina Orange G

4.7. Branchiura

Las especies de Branchiura son caracterizadas por la presencia de un caparazón ovoidal, que recubre el cuerpo achatado dorsoventralmente. Son fácilmente visibles en la superficie de los hospederos. Pueden cambiar de hospedero, ya que al desprenderse de la superficie corporal, tienen la habilidad de nadar y permanecer por largos períodos libres en la columna de agua. Poseen ciclo de vida directo o monoxeno. Las hembras después de fecundadas depositan los huevos en substratos como plantas y/o piedras. Especímenes machos pueden ser diferenciados de las hembras por la presencia de testículos, ubicados en la extremidad posterior del cuerpo, observados en posición ventral, y las hembras poseen dos espermatecas en lugar de testículos.

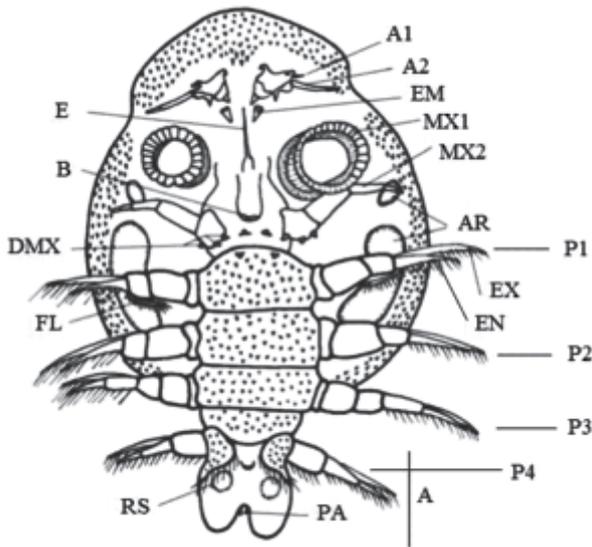


Figura 45. Esquema con las principales estructuras morfológicas en Branchiura. Vista ventral. A1 = antena 1, A2 = antena 2, EM = espina mesial, MX1 = primera maxila, MX2 = segunda maxila, AR = área respiratoria, P1 - P4 = piernas 1-4, EX = exopodito, EN = endopodito, A = abdómen, PA = papila abdominal, RS = receptáculo seminal o espermateca, FL = flagelo, DMX = dientes maxilares, B = boca, E = estilete. E.V. Thatcher.

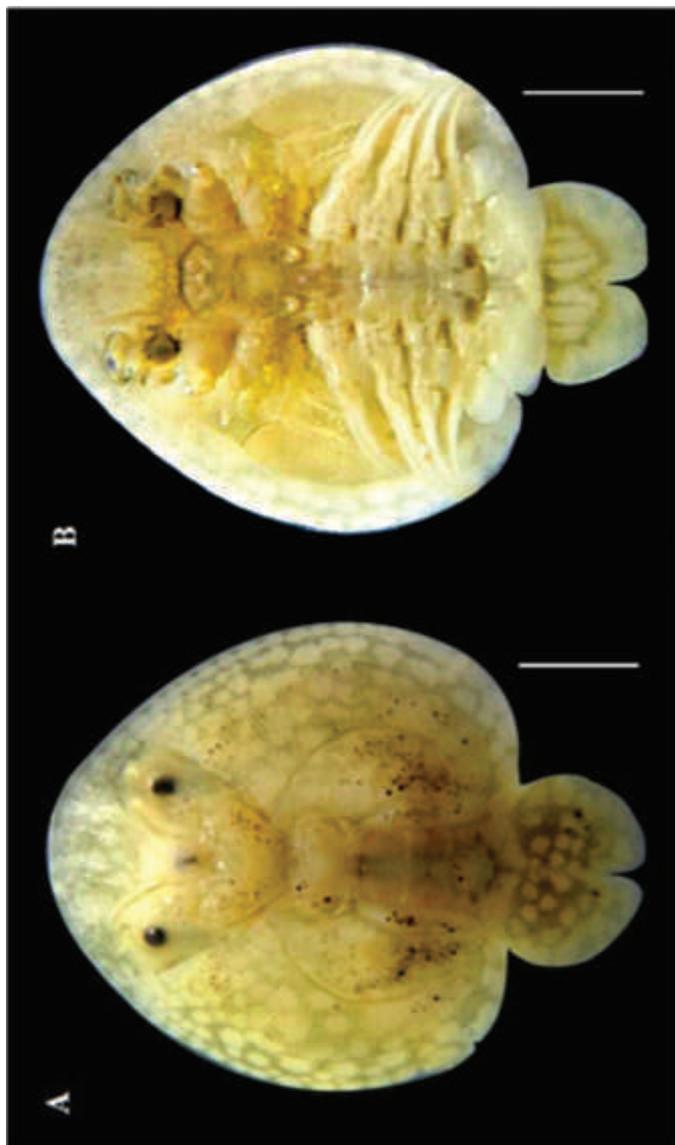


Figura 46. A. Vista dorsal de ejemplar de Branchiura. B. Vista ventral de ejemplar de Branchiura.

Las especies de Branchiura pueden ocasionar lesiones ulcerosas en la piel de los peces, ya que al alimentarse, introducen el estilete en el tegumento del hospedero, inoculando enzimas digestivas que pueden ser tóxicas, y además pueden tener acción citolítica. Pueden provocar también inflamaciones, hipersecreción de mucus y anemias. Además, las lesiones que dejan en la piel pueden viabilizar la instalación de infecciones secundarias. Altas infestaciones pueden debilitar considerablemente a los peces y pueden llevarlos a la muerte.

Diagnóstico

Las especies de Branchiura Son visibles al ojo, observando los parásitos adheridos a la piel y aletas.

Tratamiento

Neguvón, Masotén. Aplicar 25 mg / 100L agua. Aplicar también 30 g / 1000 L agua x 30 minutos, luego hacer un recambio del 90% del agua.

Colecta y procesamiento

Para la colecta de especies de Branchiura es analizada la superficie corporal, aletas, cavidad branquial, cavidad bucal y narinas de los peces. Los ejemplares colectados son conservados en etanol 70%

Para el estudio de las estructuras morfológicas, son preparadas láminas provisionarias utilizando glicerina 50% en etanol 70%. También puede clarificarse con fenol y/o ácido láctico.

Para ello se coloca el ejemplar en una lámina con alguno de estos químicos y se deja clarificar para posterior observación al estereoscopio. En algunos casos no es necesaria la clarificación de los ejemplares, ya que algunas especies pueden ser fácilmente identificadas por observación directa en estereoscopio.



Figura 47.
Colecta de
especies de
Branchiura en
ejemplar de
“doncella”
Pseudoplatystom
a punctifer.

4.8. Isopoda

Las especies de Isopoda son bastante grandes, presentando el cuerpo segmentado, achatado dorsoventralmente, poseen 7 pares de piernas equipadas con fuertes garras adaptadas para fijarse a los hospederos. Pueden parasitar las branquias, superficie corporal, boca y recto. Poseen dimorfismo sexual, siendo las hembras más grandes que los machos.

Las principales especies que parasitan a los peces de agua dulce son de la familia Cymothoidae. Estas especies son hermafroditas protándricos y generalmente, las hembras son encontradas junto con un individuo macho. La protandria consiste en el cambio de sexo de un individuo. Así, un espécimen macho, una vez que se localiza en el hospedero, modifica su morfología y sexualidad, tornándose hembra. Si otro individuo penetra dicho hospedero, al detectar la presencia de un espécimen hembra, permanece con la morfología de macho.

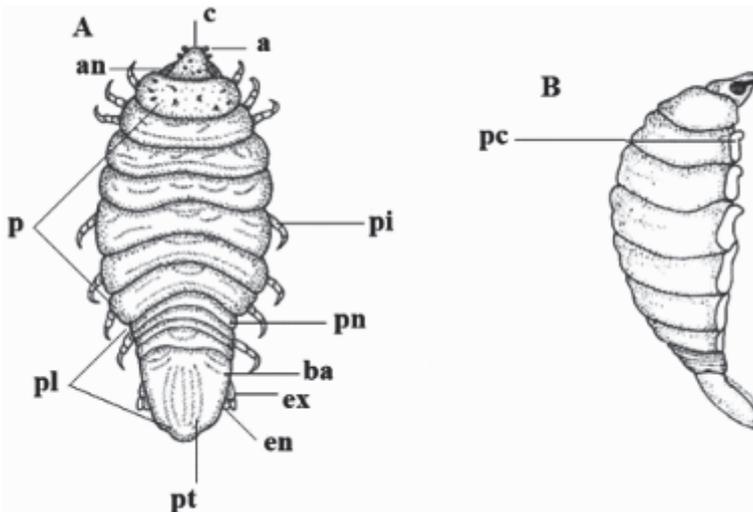


Figura 48. Esquema con las estructuras morfológicas en ejemplar de Isopoda. A. Vista dorsal. c = cabeza, a = antena, an = anténula, p = pereon, pl = pleon, pt = pleotelso, en = endopodito, ex = exopodito, ba= basipodito, pi = piernas. B. Vista lateral. pc = placas coxales. E.V. Thatcher.

Pueden causar necrosis de las células, destrucción de los filamentos branquiales. Cuando fijadas a la lengua de los peces, causan degeneración de la mayor parte de esa estructura y posteriormente pueden sustituirla totalmente.

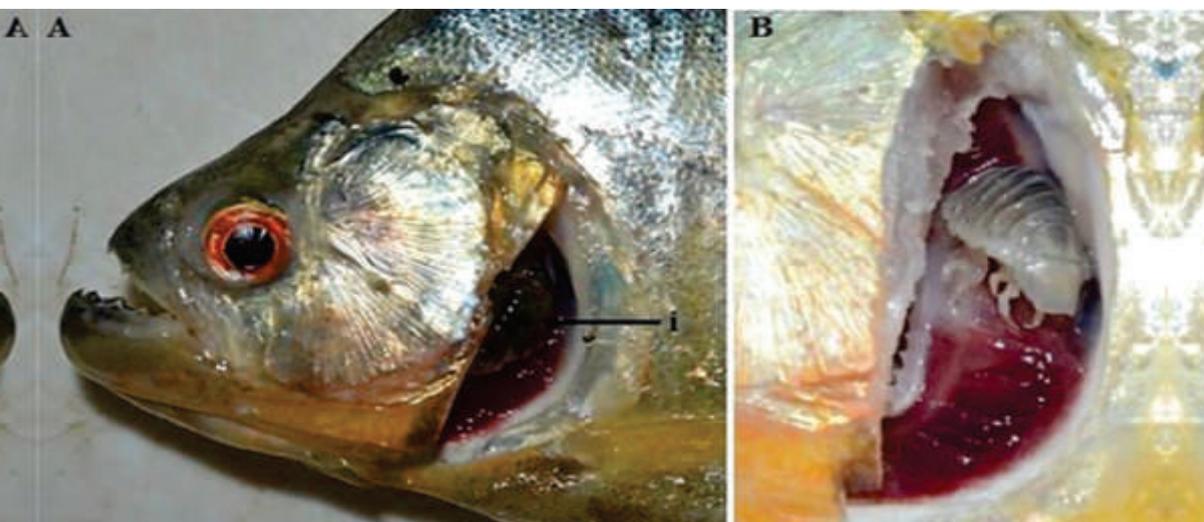


Figura 49. Ejemplar de “piraña” parasitado por un ejemplar de Isopoda.

Diagnóstico

Son visibles al ojo, observando los parásitos adheridos a la piel y aletas.

Tratamiento

Formalina 40%. Baños a concentración 1:4000 (1ml/ 4L agua) por dos horas.

Neguvón, Masotén. Aplicar 25 mg / 100L agua.

Colecta y procesamiento

Estos parásitos pueden ser encontrados parasitando la superficie corporal, cavidad branquial, cavidad bucal y narinas de los peces. Al encontrarse algún ejemplar se colecta con ayuda de pinzas y se pueden conservar el etanol 70%.



Figura 50. Isopoda parasitando la superficie corporal de su hospedero

En algunas ocasiones es necesario disecar todas las partes del cuerpo del parásito, los cuales son colocados individualmente en láminas con glicerina, fenol o ácido láctico. Una vez clarificadas pueden ser observadas al estereoscopio con el intuito de identificar a cuál especie corresponde.

4.9. Pentastomida

Las especies de Pentastomida son artrópodos que presentan como característica principal, el cuerpo cilíndrico y anillado y la presencia de mandíbulas características, en número de 4, que juntamente con la boca hacen 5 estructuras, localizadas en la extremidad anterior. De ahí el nombre de Pentastomida, que significa 5 bocas, relacionado a las 5 estructuras claramente visibles en la región anterior del cuerpo. En la fase adulta, parasitan a vertebrados en general, siendo encontrados en los pulmones y vías respiratorias de reptiles. En peces, se encuentran formas inmaduras, las cuales pueden parasitar diferentes órganos, peritoneo, mesenterio y tejido muscular. Los peces actúan como hospederos intermediarios.

Los daños que causan en los peces depende del número de larvas encontradas y de los órganos y regiones que parasitan. No existen registros de daños graves causados por estos parásitos.

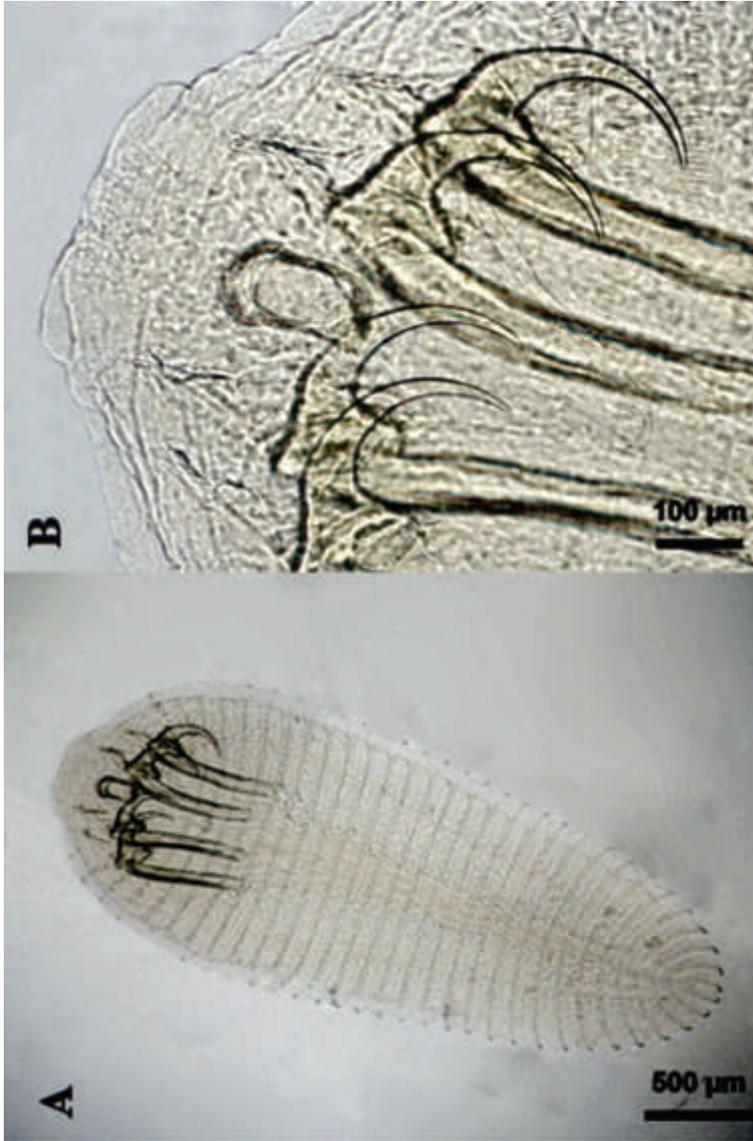


Figura 51. A. Vista ventral del cuerpo de ejemplar de Pentastomida. B. Parte anterior del cuerpo mostrando la boca y las 4 garras utilizadas para la fijación en el hospedero. N. R. Brandão.

Diagnóstico

Larvas pueden ser vistas enquistadas en la musculatura de los peces. Para identificar a las larvas en órganos internos, es necesario sacrificar al pez.

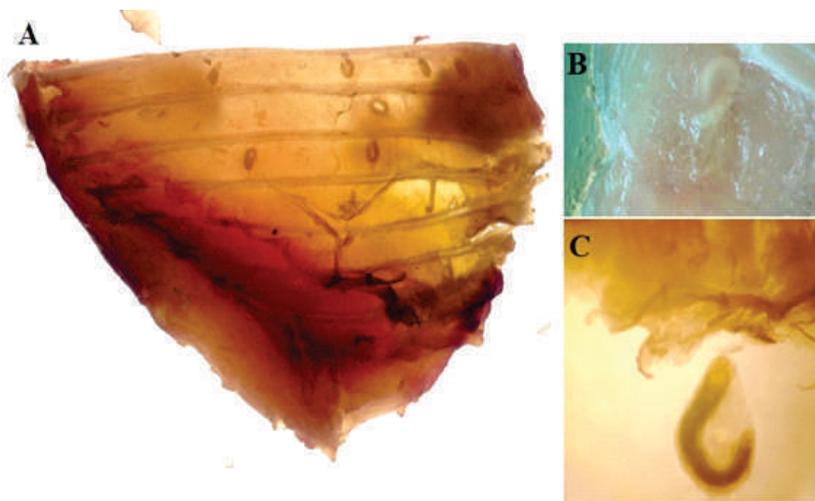


Figura 52. A. Vista de la musculatura de “piraña roja” con ejemplares de *Pentastomida* enquistadas. B y C. Ejemplar enquistado en la musculatura de su hospedero. N. R. Brandão.

Tratamiento

Siendo reptiles, los hospederos definitivos de estos parásitos evitar el ingreso de estos animales a los estanques de cultivo.

Colecta y procesamiento

Estos parásitos pueden ser encontrados parasitando la musculatura e intestino de los peces. Cuando encontrados, estos pueden ser conservados en etanol 70%. Para su identificación taxonómica, es necesario clarificarlos, utilizando el medio HOYER.

CAPÍTULO V

PROFILAXIS Y TRATAMIENTOS CONTRA ENFERMEDADES CAUSADAS POR PARÁSITOS

5.1. Profilaxis en estanques de tierra

- Almacenan gran cantidad de patógenos
- Se debe desinfectar los tanques: secados que conjuntamente con la exposición al sol tiene algunos efectos.
- Adicionalmente utilizar cal virgen (CaO) 75g/m² (fondos arenosos) ó 400 g/m² (fondos lodosos).

5.2. Profilaxis en estanques de concreto

- Desinfectar con chorros de formalina comercial a 5%.

5.3. Profilaxis en huevos y larvas de peces

- Iodo – tener en cuenta su uso monitoreado con el pH (pH < 6.0 tóxico y en pH > 8.0 se pierde su efecto anti-séptico)
- 50 a 100 mg iodo /L agua x 10 minutos (huevos)
- Lavar los huevos con agua antes y después del tratamiento.
- 25 mg iodo /L agua x 10 minutos (larvas)

5.4. Profilaxis para peces juveniles y adultos

- Baños realizados en tanques apropiados (pequeños, de volumen conocido – favorece la aplicación de las dosis y dilución del producto).

5.5. Productos utilizables para el tratamiento y control de enfermedades parasitarias

Baños con Sal (NaCl)

- 10 g /L agua dejando los peces x 24 horas (juveniles)
- 20 g /L agua x 24 horas (adultos).

Formol (formalina comercial)

- 1:6000 x 30 minutos (1ml / 6 L agua) (juveniles)

- 1:4000 x 1 hora (1ml / 4 L agua) (adultos)

Permanganato de potásio

- Diluir 1 g de permanganato / 50 L agua y colocar los peces x 1 hora.

Verde malaquita

- Baños prolongados – 2 g verde malaquita / 10m³ agua x 2 a 3 días. Usar sólo en reproductores, mas no en peces de consumo – Acción cancerígena

Formol + verde malaquita

- Mezclar 4 g verde malaquita / 1 L formol, luego utilizar de la siguiente manera: 1:6000 = 1 ml (formol + verde malaquita) / 6 L agua x 1 hora.

5.6. Desinfección en personas

- Principalmente las manos, utilizando yodo
- 200 mg / 1 L agua.

5.7. Esterilización de los instrumentos

- Formalina comercial al 5%. Instrumentos deben permanecer en esta solución x 5 minutos
- Sal común (NaCl) a 5% (50 g. 1 L agua) x 5 minutos.

5.8. Cuarentena

- Aislamiento de los animales en locales específicos después del tratamiento.
- El tiempo de cuarentena depende de la especie de pez, tipo y grado de la enfermedad. Nunca debe ser menor de 30 días.

5.9. Tipos de tratamientos

Baños terapéuticos

- Principalmente para tratar patologías externas.
- Nivel de O₂ debe estar por encima de lo normal.
- Control de amonio, pH (pH bajo aumenta la toxicidad de los productos químicos y disminuye su eficacia).

- Control de la densidad de los peces (altas densidades dificultan la absorción de los medicamentos).
- Control de la temperatura. Tratar a los peces durante horas de temperaturas más bajas – menor demanda de oxígeno.

Baños de corta duración

- Usar recipientes pequeños de volumen conocido. Peces permanecerán de 30 a 60 minutos.
- Productos en altas concentraciones, los baños serán por períodos de 1 a 5 minutos

Baños en los propios estanques de cría

- Peces deben ser expuestos a períodos de 12 horas a más.
- Productos suministrados en concentraciones muy bajas.

5.10. ¿Cómo reconocer si los peces están sanos o enfermos?

Existen ciertos criterios o consideraciones para tener en cuenta para determinar si un pez presenta alguna patología o enfermedad parasitaria. Para ello tendremos en cuenta las siguientes consideraciones:

Consideraciones	Pez sano	Pez enfermo
Natación	Normal, característico de cada especie	Irregular, errático, dando giros, de costado o de cabeza en la superficie
Consumo de alimento	Voracidad característica de la especie. Cuando visible en el agua, se percibe el consumo del alimento.	No consume el alimento, presentan apatía o falta de interés por el alimento.
Reacción de fuga	Responde a estímulos externos.	No responde a estímulos externos.
Coloración	Pigmentación definida de acuerdo con la especie.	En caso de anemias, presenta coloración pálida, oscurecimiento o con manchas rojas en caso de infecciones.
Piel	Con secreción de mucus, sin descamación, sin hematomas o heridas.	Descamaciones, úlceras, heridas, hematomas e hiper-secreción de mucus.
Ojos	Brillantes con córnea transparente.	Opacos o con presencia de parásitos.
Branquias	Con coloración rojiza.	Coloración pálida.

Estas consideraciones pueden ser observadas dependiendo de la facilidad de observación en el estanque de cultivo. Para el caso de peces criados en tanques de concreto o en peceras, es mucho más fácil tener referencia de los aspectos mencionados. Para peces de estanques, uno de los principales criterios para tener en cuenta es el comportamiento del cardumen, así, saltos en el agua, boqueo en la superficie, hacinamientos, nados en espiral o con el abdomen dirigido hacia arriba, son signos de alguna anomalía en los peces.

De presentarse alguna de estas irregularidades, se recomienda analizar a los peces en algún centro especializado, para ello, deben tomarse en cuenta las siguientes consideraciones:

- Elegir a los peces que manifiesten la anomalía o enfermedad, de preferencia peces que estén vivos o moribundos.
- Enviar una muestra representativa, mínima de 5 o 6 individuos.
- Caso de no contar con peces moribundos, enviar muestras de peces que estén lo más frescos posibles.
- Colocar las muestras en bolsas plásticas o recipientes con hielo, para mejor conservación.
- Tomar datos de la calidad de agua, teniendo en consideración los parámetros físicoquímicos.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Amato, J.F.R.; Boeger, W.A.; Amato, S. B. 1991. *Protocolos para laboratório coleta e processamento de parasitas do pescado*. Imprensa Universitária, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil. 81 p.
- Ayres, M.; Ayres Jr. Ayres, D.L.; Santos, A.D. 2007. BioEstat 5.0. *Imprensa Oficial do Estado do Pará*, 323. BIOESTAT
- Berger, W.H.; Parker, F.L. 1970. Diversity of planktonic foraminifera in deep-sea sediments. *Science*, 168:1345-1347.
- Bilong Bilong, C.F.; Njine, T. 1998. Dynamics of three populations of Monogeneans parasites of *Hemichromis fasciatus* Peters, 1858 in Lake City of Youndé and possible interest in intensive fish farming. *Annales de la Faculté des Sciences*, 34: 295-303.
- Boeger, W.A.; Vianna, R.T.; Thatcher, V. E. 2006. Monogenoidea. *Amazon fish parasites*. Sofia: Pensoft Publishers, 42-116.
- Brandão, N.R. 2016. *As espécies parasitas com potencial zoonótico em peixes Amazônicos*. Tesis de Maestria. Universidade Federal Do Amazonas (UFAM), Manaus, Brasil, 152 p.
- Bush, A.O.; Holmes, J.C. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*, 64:142-152.
- Bush, A.O.; Aho, J.M.; Kennedy, C.R. 1990. Ecological versus phylogenetic determinants of helminth parasite community richness. *Evolutionary Ecology*, 4:1-20.
- Bush, A.O.; Lafferty, K.D.; Lotz, J.M.; Shostak, A.W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of Parasitology*, 575-583.
- Cohen, S.; Justo, M.; Kohn, A. 2013. South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Oficina de Livros, Rio de Janeiro, Brasil. 663 p.

- CONCEA, 2013. *Diretrizes da Prática de Eutanásia do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal - CONCEA*. Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação, Brasília, DF. 54 p
- Dajoz, R. 1973. *Ecologia Geral*. Vozes, São Paulo. 472 p.
- Dumbo, J.C. 2014. *Espécies de metazoários parasitos de Acestorhynchus falcirostris (Cuvier, 1819) (Characiformes: Acestorhynchidae) de lagos de várzea da Amazônia Central*. Tesis de Maestria, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, Brasil. 150 p.
- Eiras. J.C.; Takemoto R.M.; Pavanelli G.C. 2006. *Métodos de estudos e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes*. 2ª Ed., Eduem, Maringá. 199 p.
- Eiras, J.C.; Takemoto, R.M.; Pavanelli, G.C.; Adriano, E.A. 2010. Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil. Clichetec, Maringá. 2389p.
- Luque, J.L.; Poulin, R. 2004. Use of fish as intermediate hosts by helminth parasites: a comparative analysis. *Acta Parasitologica*, 49: 353-361.
- Magurran, A.E. 2005. Species abundance distributions: pattern or process? *Functional Ecology*, 19: 177-181.
- Malta, J.C.O. 1981. *Os crustáceos Branchiura e suas interrelações com os peixes do lago Janquacá, AM-Brasil (Crustacea: Argulidae)*. Dissertação de mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - Universidade do Amazonas, Manaus. 88 p.
- Malta, J.C.O.; Varella, A.M.B. 2006. Os crustáceos branquiúros parasitas de peixes (Argulidae: Maxillopoda). In: Fonseca, C.R.V.; Magalhães, C.; Rafael, J.A.; Franklin, E. (Eds). *A Fauna de Artrópodos da Reserva Florestal Adolpho Ducke. Estado Atual do Conhecimento Taxonômico e Biológico*. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, p.17 - 29.

- Marcogliese, D.J. 1995. The role of zooplankton in the transmission of helminth parasites to fish. *Reviews in fish Biology and fisheries*, 5: 336-371.
- Marques, T. M.; Morey, G.A.M. 2018. First recordo f *Neoergasilus japonicus* (Harada, 1930) (Copepoda: Cyclopoida) infecting a fish species in South America. *Folia Amazonica*, 27: 111-117.
- Morais, A.M. 2011. *Biodiversidade de parasitos da piranha vermelha Pygocentrus nattereri (Kner, 1858) (Characiformes; Serrasalmidae) e sua avaliação como bioindicadores na Amazônia Central*. Tesis de Doctorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, Brasil. 234 p.
- Moravec, F. 1998. *Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical Region*. Academia, Publishing House of the Academy of Sciences of the Czech Republic, 473 p.
- Pavanelli, G.C.; Eiras, J.D.C.; Takemoto, R.M. 2002. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 1ª ed. Eduem, Maringá, 169 p.
- Serra-Freire, N.M. 2002. *Planejamento e análise de pesquisas parasitológicas*. Editora da Universidade Federal Fluminense, Rio de Janeiro. 199 p.
- Thatcher, V.E. 2006. Amazon Fish Parasites. In: Adis, J.; Arias, J.R.; Rueda-Delgado, G.; Wantzen, K.M. (Eds.). *Aquatic Biodiversity in Latin America*: 2nd edition, Pensoft Publishers, Praga. 508 p.
- Travassos, L.; Freitas, J.T.D.; Kohn, A. 1969. Trematódeos do Brasil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 67: 1-886.
- Varella, A.M.B.; Malta, J.C.O. 2006. Copepoda Cyclopoida e Poecilostomatoida. In: Fonseca, C.R.V.; Magalhães, C.; Rafael, J.A.; Franklin, E. (Eds). *A Fauna de Artrópodos da Reserva Florestal Adolpho Ducke. Estado Atual do Conhecimento Taxonômico e Biológico*. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, p.21 - 24.



Anemia: disminución de la cantidad de hemoglobina en la sangre, generalmente debido a la disminución de glóbulos rojos.

Anorexia: disminución o falta de apetito.

Antimicótico: producto con capacidad de inhibir o matar hongos.

Catarata: opacidad parcial o completa del cristalino o de su cápsula.

Congestión: acumulación normal de la sangre que circula difícilmente.

Crónica (enfermedad): enfermedad o fase de la enfermedad que tiene desarrollo lento y que persiste por un período de tiempo relativamente prolongado.

Diagnóstico: acción que implica distinguir una enfermedad o problema sanitario de otro.

Enfermedad: condición en la que el funcionamiento normal de una estructura, parte del cuerpo, o función es perjudicada.

Ecosistema: comunidad de seres vivos que se encuentran en determinado medio y relaciones existentes entre los mismos y el medio ambiente.

Ectoparásitos: parásitos que se localizan en la superficie de los peces o en órganos que comunican directamente con el exterior.

Edema: infiltración anormal de fluidos en los tejidos.

Embolia: perturbación de la circulación de un vaso sanguíneo debido a la formación de bolas de gas.

Endoparásitos: parásitos encontrados en órganos internos.

Epidermis: camada externa y no vascularizada del tegumento.

Eritema: enrojecimiento del tegumento, ocurriendo en las áreas de tamaño variable.

Especificidad parasitaria: parásito que se desarrolla en una única especie de hospedero o en un conjunto limitado de hospederos.

- Estereoscopio:** equipo con capacidad reducida de aumentos y permite la visualización de objetos en tres dimensiones.
- Exoftalmia:** aumento del volumen del globo ocular resultando en la protuberancia del mismo.
- Flagelados:** protozoarios que se mueven a través de estructuras alargadas llamados flagelos.
- Hemoglobina:** pigmento con capacidad para transportar oxígeno que se encuentra en los glóbulos rojos de la sangre.
- Hemólisis:** desintegración de los glóbulos rojos provocando liberación de hemoglobina.
- Hemoparásito:** parásito del sistema sanguíneo.
- Hemorragia:** salida de sangre de un vaso sanguíneo.
- Heteroxénico:** parásito con ciclo de vida indirecto.
- Hifa:** filamento tubular, ramificado o no, que constituye parte de los hongos.
- Hiperplasia:** aumento del número de células de un tejido con un correspondiente aumento en el volumen del tejido u órgano.
- Hipertrofia:** aumento del volumen.
- Histopatología:** estudio de las alteraciones patogénicas a nivel histológico.
- Hormona:** sustancia producida por las glándulas endócrinas y que desempeñan funciones importantes en el organismo.
- Hospedero:** individuo que alberga a los parásitos.
- Inflamación:** reacción completa del tejido caracterizado por hinchazón y dolor.
- Larva:** fase de desarrollo que algunos animales poseen, caracterizándose por la ausencia del sistema reproductivo.

Necesariamente sufre modificaciones hasta alcanzar la forma definitiva (fase adulta).

Lesión: alteración en una estructura normal.

Letargia: disminución de la actividad de los organismos manifestada por movimientos reducidos o casi inexistentes.

Malformación: desvío de la forma normal.

Metacercaria: tipo de larva de tremátodo digenético que puede encontrarse libre o enquistado por una estructura de protección llamado quiste.

Metazoario: animal formado por muchas células.

Micrómetro (μm): milésima parte del milímetro.

Microscopio óptico: equipo con gran capacidad de aumento y permite la visualización en dos dimensiones de objetos donde se da el paso de la luz.

Monoxeno: parásitos que utilizan un único hospedero para completar su desarrollo.

Necrosis: muerte de las células y tejidos en un organismo vivo.

Parásito: organismo que vive a expensas de otro causándole algún tipo de perjuicio.

Patógeno: todos los individuos que de alguna manera pueden causar algún tipo de enfermedad.

Patología: ciencia que estudia las causas y los cambios provocados en un organismo por las enfermedades.

pH: medición de acidez y alcalinidad en una escala de 1 a 14.

Poblaciones: conjunto de individuos de una misma especie que se restringen a una determinada región o área.

Profilaxis: conjunto de procedimientos que buscan impedir el

establecimiento de una enfermedad.

Protozoarios: individuos formados por una única célula.

Pseudópodos: estructura de locomoción y captura de alimento característica de las amebas.

Quiste: forma de defensa de algunos parásitos para defenderse de variaciones ambientales diversas.

Respuesta inmune: reacción del organismo (específica o no) a cuerpos extraños.

Retina: camada de células fotosensibles que se encuentran en el interior del globo ocular.

Septicemia: estado debido a la presencia de bacterias o virus en la sangre.

Taxonómico: se refiere a la clasificación de los seres vivos.

Terapéutico: conjunto de procedimientos para tratar una enfermedad.

Toxina: sustancia orgánica producida por algunos organismos que son perjudiciales o letales para otros organismos.

Zoonosis: enfermedad transmitida de un animal hacia el hombre.



