

has de laguna donde se hace el mismo sistema de siembra, engorde y cosecha (pesca). Si bien la región pampeana posee un clima y una amplia extensión territorial adecuados para el desarrollo de la piscicultura del pejerrey, no se cuenta con programas oficiales ni privados tendientes a fomentarla. A pesar de su potencial aptitud para el cultivo, no se han obtenido aún resultados que justifiquen inversiones económicas en dicha actividad, como tampoco tasas de rendimiento y supervivencia adecuadas para el cultivo intensivo (Luchini et al., 1984; Strüssmann, 1989). Por esa razón es que los principales conocimientos de su comportamiento en cautiverio provienen en su mayoría de estudios experimentales, principalmente de la Estación Hidrobiológica de Chascomús, en la provincia de Buenos Aires. Ésta fue fundada en 1941 y uno de sus objetivos principales era proporcionar alevinos y juveniles de pejerrey para repoblar los cuerpos de agua pampeanos, así como mejorar el crecimiento, la productividad y la supervivencia en cautiverio, con miras a desarrollar su potencial acuícola a niveles regional y nacional (Berasain et al., 2001). Actualmente ofrece ovas y alevinos a clubes de pesca y municipios de la provincia de Buenos Aires para repoblamiento de sus lagunas y cuerpos de agua. Un equipo de la Universidad Nacional de La Pampa y de la Estación Experimental Anguil del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) en La Pampa se encuentra desarrollando, en fase experimental, la cría de pejerrey en condiciones semicontroladas, en una zona semiárida del centro-oeste de esta provincia.

a) *Especies parásitas registradas en la naturaleza:*

Protozoa Ciliophora

- *Trichodina* sp. (García Romero, 2001).
- *Chilodonella* sp. (García Romero, 2001).

Coccidia

- *Eimeria* sp. (García Romero, 2001).

Digenea

- *Tylodelphys destructor* (Fuster de Plaza & Boschi, 1957).
- *Diplostomum mordax* (Fuster de Plaza & Boschi, 1957).
- *Diplostomulum mordax* (sic) (Szidat & Nani, 1951).
- *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Ostrowski de Núñez, 1977).
- *Diplostomum* sp. (García Romero, 2001).

Cestoda

- *Cangatiella macdonaghi* (Fuster de Plaza & Boschi, 1957; García Romero, 2001; Mancini et al., 2008; Tanzola et al., 2009).
- *Cestodes sin determinar* (probablemente *C. macdonaghi*) (Mac Donagh, 1928).

Nematoda

- *Contracaecum* sp. (Fuster de Plaza & Boschi, 1957; García Romero, 2001; Mancini et al., 2008; Tanzola et al., 2009).
- *Nematodes sin determinar* (Mac Donagh, 1928).

Crustacea

- *Lernaea cyprinacea* (Mancini et al., 2008; Tanzola et al., 2009).
- *Argulus* sp. (García Romero, 2001).

b) Especies parásitas registradas en cultivo

En cultivos experimentales se registra la presencia de un monogeneo gyrodactylido en branquias (Semenas, com. pers.).

c) Especies registradas en el pejerrey bonaerense en la naturaleza potencialmente peligrosas para los peces de cultivo o por razones zoonóticas

La riqueza de especies parásitas presentes en el pejerrey es relativamente baja en los ecosistemas estudiados hasta hoy. La presencia de argúlidos en ambientes naturales y la factibilidad de ingreso a sistemas de jaulas flotantes, representa un riesgo potencial para los pejerreyes, en virtud de haberse demostrado un rol activo de estos crustáceos en la transmisión de virus, bacterias y hongos (Ahne, 1985; Cusack & Cone, 1986; Auró de Ocampo, 1996). La presencia de larvas de anisákidos del género *Contracaecum* ha despertado cierta preocupación por su posible transmisión al hombre. Sin embargo es altamente probable que se trate de estadíos larvales que alcanzan su madurez reproductiva en aves piscívoras (garzas, bigüás, gaviotas, etc.). No se ha demostrado hasta el presente la capacidad migratoria al músculo del pez de dichos anisákidos ni la capacidad de invasión intestinal en mamíferos. Ambos temas han comenzado a investigarse en uno de nuestros laboratorios (POA) con resultados aún preliminares. La infestación por adultos de *C. macdonaghi* no reviste importancia sanitaria dado el escaso daño exfoliativo que produce en la mucosa intestinal del pez (García Romero, 2001).

B - Las tilapias *Oreochromis niloticus* e *O. mossambica*

Las especies de cíclidos del género *Oreochromis* son originarias de África tropical. Vulgarmente se las conoce con el nombre de “tilapias” (en lengua *swahili* significa “pez”). A nivel mundial ocupan el segundo lugar en producción acuícola continental luego de la carpa común (*Cyprinus carpio*), especie junto a la cual comúnmente se la cría en policultivos en estanques excavados en tierra. En Argentina es un recurso acuático con poca divulgación en los mercados. Se la cultiva en áreas subtropicales (provincias de Chaco, Formosa y Misiones) desde 1996 con valores de producción que han crecido desde 5 toneladas en el 2003 (Wicki, 2005) a cifras estimadas en 50 toneladas para el 2008 (Luchini y Panné Huidobro, 2008). Sin embargo,

en Argentina aún se considera una producción acuícola de muy baja escala. En países en desarrollo representa un importante recurso de exportación, siendo Estados Unidos el principal país demandante. Por la calidad de su carne blanca, su alto contenido proteico y su delicado sabor se ha constituido en un sustituto óptimo de las especies marinas, cada vez más costosas y escasas.

Son peces sensibles a las temperaturas extremas, con un óptimo de aguas francamente cálidas, entre 28 y 30°C. En aguas frías, por debajo de los 10°C sufren de diversas infecciones y enfermedades y por debajo de los 20°C no se reproducen. Mediante manejo hormonal es posible lograr la conversión sexual a machos, que crecen más rápido y son de mayor talla que las hembras. En su rango de temperaturas óptimas presentan crecimiento rápido, tolerancia a altas densidades y a amplias variaciones de salinidad y concentraciones de oxígeno disuelto, resistencia a enfermedades, alta capacidad de hibridación y aceptación de una amplia gama de alimentos. Cabe destacar que la plasticidad fenotípica, la adaptabilidad ecológica y el cuidado parental de huevos y alevinos, le confieren un elevado rendimiento reproductivo convirtiéndose en potenciales competidores para las especies nativas, a riesgo incluso de extinguirlas. Por ello, la posibilidad de manejar en cautiverio la proporción sexual, desarrollando sólo machos a demanda, disminuye los riesgos de expansión, por escapes accidentales de pisciculturas, hacia los ambientes naturales circundantes (Pérez et al., 2004).

a) Especies parásitas registradas en la naturaleza

López et al. (2003) hacen referencia de la presencia de *Tilapia* cfr. *rendalii*, especie introducida, en tributarios del Río Paraná, en la provincia de Misiones. Sin embargo, en Argentina no se han hallado parásitos en ambientes naturales. En México, África y Medio Oriente, se han reportado diversos parásitos en *Oreochromis* spp. en la naturaleza (García et al., 1993; Paperna, 1996; Salgado-Maldonado et al., 2005). Entre los principales grupos parásitos registrados se cuentan metacercarias de digeneos diplostómidos enquistadas en tegumento, ojos y telencéfalo; microsporidios enquistados en parénquima renal y varias especies de monogeneos en branquias.

b) Especies parásitas registradas en cultivo

En Argentina, no hay registros de especies parásitas de tilapias en cultivo.

c) Especies registradas en tilapias en la naturaleza potencialmente peligrosas para los peces de cultivo o por razones zoonóticas

Los juveniles de *O. mossambica* sufren severos daños por metacercarias de *Euclinostomum heterostomum* enquistadas en las vísceras (Paperna, 1996). Las tilapias son susceptibles a la infección por *Lernaea* spp.

C - Carpa herbívora, soggy o amur blanco *Ctenopharyngodon idella*

Este ciprínido fue introducido en 1970 desde Japón con fines de aprovechar su peculiar comportamiento herbívoro, para utilizarlo en el control de malezas acuáticas. Primeramente se lo sembró en la laguna El Burro, en la provincia de Buenos Aires y luego se lo introdujo en las provincias de Mendoza, Corrientes, Formosa y Misiones, donde se lo cultiva para consumo humano. Es un pez que se ha aclimatado satisfactoriamente a los ambientes de agua dulce de Argentina, alcanzando tallas y pesos que superan los 50 cm y los 4 kg, respectivamente. En su ambiente natural consume con avidez macrófitas y macroalgas acuáticas como camalotes (*Eichornia* spp.), helechitos de agua (*Pistia* spp.), lemnáceas (*Lemna* spp.) y algas filamentosas (*Cladophora* sp., *Chara* sp., *Nitella* sp.). Su carne es sabrosa y de elevado contenido nutricional. Estadísticas oficiales reportan una producción de 20 toneladas para el año 2003, la mayor parte de la cual procede de cultivos de baja escala en la provincia de Misiones (Wicki, 2005).

a) Especies parásitas registradas en la naturaleza:

Monogenea

- Dactylogyridae (probablemente *Dactylogyrus ctenopharingodonis*) (Tanzola com.pers.)

Nematoda

- *Pseudocapillaria tomentosa* (Tanzola, com.pers.).

b) Especies parásitas registradas en cultivo

En Argentina, no hay registros de especies parásitas en cultivo para *C. idella*.

c) Especies registradas en C. idella en la naturaleza potencialmente peligrosas para los peces de cultivo o por razones zoonóticas

Se han encontrado infecciones por monogeneos dactylogiridos con prevalencias del 100% en carpas juveniles, introducidas en los canales de riego del valle inferior del Río Colorado, con intensidades importantes que pueden disminuir la condición de los peces. Los nematodes capiláridos infectan el intestino y provocan cuadros de emaciación y destrucción de la mucosa. Se han descripto mortandades por estos nematodes en cíclidos y silúridos neotropicales mantenidos en acuarios (Paperna, 1996).

D - El bagre sapo, negro o lagunero *Rhamdia quelen*

De la abundante diversidad de siluriformes neotropicales, el bagre sapo, negro o lagunero, es quien hasta el presente ha demostrado las mejores aptitudes para el cultivo. Desde las dos últimas décadas, se realizan investigaciones con el objeto de desarrollar tecnologías de cultivo y lograr su introducción en el mercado regional, nacional y de exportación (Luchini & Avendaño, 1983; 1985; Luchini, 2004; Sánchez et al., 2008). Su excelente carne, rendimiento y valor nutricional, su adaptabilidad a climas subtropical y templado así como su amplia distribución geográfica, han convertido a este pimelódido en un recurso promisorio para la piscicultura continental de Argentina. En el Centro Nacional de Desarrollo Acuícola (CENADAC) en Corrientes dependiente de la Dirección de Acuicultura de la Nación, se ha desarrollado la técnica de fertilización inducida, alevinaje, pre-engorde y engorde hasta su presentación en formato comercial (Rossi & Luchini, 2007; Wicki et al., 2007). Actualmente se lo cultiva en la región mesopotámica y se lo comercializa en el mercado local y regional.

a) *Especies parásitas registradas en la naturaleza:*

Protozoa

- *Spironucleus* sp (Vanotti & Tanzola, 2005) (Figura 6)
- *Trichodina* sp. (Vanotti & Tanzola, 2005).
- *Ichthyophthirius multifiliis* (Vanotti & Tanzola, 2005).

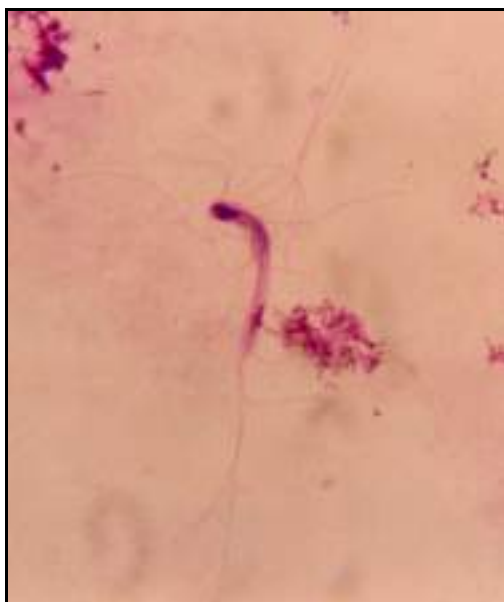


Figura 6. *Spironucleus* sp. (trofozoíto) de la vesícula biliar de *R. quelen* (coloración de Giemsa, X1000).

Monogenea

- *Urocleidoides mastigatus* (Suriano, 1986; Vanotti & Tanzola, 2005).

Digenea

- *Acanthostomum gnerii* (Ostrowski de Núñez & Gil de Pertierra, 1991; Gil de Pertierra & Ostrowski de Núñez, 1995; Vanotti & Tanzola, 2005) (Figura 7)
- *Thometrema overstreeti* (Gil de Pertierra & Ostrowski de Núñez, 1995).
- *Thometrema* sp. (Vanotti & Tanzola, 2005).
- *Genarchella parva* (Gil de Pertierra & Ostrowski de Núñez, 1995).

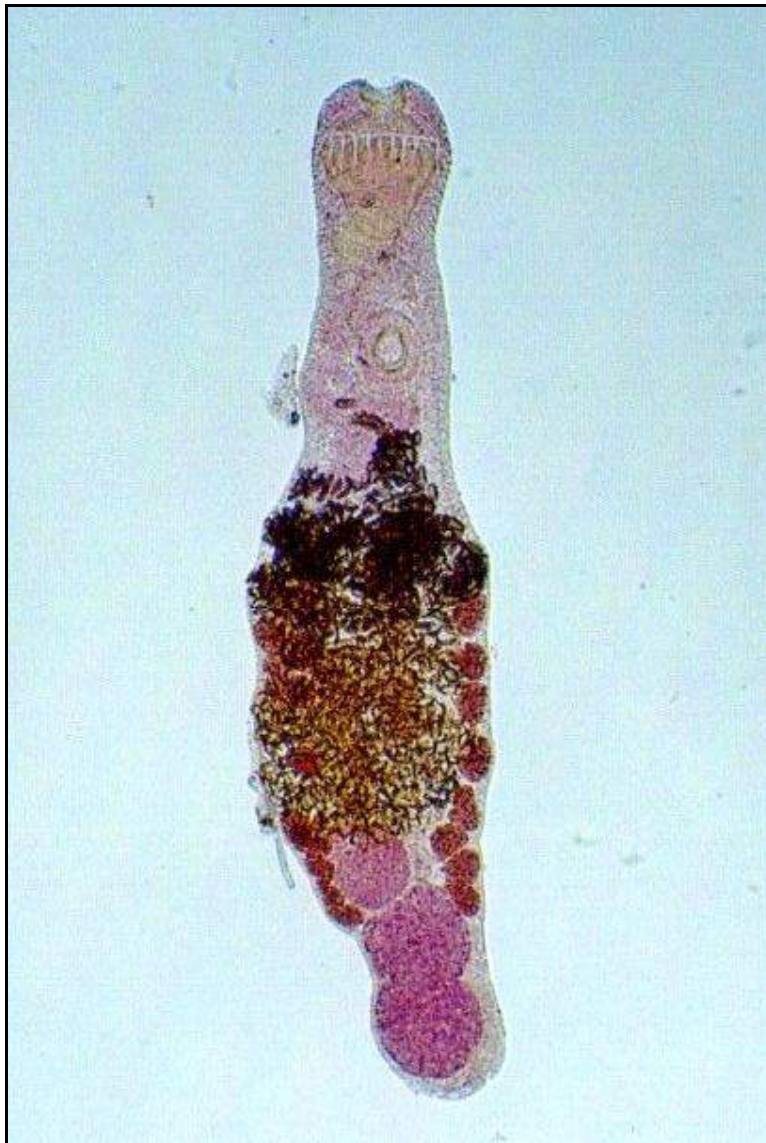


Figura 7. *Acanthostomum gnerii* del intestino de *R. quelen* (coloración carmín clorhídrico, x 100).

Cestoda

- *Proteocephalus jandia* (Gil de Pertierra & Ostrowski de Núñez, 1990; Vanotti & Tanzola, 2005).
- *Proteocephalus bagri* (Gil de Pertierra, 2002).
- *Proteocephalus rhamdiae* (Gil de Pertierra, 2002).

Nematoda

- *Hysterothylacium rhamdiae* (Brizzola & Tanzola, 1995; Vanotti & Tanzola, 2005).
- *Cucullanus pinnae* (Vanotti & Tanzola, 2005).

Crustacea

- *Argulus violaceus* (Vanotti & Tanzola, 2005).
- *Lernaea cyprinacea* (Vanotti & Tanzola, 2005) (Figura 8).



Figura 8. *Lernaea cyprinacea* en tegumento de *R. quelen*.

b) Especies registradas en cultivo

En Argentina, no hay registros documentados de especies parásitas de *R. quelen*.

c) Especies registradas en R. quelen en la naturaleza potencialmente peligrosas para los peces de cultivo o por razones zoonóticas

Se destacan entre las especies potencialmente peligrosas los protozoos *Ichthyophthirius multifiliis* y *Spironucleus* sp. La primera de ellas produce debilitamiento y estrés que pueden llevar a la muerte a juveniles y adultos cuando están intensamente infectados en cautiverio. Al respecto Keim (1982) destaca la pérdida masiva de ejemplares de cultivo en el laboratorio del Instituto Nacional de Pesca (INAPE) y la Estación de Salto, ambos en Uruguay. Las especies de flagelados del género *Spironucleus* han sido involucradas con severas lesiones sistémicas semejantes a la llamada "hole-in-the head" de los cíclidos (Tanzola & Vanotti, 2008). Las infestaciones masivas de monogeneos pueden comprometer la supervivencia de las larvas. En lagunas del sudoeste bonaerense se han registrado ejemplares adultos con altas cargas de argúlidos (>200 individuos) lo que significa no sólo el daño irritativo de las secreciones tóxicas inyectadas, sino la potencial vehiculización de agentes microbianos.

E - Peces ornamentales

A nivel internacional el comercio de peces ornamentales mueve un importante mercado con casi 4.000 millones de dólares entre importaciones y exportaciones (Panné Huidobro & Luchini, 2008). La mayor parte de las especies comercializadas son peces de agua dulce. Los principales países productores se ubican en áreas tropicales tales como Venezuela, Brasil, Tailandia e Indonesia. En Sudamérica se extraen anualmente más de 100 millones de ejemplares de unas 400 especies, principalmente cíclidos y siluriformes. La principal actividad es la captura en ambientes naturales. Dado que un importante número de especies se encuentran categorizadas como vulnerables o en riesgo de extinción se insiste y alienta desde organismos públicos, a que las empresas dedicadas al comercio, desarrollen el cultivo de especies autóctonas, como una manera de reducir el impacto de la sobre-explotación (Panné Huidobro & Luchini, 2008). Los principales países que tradicionalmente se han especializado en reproducción y propagación de peces ornamentales de agua dulce son Tailandia, Indonesia, Singapur, China, Malasia y Japón. En tanto en Sudamérica, Venezuela cuenta con numerosos establecimientos dedicados a la cría. En Argentina, la mayor parte de las especies ornamentales autóctonas exportadas proviene del NE y los principales países compradores son USA, Chile, Singapur, Alemania, Canadá y Brasil. Algunas especies de cyprinidos y cyprinodontiformes exóticos producidas en criaderos de las provincias de Buenos Aires, Córdoba, Mendoza y Corrientes, también son exportadas. Durante 2007, Argentina exportó alrededor de 800.000 especímenes pertenecientes a 12 órdenes de peces, entre los que se destacan los characiformes (mojarras) y siluriformes (viejas del agua y limpiafondos), por su variedad de formas y colores que despiertan la atracción de acuaristas de todo el mundo.

a) *Especies parásitas registradas en la naturaleza:*

1) *Astyanax* spp. (piky):

Digenea

- *Thometrema rioplatense* (Lunaschi, 1988).

2) *Corydoras paleatus* (limpiafondo):

Monogenea

- *Philocorydoras platensis* (Suriano, 1989).

Cestoda

- *Proteocephalus* (Miranda, 2002).
- *Dilepididae* (Miranda, 2002).

Nematoda

- *Contracaecum* sp. (Miranda, 2002).
- *Procamallanus* sp. (Miranda, 2002).

3) *Gymnogeophagus australis* (chanchita):

Digenea

- *Homalometron pseudopallidum* (Martorelli, 1986).

- *Loricaria anus* (vieja del agua)

Monogenea

- *Demidospermus anus* (Suriano, 1983).

b) *Especies registradas en acuarios ornamentales y criaderos:*

1) *Astyanax* spp. (piky):

Protozoa

- *Trichodina* spp. (Miranda, 2002).

2) *Corydoras paleatus* (limpiafondo):

Protozoa

- *Ichthyophthirius multifiliis* (Miranda, 2002; Tanzola, com.pers.).

3) *Discus* sp. (pez disco):

Nematoda

- *Procamallanus* sp. (Tanzola, com.pers.)

4) *Paracheiroidon* sp. (tetra neón):

Protozoa

- *Ichthyophthirius multifiliis* (Tanzola, com.pers.).

5) *Paracheiroidon axelrodi* (tetra cardenal):

Nematoda

- *Procamallanus* sp. (Tanzola, com.pers.).

6) *Pterophyllum scallare* (escalar):

Protozoa

- *Amyloodinium* sp. (Tanzola, com.pers.)
- *Ichthyophthirius multifiliis* (Tanzola, com.pers.)

7) *Xiphophorus helleri* (espada rojo):

Protozoa

- *Ichthyophthirius multifiliis* (Tanzola, com.pers.).

8) *Xiphophorus maculatus* (platys):

Protozoa

- *Ichthyophthirius multifiliis* (Tanzola, com.pers.).

c) *Especies registradas en la naturaleza potencialmente peligrosas para los peces de cultivo o por razones zoonóticas*

Las pérdidas ocasionadas por la enfermedad del punto blanco, cuyo agente causal es *Ichthyophthirius multifiliis*, son las más graves en los acuarios. Además, Millefanti (1997) cita al nematode *Camallanus cotti* (gusano de cabeza de fresa) como un importante patógeno de charácidos y poecílidos.

Comentario final

El artículo 121 de la Constitución Nacional Argentina establece que recae en las provincias la competencia originaria para la regulación de la acuicultura. En este contexto nueve de las 23 provincias argentinas han generado normativa específica con jerarquía de Ley para el control de la actividad. Entre ellas, las provincias que concentran la mayor producción ictícola, como Neuquén (ley provincial de Acuicultura N° 1996/93), Río Negro (ley provincial de Acuicultura N° 2829/94) y Misiones (ley provincial de Acuicultura N° 3952). Además, la Administración de Parques Nacionales mediante la Resolución 358/90 también establece lineamientos para la instalación de pisciculturas de salmónidos en su jurisdicción.

La Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos de la Nación, considerando la expansión de los cultivos de diferentes especies registradas a partir de la década del `90, generó 3 líneas de acción:

- Diagramó un Programa de Enfermedades de Animales Acuáticos (Res. 021/2001).
- Estableció las pautas para la vigilancia epidemiológica de los establecimientos de cultivo (Res. 422/03).
- Instituyó el marco legal (Res. 1314/04), para regular la actividad en el territorio argentino a través de un Registro Único Nacional de Establecimientos de Acuicultura (RENACUA) que reconoce y habilita a las personas y entes dedicados a la cría y a la comercialización de productos acuícolas.

Considerando el grado de crecimiento que ha experimentado la acuicultura en las últimas décadas y el conocimiento previo de la riqueza de

especies parásitas en poblaciones naturales de peces, es necesario orientar en el futuro las investigaciones parasitológicas en los establecimientos dedicados a la cría y comercialización de peces, especialmente aquellos que utilizan sistemas de cultivo en ambientes naturales. Tales estudios permitirán conocer con mayor certeza el estado sanitario de los recursos acuáticos cultivados, y por lo tanto, generar eficaces políticas de prevención y erradicación de enfermedades parasitarias de alto riesgo.

Agradecimientos

Los autores desean expresar su sincero agradecimiento a las siguientes personas: Rocío Vega por la diagramación y confección del mapa, Luis Compagnucci, Víctor Baéz, Leonardo Buria y Patricia Noguera por el aporte de datos.

Referencias

-
- ADRIANO, E.; CECCARELLI, P.; CORDEIRO, N. 2002. Prevalencia de parasitos do filo Myxozoa em pacú (*Piaractus mesopotamicus*) (Osteichthyes: Characidae) em ríos do Pantanal Mato-grossense, Brasil. *Bol. Tec. CEPTA*, Pirassununga, 15:31-38.
- AHNE, W. 1985. *Argulus foliaceus* L. and *Pisicola geometra* L. as mechanical vectors of spring viremia of carps virus (SVCV). *J. Fish. Dis.*, 8:241-242.
- ALKHALIFE, I. S.; HASSAN, R. R.; ABDEL-HAMEED, A. A.; AL-KHAYAL, L. A. 2006. Diphyllbothriasis in Saudi Arabia. *Saudi Med. J.*, 27:1901-1904.
- ANDO, K.; ISHIKURA, K.; NAKAKUGI, T.; SHIMONO, Y.; TAMAI, T.; SUGAWA, M.; LIMVIROJ, W.; CHINZEI, Y. 2001. Five cases of *Diphyllbothrium nihonkaiense* infection with discovery of plerocercoids from an infective source, *Oncorhynchus masou ishikawae*. *J. Parasitol.*, 87:96-100.
- ARTHINGTON, A. H.; BÜLHDORN, D. 1996. The effects of species interactions resulting from aquaculture operations. In: BAIRD, D.; BEVERIDGE, M.; NELLY, L.; MUIR, J. (Ed.). *Aquaculture and water resource management*. Oxford: Blackwell Science, p. 114-138.
- AURÓ DE OCAMPO, A. 1996. Importancia de los peces de ornato como reservorios de virus patógenos para peces de consumo. *Vet. Méx.*, 27: 159-163.
- BACIGALUPO, J.; D'ALESSANDRO BACIGALUPO, A. 1952. Difilobotriasis autóctona del perro en la Argentina. *Gac. Vet.*, 14:216-222.
- BERASAIN, G. E.; VELASCO, C.; COLAUTTI, D. 2001. Experiencias de cultivo intensivo de larvas, juveniles y reproductores de pejerrey *Odontesthes bonariensis*. In: GROSMAN, F. (Ed.). *Fundamentos biológicos, económicos y sociales para una correcta gestión del recurso pejerrey*. Cap. IV (versión electrónica www.exa.unicen.edu.ar)
- BRIZZOLA, S.; TANZOLA, D. 1995. *Hysterothylacium rhamdiae* sp. n., (Ascaridoidea: Anisakidae) from a neotropical catfish, *Rhamdia sapo* (Pisces: Pimelodidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 90:349-352.
- CAMPOS, C.; TAKEMOTO, R.; FONSECA, V.; MORAES, F. 2009. Ecology of the parasitic endohelminth community of *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) (Characiformes) from Aquidauana and Miranda Rivers, Pantanal, state of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Braz. J. Biol.*, 69: 87-92.

- CARVAJAL, J.; GONZALEZ, L. 1990. Presencia de *Hysterothylacium* sp. (Nematodo: Anisakidae) en salmón Coho de Chiloé cultivado en jaulas. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, 63:165-168.
- CHOU, H. F.; YEN, C. M.; LIANG, W. C.; JONG Y. J. 2006. *Diphyllbothrium latum*: the first child case reporte in Taiwan. *Kaohs. J. Med. Sc.*, 22:346-351.
- CUSACK, R.; CONE, D. 1986. A review of parasites as vectors of viral and bacterial diseases of fish. *J. Fish. Dis.*, 9:169-171.
- DEVI, C.; SHASHIKALA, I.; SRINIVASAN, S.; MURMU, U.; BANUIAN, P.; KANUNGO, R. 2007. A rare case of diphyllbothriasis from Pondechery (South India). *Indian J. Med. Microbiol.*, 25:152-154.
- DOMITROVIC, H.; JACOBO, W.; FERNÁNDEZ, R.; FLORES QUINTANA, C.; ROUX, J. 1991. Myxosporidiosis (*Henneguya* sp.) en el tegumento de *Gymnotus carapus* Linné, 1758 (Pisces, Gymnotidae). *Rev. Vet.*, 13: 15-28.
- ERICHSEN EMMEL, V.; INAMINE, E.; SECCHI, C.; BRODT, T. C. Z.; AMARO, M. C. O.; CANTARELLI, V. V.; SPALDING, S. 2005. *Diphyllbothrium latum*: case report in Brazil. *Rev. Soc. Brás. Méd. Trop.*, 39:82-84.
- FERRAZ DE LIMA, C.; FERRAZ DE LIMA, J.; CECCARELLI, P. 1989. Ocorrencia de acantocéfalos parasitando o pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887, (Pisces, Serrasalmidae) em piscicultura. *Bol. Tec. CEPTA*, Pirassununga, 2:43-51.
- FERRAZ DE LIMA, C.; CECCARELLI, P.; REIS, N. 1990. Aspectos histopatológicos de acantocefalose em pacú *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887). *Bol. Tec. CEPTA*, Pirassununga, 3: 55-63.
- FERRAZ DE LIMA, C.; REIS, N.; CECCARELLI, P.; BOZANO, G. 1995. Modificacoes histológicas associadas com infecao por *Henneguya* sp. (Protozoa, Myxosporidea) em pacú *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Teleostei, Serrasalmidae). *Bol. Tec. CEPTA*, Pirassununga, 8:13-23.
- FLORES QUINTANA, C.; ROUX, J.; DOMITROVIC, H.; JACOBO, W. 1992. Myxosporidiosis (*Henneguya* sp.) en branquias de *Serrasalmus* sp. (Pisces, Serrasalmidae). *Rev. Ictiol.*, 1:11-19.
- FUSTER DE PLAZA, M. L.; BOSCHI, E. 1957. *Desnutrición y deformaciones vertebrales en pejerreyes de los embalses de Córdoba*. Departamento de Investigaciones Pesqueras. Ministerio de Agricultura y Ganadería.
- GARCÍA M., L. J.; OSORIO SARABIA, D.; CONSTANTINO, F. 1993. Prevalencia de los parásitos y las alteraciones histológicas que producen a las tilapias de la laguna de Amela, Tecomán, Colima, Mexico. *Vet. Méx.* 24:199-205.
- GARCÍA ROMERO, N. 2001. Alteraciones patológicas del pejerrey (*Odontesthes bonariensis* C.) en ambientes naturales y bajo condiciones de cultivo. In: Grosman, F. (Ed.). *Fundamentos biológicos, económicos y sociales para una correcta gestión del recurso pejerrey*. Cap. X (versión electrónica www.exa.unicen.edu.ar)
- GIL DE PERTIERRA, A. 2002. Redescription of *Proteocephalus bagri* and *P. rhamdiae* (Cestoda: Proteocephalidae) from South America, with comments on morphological variation. *Folia Parasitol.*, 49:55-66.
- GIL DE PERTIERRA, A.; OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. 1990. Seasonal dynamics and maturation of the cestote *Proteocephalus jandia* (Woodland, 1933) in the catfish (*Rhamdia sapo*). *Acta Parasitol. Pol.*, 35:305-313.

- GIL DE PERTIERRA, A.; OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. 1995. Ocurrencia estacional de *Acanthostomum gnerii* Szidat, 1954 (Acanthostomidae, Acanthostominae) y de dos especies de Derogenidae, Halipeginae, parásitos del bagre sapo, *Rhamdia sapo* Valenciennes, 1840 (Pisces, Pimelodidae) en Argentina. *Rev. Brasil. Biol.*, 55:305-314.
- GILBERT, V. M.; DEL PONTI, O. D.; TIRANTI, S. I.; DOMA, I. L. 1993. *Dinámica de población de peces del Embalse Casa de Piedra*. Informe de Avance, FCEN-UNLPampa. 19p.
- HAMANN, M. 1982. Parásitos del pacú (*Colossoma mitrei*) del río Paraná medio, República Argentina (Pisces, Serrasalminidae). *Hist. Nat.*, 2:153-160.
- KEIM, A. 1982. *Manual de métodos parasitológicos e histopatológicos en piscicultura*. Montevideo, Uruguay: Instituto Nacional de Pesca. (Informe Técnico). Disponible em: www.fao.org/docrep/field/003/AC566S. Acceso em:
- KUBITZA, F. 2004. Coletanea de informacoes aplicadas ao cultivo do tabamquí, do pacú e de outros peixes redondos. Parte 2. *Panor. Acuic.*, 13-23.
- LÓPEZ, H.; GARCIA, M. 2001. Aspectos históricos e importancia regional del pejerrey bonaerense. In: GROSMAN, F. (Ed.). *Fundamentos biológicos, económicos y sociales para una correcta gestión del recurso pejerrey*. Cap. I (versión electrónica www.exa.unicen.edu.ar).
- LÓPEZ, H.; MIQUELARENA, A. M.; MENNI, R. C. 2003. Lista comentada de los peces continentales de Argentina. *ProBiota*, p. 90. (Serie Técnica y Didáctica 5).
- LUCHINI, L. 2004. Perspectivas en acuicultura : nivel mundial, regional y local. Buenos Aires: Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos (SAGPyA), Subsecretaría de Pesca y Acuicultura, Dirección de Acuicultura, 93 p.
- LUCHINI L.; AVENDAÑO, T. 1983. Cría de larvas de *Rhamdia sapo* (Val.) Eig. en estanques. Primeros ensayos. *Rev. Asoc. Cs. Nat. Litoral.*, 14:79-86.
- LUCHINI, L.; AVENDAÑO, T. 1985. Primer alevinaje de bagre sudamericano, *Rhamdia sapo* (Val.) Eig. en condiciones controladas. *Rev. Asoc. Cs. Nat. Lit.*, 16:137-147.
- LUCHINI, L.; PANNÉ HUIDOBRO, S. 2008. Perspectivas en acuicultura: nivel mundial, regional y local. [Buenos Aires]: Dirección de Acuicultura, Subsecretaría de Pesca y Acuicultura. Disponible em: [http://www.sagpya.mecon.gov.ar/SAGPyA/pesca/acuicultura/06_Noticias/_archivos/081110_Perspectivasenacuicultura\(nivelmundial,regionalylocal\).pdf](http://www.sagpya.mecon.gov.ar/SAGPyA/pesca/acuicultura/06_Noticias/_archivos/081110_Perspectivasenacuicultura(nivelmundial,regionalylocal).pdf). Acceso em:
- LUCHINI, L.; QUIRÓS, R.; AVENDAÑO, T. 1984. Cultivo del pejerrey (*Basilichthys bonariensis*) en estanques. *Mem. Asoc. Lat. Acuicult.*, 5:581-587.
- LUNASCHI, L. 1988. Hemintós parásitos de peces de agua dulce de la Argentina X. Tres nuevas especies del género *Thometrema* Amato, 1968 (Trematoda-Derogenidae). *Neotrop.*, 34:23-32.
- MACCHI, P. 2004. *Respuestas de Galaxias maculatus a la depredación por Percichthys trucha y los salmónidos introducidos en ambientes lénticos de la Patagonia norte*. 175 f. Tesis (Doctoral) – Universidad Nacional del Comahue, Bariloche.

- MAC DONAGH, E. J. 1928. Estudio preliminar de la ecología del pejerrey en las lagunas del Monte y Cochicó (Guaminí). Dirección General de Higiene de la Provincia de Buenos Aires. Instituto Bacteriológico. *An.Of. Quím.*, 1:3-40.
- MANCINI, M.; BUCCO, C.; SALINAS, V.; LARRIESTRA, A.; TANZOLA, R.; GUAGLIARDO, S. 2008. Seasonal variation of parasitism in pejerrey *Odontesthes bonariensis* (Atheriniformes, Atherinopsidae) from La Viña reservoir (Córdoba, Argentina). *Rev. Bras. Parasit. Vet.*, 17:28-32.
- MARGOLIS, L.; KENT, M. L.; BUSTOS, P. 1996. Diseases of salmonids reseambling myxosporean whirling disease, and the absence of *Myxosoma cerebralis*, in South America. *Dis. Aquat. Org.*, 25:33-37.
- MARTINS, M.; SOUZA, V.; MORAES, J.; MORAES, F.; COSTA, A. 1999. Comparative evaluation of the susceptibility of cultivated fishes to the natural infection with myxosporidean parasites ant tissue changes in the host. *Rev. Bras. Biol.*, 59:263-269.
- MARTINS, M.; MORAES, F.; FUJIMOTO, R.; OSAKA, E.; NOMBRA, D.; SILVA, C.; SCHALCH, S. 2000. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes: a survey of diagnosticated cases from 1993 to 1998. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, 9:23-28.
- MARTORELLI, S. R. 1986. Estudios parasitológicos en biotopos lenticos de la R. Argentina. II: el ciclo biológico de *Homalometron pseudopallidum* sp. nov. (Digeneo) parásito de *Gymnogeophagus australis* (Eigenmann, 1907) (Pisces: Cichlidae). *Neotropica*, 32:3-12.
- MILLEFANTI, M. 1997. *Las enfermedades de los peces de acuario*. Barcelona: Ed.De Vecchi.
- MIRANDA, A. F. 2002. *Estudio preliminar de los sistemas parasitarios en peces de la laguna de Los Padres (Partido de General Pueyrredón, Provincia de Buenos Aires)*. 105 f. Tesis (Licenciatura) – FCEyN, Universidad Nacional de Mar del Plata, Mar del Plata.
- MORAVEC, F.; URAWA, S.; CORIA, C. O. 1997. *Hysterothylacium patagonense* n. sp. (Nematoda: Anisakidae) from freshwater fishes in Patagonia, Argentina, with a key to the species of *Hysterothylacium* in American freshwater fishes. *Syst. Parasitol.*, 36:31-38.
- ORTUBAY, S.; SEMENAS, L.; ÚBEDA, C.; QUAGGIOTTO, E.; VIOZZI, G. 1994. *Catálogo de peces dulceacuícolas de la Patagonia argentina y sus parásitos metazoos*. Viedma, Río Negro, Argentina: Dirección de Pesca. Subsecretaría de Recursos Naturales. 110 p.
- OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. 1977. El ciclo biológico de *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz 1928) Dubois 1970 (= *Austrodiplostomum mordax* Szidat y Nani 1951). *Rev. Museo Arg. Cs. Nat. Bernardino Rivadavia, Parasitol.*, 2:1-63.
- OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M.; GIL DE PERTIERRA, A. 1991. The life history of *Acanthostomum gnerii* Szidat, 1954 (Trematoda: Acanthostomatidae), from the Catfish *Rhamdia sapo* in Argentina. *Zool. Anz*, 227:58-71.
- OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M.; SEMENAS, L.; BRUGNI, N.; VIOZZI, G.; FLORES, V. 1999. Redescription of *Acanthostomoides apophalliformis* (Trematoda, Acanthostomidae) from *Percichthys trucha* (Pisces, Percichthyidae) with notes on its life cycle in Patagonia, Argentina. *Acta Parasitol.*, 44:222-228.

- PANNÉ HUIDOBRO, S.; LUCHINI, L. 2008. *Panorama actual del comercio internacional de peces ornamentales*. Buenos Aires: Dirección de Acuicultura, SAGPyA, 27 p.
- PAPERNA, I. 1996. *Parasites, infections and diseases of fishes in Africa. An update*. Rome: FAO, 220 p. (CIFA Technical Paper n° 31).
- PEDUZZI, R. 1992. Résurgence du bothriocéphale (*Diphyllbothrium latum*) au Tessin, situation en Suisse et en Italie du Nord. *Congr. Annu. Soc. Suisse Med. Trop. Parasitol.*, 5-7.
- PÉREZ, J. E.; MUÑOZ, C.; HUAQUIN, L.; NIRCHIO, M. 2004. Riesgos de la introducción de tilapias (*Oreochromis* sp.) (Perciformes: Cichlidae) en ecosistemas acuáticos de Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, 77:195-199.
- PRIETO, A. B.; DEL VALLE, A. E. 1996. *La salmonicultura en Neuquén y Río Negro*. Junín De Los Andes, Neuquén: CEAN/JICA.
- RAUQUE, C.; VIOZZI, G.; SEMENAS, L. 2003. Component population study of *Acanthocephalus tumescens* (Acanthocephala) in fishes from lake Moreno (Argentina) and status of the different host species. *Folia Parasitol.*, 50:66-72.
- REVENGA, J. E. 1993. *Diphyllbothrium dendriticum* and *Diphyllbothrium latum* in fishes from Southern Argentina: Association, abundance, distribution, pathological effects, and risk of human infection. *J. Parasitol.*, 79:379-383.
- REVENGA, J. E.; SEMENAS, L. 1991. Difilobotriasis en salmónidos introducidos en el Parque y Reserva Nacional Nahuel Huapi, Argentina: Morfología de plerocercoides. *Arch. Med. Vet.*, 23:157-164.
- RINGUELET, R. A. 1943. *Piscicultura del pejerrey o atherinicultura*. [S.l.]: Ed. Suelo Argentino. Col. Agro (6), 162p.
- ROMANO, L. A.; SCHULDT, M. 1984. Alteraciones morfológicas asimilables a la enfermedad del torneo en la trucha arco iris *Salmo gairdneri* Richardson (Piscis: Salmonidae). *Neotróp.*, 30:87-88.
- ROSSI, F.; LUCHINI, L. 2007. Cultivo del "Randiá" (*Rhamdia quelen*) para fomento de su producción comercial, en clima templado-cálido. In: SUBSECRETARÍA DE PESCA Y ACUICULTURA (Ed.). *Serie Pesca y Acuicultura: Estudios e investigaciones aplicadas N° 2*. Buenos Aires: SAGPyA, p. 1-37.
- SALGADO-MALDONADO, G.; PINEDA-LÓPEZ, R.; GARCÍA-MAGAÑA, L.; LÓPEZ-GIMENEZ, S.; VIDAL-MARTÍNEZ, V.; AGUIRRE-MACEDO, L. 2005. Helmintos parásitos de peces dulceacuícolas. In: BUENO, J.; ALVAREZ, F.; SANTIAGO, S. (Ed.). *Biodiversidad del estado de Tabasco*. México: Universidad Autónoma de México, CONABIO, p. 145-166.
- SÁNCHEZ, S.; SANTINÓN, J. J.; HERNÁNDEZ D. R.; ROUX, J. P.; DOMITROVIC, H. A. 2008. Cría de bagre sudamericano (*Rhamdia quelen*) en estanques luego de diferentes períodos de retención del crecimiento a tres densidades de siembra. *REDVET Revista Electrónica de Veterinaria*, 9(4). Disponible em: www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040408/040801.pdf. Acceso em:
- SCHEINERT, P. 1998. *Estado sanitario de la ictiofauna del Embalse de Piedra del Aguila*: Informe final de la campaña febrero-diciembre 1997. Bariloche: Departamento de Acuicultura, Cátedra de Ictiopatología, Centro Regional Universitario Bariloche, 10 p.

- SEMENAS, L. 1997. Enfermedades parasitarias en cría artificial de peces. In: SEIJO, A.; LARGHI, O.; ESPINOSA, M.; RIVAS, M.; SABATTINI, L. (Ed.). *Temas de Zoonosis y Enfermedades Emergentes*. Buenos Aires: Asociación Argentina de Zoonosis, p. 89-92.
- SEMENAS, L. 1998. Primer registro de diplostomiasis ocular en trucha arco iris cultivada en Patagonia (Argentina). *Arch. Med. Vet.*, 30:165-170.
- SEMENAS, L. 2006. *Diphyllbothrium* spp. In: BASUALDO, J.; COTO, C.; TORRES, R. de (Ed.). *Microbiología biomédica*. 2. ed. Buenos Aires: Editorial Atlante, p. 1269-1274.
- SEMENAS, L.; KREITER, A. 1995. Epidemiología de la difilobotriasis en la Región Andino Patagónica. *Rev. Asoc. Bioq. Arg.*, 59:203-206.
- SEMENAS, L.; ÚBEDA, C. 1997. Difilobotriasis humana en la Patagonia argentina. *Rev. Saúde Pub.*, 31:302-307.
- SEMENAS, L.; ÚBEDA, C.; ORTUBAY, S.; NOGUERA, P.; REVENGA, J.; VIOZZI, G. 1989. Estado Sanitario de las poblaciones de peces de cuerpos de agua andino-patagónicos. Actas Primeras Jornadas Nacionales de Fauna Silvestre. Universidad Nacional de La Pampa. Gobierno de La Pampa, II:329-347.
- SEMENAS, L.; ORTUBAY, S.; UBEDA, C. 1994. Presencia de gloquidios de *Diplodon chilensis* Haas 1931 (Mollusca, Pelecypoda) en peces dulceacuícolas patagónicos. *Bol. Chil. Parasitol.*, 49:85-86.
- SEMENAS, L.; KREITER, A.; URBANSKI, A. 1997. Difilobotriasis humana en la Patagonia, Argentina. *Rev. Saúde Públ.*, 31:302-307.
- SHIMAZU, T.; URAWA, S.; CORIA, C. O. 2000. Four species of digeneans, including *Allocreadium patagonicum* sp. n. (Allocreadiidae), from freshwater fishes of Patagonia, Argentina. *Folia Parasitol.*, 47:111-117.
- STADLBAUER, V.; HABERL, R.; LANGNER, C.; KREJS, G. C.; EHERER, A. 2005. Annoying vacation souvenir: Fish tapeworm (*Diphyllbothrium* sp.) infestation in an Austrian fisherman. *Wien Klin. Woch.*, 117:776-779.
- STRÜSSMANN, C. A. 1989. Basic studies on seed production of pejerrey *Odontesthes bonariensis*. 351 f. Tesis (Doctoral) – Tokyo University of Fisheries, Tokyo.
- SURIANO, D. M. 1983. *Demidospermus anus* gen.nov. sp. nov. (Monogenea: Ancyrocephalinae) parásita branquial de Loricaria (L.) anus Valenciennes, 1840 (Pisces: Loricariidae) de la Laguna de Chascomús, Provincia de buenos Aires, República Argentina. *Neotropica*, 29:111-119.
- SURIANO, D. M. 1986. El género *Urocleidoides* Mizelle y Price, 1964 (Monogenea: Ancyrocephalidae). Anatomía y posición sistemática. *Urocelidoides mastigatus* sp.nov. y *U. travassosi* (Price, 1934) Molnar, Hanek y Fernando, 1974 parásitas de *Rhamdia sapo* (Valenciennes, 1840) Eigenmann y Eigenmann, 1888 y *Pimelodella laticeps* Eigenmann, 1917 (Pisces: Siluriformes) de la Laguna de Chascomús, República Argentina. *Physis Secc. B*, 44:73-80.
- SURIANO, D. M. 1989. Population biology of *Philocorydoras platensis* Suriano, 1986 (Monogenea: Ancyrocephalidae) from *Corydoras paleatus* (Jenyns) (Pisces: Callichthyidae) in Laguna Chascomús, República Argentina. *Rev. Ib. Parasitol.*, 49:11-18.
- SZIDAT, L. 1964. Vergleichende helminthologische untersuchungen an den Argentinischen grossmöwen *Larus marinus dominicanus* Lichtenstein und

- Larus ribidundus maculipennis* Lichtenstein nebst neuen beabachtungen über die artbildung Bel parasiten. *Z. Parasitenkd.*, 24:351-414.
- SZIDAT, L.; NANI, A. 1951. Diplostomiasis cerebralis del pejerrey. Una grave epizootia que afecta a la economía nacional producida por larvas de trematodes que destruyen el cerebro de los pejerreyes. *Rev. Inst. Nac. Inv.Cs. Nat. Museo Arg. Cs. Nat. "Bernardino Rivadavia", ciencias zoológicas*, 1:324-383.
- SZIDAT, L.; SORIA, M. F. 1952. Difilobotriasis en nuestro país. Nota preliminar. *Pren. Méd. Arg.*, 39:77-78.
- SZIDAT, L.; SORIA, M. F. 1957. Difilobotriasis en nuestro país. Sobre una nueva especie de *Sparganum*, parásita de salmones, y de *Diphyllbothrium*, parásita de gaviotas, del lago Nahuel Huapi. *Bol. Mus. Arg. Cienc. Nat.*, 9:1-22.
- TANZOLA, R. D.; VANOTTI, D. 2008. Primer registro del género *Spironucleus* (Diplomonadida: Hexamitidae) en un pez neotropical. *BioScriba*, 1:73-75.
- TANZOLA, R. D.; GUAGLIARDO, S.; ROMERO, A.; SCHWERDT, C.; SCHWERDT, M.; GALEANO, N. 2009. Diversidad parasitaria en peces de agua dulce del sudoeste de la provincia de Buenos Aires. In: CAZZANIGA N.; ARELOVICH, H. M. (Ed.). *Ambientes y recursos naturales del sudoeste bonaerense: Producción, contaminación y conservación*. Bahía Blanca, Argentina: Ed. Ediuns, p. 381-394. Actas de las V Jornadas Interdisciplinarias del Sudoeste Bonaerense.
- TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J. L.; BOMFIM, C. B. do. 2005. Human diphyllbothriasis: reports from Rio de Janeiro, Brazil. *Rev. Brás. Méd. Vet.*, 14:85-87.
- TERRAMOCCHI, R.; PAGANI, L.; BRUNATI, P.; GATTI, S.; BERNUZZI, A. M.; SCAGLIA, M. 2001. Reappearance of human Diphyllbothriasis in a limited area of lake Como, Italia. *Infec.*, 29:93-95.
- TORRES, P.; LÓPEZ, J. C.; CUBILLOS, V.; LOBOS, C.; SILVA, R. 2002. Visceral diphyllbothriosis in a cultured rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), in Chile. *J. Fish Dis.*, 25:375-379.
- TREJO, A. R. 1992. A comparative study of the host-parasite relationship of *Pomphorhynchus patagonicus* (Acanthocephala) in two species of fish from Lake Rosario (Chubut, Argentina). *J. Parasitol.*, 78:711-715.
- TREJO, A. R. 1994. Observations on the host specificity of *Pomphorhynchus patagonicus* (Acanthocephala) from the Alicura reservoir (Patagonia, Argentina). *J. Parasitol.*, 80:829-830.
- TULIAN, E. A. 1908. Breve resumen de los trabajos efectuados por la Dirección de Piscicultura durante el período comprendido desde el 1º de abril hasta el 31 de octubre de 1907. *Bol. Min. Agric.*, 9:64-67.
- VANOTTI, M. D.; TANZOLA, D. 2005. Relación entre la carga parasitaria total y algunos parámetros hematológicos de *Rhamdia sapo* Val. (Pisces) en condiciones naturales. *Biología Acuática*, 22:247-256.
- VIOZZI, G.; BRUGNI, N. 2001. Infección en peces por larvas de *Diplodon chilensis* (Mollusca-Hyriidae). Relación parasitaria y distribución en lagos de la Patagonia Argentina. *Neotróp.*, 47:3-12.
- VIOZZI, G.; SEMENAS, L.; BRUGNI, N.; FLORES, V. 2009. Metazoan parasites of *Galaxias maculatus* (Osmeriformes: Galaxiidae) from Argentinean Patagonia. *Comp. Parasitol.*, 76:en prensa.

- VON BONSDORFF, B. 1977. *Diphyllbothriasis in man*. New York: Academic Press.
- WICHT, B.; MARJAL, F. de; GOTTSTEIN, B.; PEDUZZI, R. 2008. Imported diphyllbothriasis in Switzerland: Molecular evidence of *Diphyllbothrium dendriticum* (Nitzsch, 1824). *Parasitol. Res.*, 102:201-204.
- WICKI, G. 2005. Visión general del sector acuícola nacional- Argentina. [Buenos Aires]: FAO, Fisheries and Aquaculture Department. Disponible em: www.fao.org/fishery/countrysector/naso_argentina/es. Acceso em:
- WICKI, G.; MARTÍNEZ, M.; WILTCHIESKY, E.; MAIZELS, S.; PANNÉ, H.; LUCHINI, L. 1998. Ensayo de producción de camarón de agua dulce (*Macrobrachium rosenbergii*, Palaemonidae) y pacú (*Piaractus mesopotamicus*, Characidae). *Nat. Neotrop.*, 29:69-73.
- WICKI, G.; ROSSI, F.; PANNÉ, S.; LUCHINI, L. 2007. Cultivo intensivo del "Ramdiá" (*Rhamdia quelen*) en jaulas suspendidas en estanques, con empleo de diferentes raciones balanceadas y distinta elaboración. In: SUBSECRETARÍA DE PESCA Y ACUICULTURA (Ed.). *Serie Pesca y Acuicultura: Estudios e investigaciones aplicadas N° 2*. Buenos Aires: SAGPyA, p. 39-64.
- WOO, P. T. K.; POYNTON, S. L. 1995. Diplomonadida, Kinetoplastida and Amoebida (Phylum Sarcomastigophora). In: WOO, P. T. K. (Ed.). *Fish diseases and disorders, Vol 1: Protozoan and Metazoan infections*. Cambridge: CAB International, p. 27-96.

Metazoan and protozoan parasites of freshwater ornamental fish from Brazil

Marcos Tavares-Dias, Jefferson Raphael Gonzaga Lemos, Maurício Laterça Martins & Gabriela Tomas Jerônimo

Resumo

Anualmente, 27 milhões de peixes ornamentais de água doce são exportados do Brasil para o comércio internacional, principalmente para os Estados Unidos e Europa. A maioria destes peixes é proveniente da bacia amazônica, principalmente dos estados do Amazonas (25 milhões/ano) e Pará (1 milhão/ano) e somente uma pequena parte destes peixes é originária de cultivo. Dezenas de espécies são exportadas do Brasil, sendo Paracheirodon axelrodi (18 milhões/ano) a principal espécie, seguido por Otocinclus affinis (1,4 milhões/ano), Hemigrammus bleheri (1,1 milhões/ano) e Paracheirodon simulans (0,88 milhões/ano). Peixes ornamentais exportados do Brasil apresentam parasitos normalmente também encontrados em hospedeiros de outros países. Infecções parasitárias representam importante desafio para produtores de peixes ornamentais. Neste sentido, baixo número de parasitos pode evoluir para número indesejável e perigoso comprometendo a saúde do peixe.

Abstract

Annually, 27 million of freshwater ornamental fish have been exported from Brazil for international trade, mainly to the United States and Europe. Most of these fish are originated from Amazonian basin, especially from the states of Amazonas (25.0 million/year) and Pará (1.0 million/year). Small quantity of these fish is from culture. Paracheirodon axelrodi (18 million/year) is the main fish exported, followed by Otocinclus affinis (1.4 million/year), Hemigrammus bleheri (1.1 million/year) and Paracheirodon simulans (0.88 million/year). Ornamental fish exported from Brazil have parasites that are also reported in hosts from the other countries. Parasitic infections represent an important challenge for commercial suppliers of ornamental fish. On this view, low number of parasites may evolve to undesirable and dangerous number compromising the fish health.

Introduction

The ornamental fish hobbyist has experienced an increase in world popularity since the 1990s. This hobby is a multi-million dollar industry, and the United States of America is considered the largest market for ornamental organisms. Hence, increased demand for ornamental fish by the aquarists from the United States of America, United Kingdom, Japan, Germany, Italy and Belgium has been responsible for development of the activity. Over the last ten years the value of global exports of ornamental fish has averaged over US\$ 183 million/year (Prang, 2007). Nowadays, most of the ornamental fish are produced in captivity (90%), and only 10% is wild fish. The world's ornamental fish is growing due to the production and importation of several species from different continents especially from Asia and South America.

Singapore is the principal ornamental fish exporter over the world (Prang, 2007; Ribeiro, 2008). However, a great number of aquarium fish are from the Amazonian Basin (Brazil, Colombia and Peru) in which is an important source of economic resources. Colombia is the largest exporter of South America, with exportation of 25 million of ornamental fish/year, generating an income of US\$ 7 million (Ribeiro, 2008). Since 2006, Brazil has exported about 28 million of freshwater ornamental fish/year, which generated an income of about US\$ 6 million/year (Figure 1). Ornamental fish are collected in eight Brazilian States. However, only the Amazonas State contributes with 64.0% of export production and Pará State with 26.0% (Figure 2). Part of freshwater ornamental fish exported from Pará State is collected in Amapá State. Nevertheless, the quantity of fish species collected in Amapá is still ignored by the Brazilian government that controls the exploration of ornamental fish.

Ornamental fish from Amazonas State are exported to Germany, Netherlands, France, Belgium, UK and USA (Prang, 2007). Since 2006, Amazonas has exported 25.2 million fish/year with an income of US\$ 3.7 million/year (Figure 2). However, the potential of exportation of freshwater ornamental fish is probably much higher than that currently practiced in the Brazilian Amazonia (Prang, 2007).

Selection of fish species is a result of demand for fish highly colorful must be maintained when fed in aquarium. The last point is the choice of imported fish species. Ornamental fish exported from Amazonas State belong to 25 families with 130-140 fish species highly colorful (Table 1). The main fish species are shown in Table 1. There are 800 species documented for Rio Negro basin (Chao et al., 2001), but only 70 fish species from the basin are currently permitted for exportation (Prang, 2007). Barcelos Municipality is responsible for 67.8% ornamental fish exported from the Amazonas State (Chao et al., 2001). This basin is the largest area of ornamental fish capture and *Paracheirodon axelrodi* represents 70.0% of the total exported fish (Table 1). Other important species include the marbled hatchetfish *Carnigiella strigata*, blackwing hatchetfish *C. martae*, brown pencilfish *Nannostomus eques*, oneline pencilfish *Nannostomus unifasciatus*, Loricariid *Ancistrus hoplogenyis*, rosy tetra *Hyphessobrycon copelandi*, catfish *Dianema urostriatum*, dwarf sucker *Otocinclus* sp., *Apistogramma* sp., angelfish *Pterophyllum scalare*, discus *Symphysodon* sp., *Hemigrammus microstomus* and catfishes *Corydoras* sp.

Water level oscillations in the Amazonia can affect the habitat and ecological aspects such as food supply and reproduction of ornamental fish population. In the Amazonas State, capture of ornamental fish in flooded forest ("igapós") and water small streams ("igarapés") is strongly influenced by seasonality that occurs from August through February (Figure 1). After capture, fish are transported to Manaus (AM) where they are kept in fattening/quarantine tanks of exporter's holding facilities until their exportation in which depending on the species, can take from 60 days to one year. Prophylaxis and management control must be considered during this time in order to avoid economical losses due to pathogens action.

The monitoring of fish health status must be one of the most important activities in culture and exportation's holding facilities of fish. Studies are carried out after exportation of catfishes *Corydoras* sp. and *Brochis splendens* from Brazil to England. Dinoflagellate *Piscinoodinium pilulare* was detected before exportation (Ferraz & Sommerville, 1998). Procedures to avoid risks of infection or transfer of disease and parasites must be carried out. Ornamental fish exportation has been responsible for introduction of parasites (Sterud & Jorgensen, 2006) that can endanger native population and culture (Mouton et al., 2001; Kim et al., 2002), specially when the prophylactic management and quarantine are ignored. When parasites are introduced into the environment they can persist due to favorable physical and chemical water conditions.

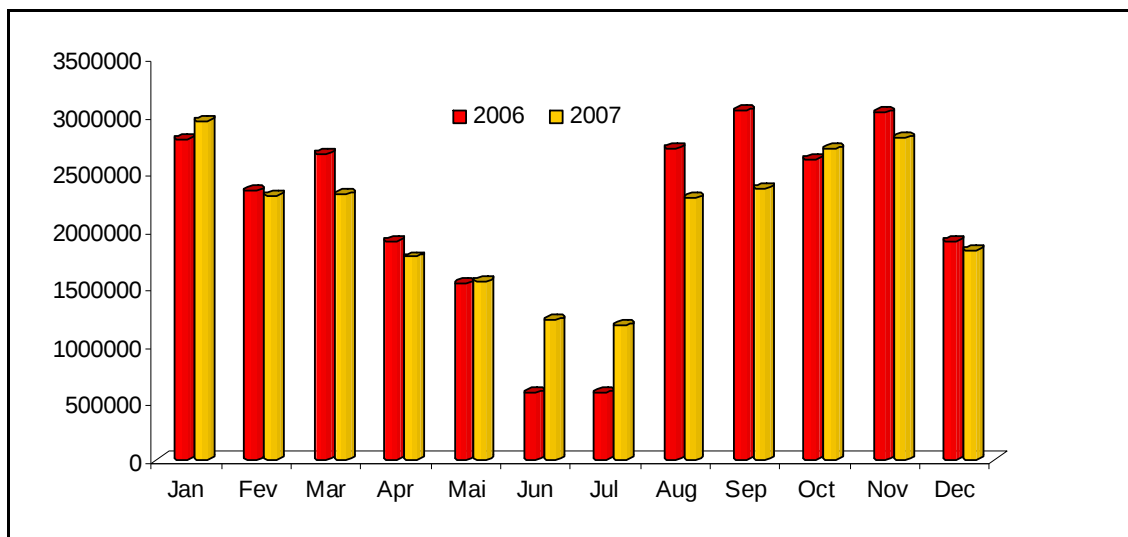


Figure 1. Number of freshwater ornamental fish exported from Brazil during the period of 2006 and 2007 (Ibama, 2008).

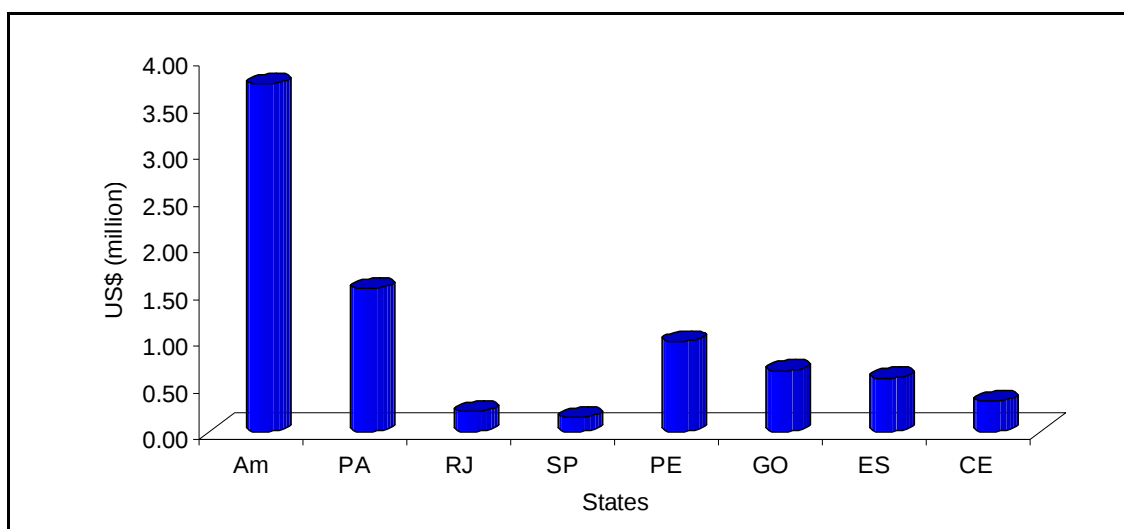


Figure 2. Exportation values of freshwater ornamental fish from the Brazilian States in the year 2007 (Ibama, 2008). Am: Amazonas, PA: Pará, RJ: Rio de Janeiro, SP: São Paulo, PE: Pernambuco, GO: Goiás, ES: Espírito Santo, CE: Ceará.

Table 1. Principal freshwater ornamental fish species exported from the Amazonas State, Brazil in 2007 (Ibama, 2008).

Fish species	Common name	Number of fish exported
<i>Paracheirodon axelrodi</i>	Cardinal tetra	17.783.580
<i>Otocinclus affinis</i>	Golden otocinclus	1.437.978
<i>Hemigrammus bleheri</i>	Firehead tetra	1.180.312
<i>Paracheirodon simulans</i>	Green neon	844.160
<i>Otocinclus vittatus</i>	Dwarf sucker	682.192
<i>Corydoras schwartzi</i>	Schwartz's catfish	525.938
<i>Hyphessobrycon sp.</i>	Rosy tetra	437.500
<i>Carnegiella strigata</i>	Marbled hatchetfish	360.184
<i>Corydoras julii</i>	Leopard corydoras	162.035
<i>Corydoras hastatus</i>	Dwarf corydoras	152.300
<i>Corydoras punctatus</i>	Spotfin corydoras	151.778
<i>Corydoras agassizii</i>	Catfish corydoras	138.283
<i>Nannostomus marginatus</i>	Dwarf pencilfish	134.071
<i>Dicrossus maculatus</i>	Dwarf cichlid	101.180
<i>Corydoras elegans</i>	Elegant corydoras	81.136
<i>Corydoras adolfoi</i>	Adolf's catfish	81.069
<i>Nannostomus trifasciatus</i>	Threestripe pencilfish	75.388
<i>Baryancistrus sp.</i>	Loricariid catfish	74.098
<i>Ancistrus spp.</i>	Loricariid catfish	64.452

Ornamental fish parasites from rivers at the Brazilian Amazonia

A great quantity of good quality fish exported is the challenge to aquarium industry. Higher mortality has been registered from capture and transport of ornamental fish induced by stress (Waichman et al., 2001). Not only good water quality but also adequate handlings are practices that must be adapted for the activity.

Water quality monitoring to reduce stress and fish mortality is the main factor to be thought. Low water quality observed during transport and the lack of basic care result in reduced fish health status (Waichman et al., 2001). The introduction of ornamental fish without quarantine can cause trouble for importation country with consequent economic losses (Kim et al., 2002).

Parasitism in fish occurs normally in the native environment in a great diversity of parasites comparing to cultured fish (Moraes & Martins, 2004). Fish in the nature inhabit with parasites successfully (Roberts, 1981) by the fact that nutritional and physiological aspects are maintained (Andrade et al., 2001). When fish are exposed to different conditions the relation host/parasite/environment is broken especially due to water quality, stocking density and other stressor effects (Molnár, 1994; Moraes & Martins, 2004). Thus, it is important to study the causative agents of disease in ornamental fish (Martins et al., 2001). To success of fish transport the environment must be free of noxious factors that may cause a decrease in fish resistance. It is necessary to evaluate the main factors responsible for compromise the activity.

Up to now, in Brazilian Amazonia, only 54 parasite species of seven zoological groups are known (Figure 3). These parasites have been reported, mainly, in fish species of the genera *Ancistrus* (Matos et al., 1998; Thatcher, 2006), *Carnegiella*, *Corydoras*, *Hemigrammus*, *Hyphessobrycon*, *Poecilia*, *Xiphophorus*, *Carassis auratus*, *Astronotus ocellatus* (Thatcher, 2006) and *Gasteropelecus sternicla* (São Clemente et al., 2000). However, as has a great number of Amazon ornamental fish species known and only some few fish were studied, hence many parasites species must be described yet.

Studies on *P. axelrodi*, *S. discus*, *H. erythrostigma*, *Ancistrus* sp., *Corydoras robinae*, *C. burguessi* and *C. adolfoi* from the Barcelos area, Negro River basin before they were sent to the exporters in Manaus (Amazonas State, Brazil), have registered the occurrence of protozoans *Chilodonella* sp., *Trichodina* sp. and *Piscinoodinium pilulare*, Monogenoidea and bacteria (Ferraz, 1999). In general, these occurrences of multiple parasitic infections are associated to inadequate handling, poor water quality, and high stocking density during the transport, as well as long periods of time without feeding. This knowledge is important to avoid alterations on fishes' health status, since a diagnosis of an epidemiological and sanitary situations are necessary to avoid the dissemination of parasites to other municipalities.

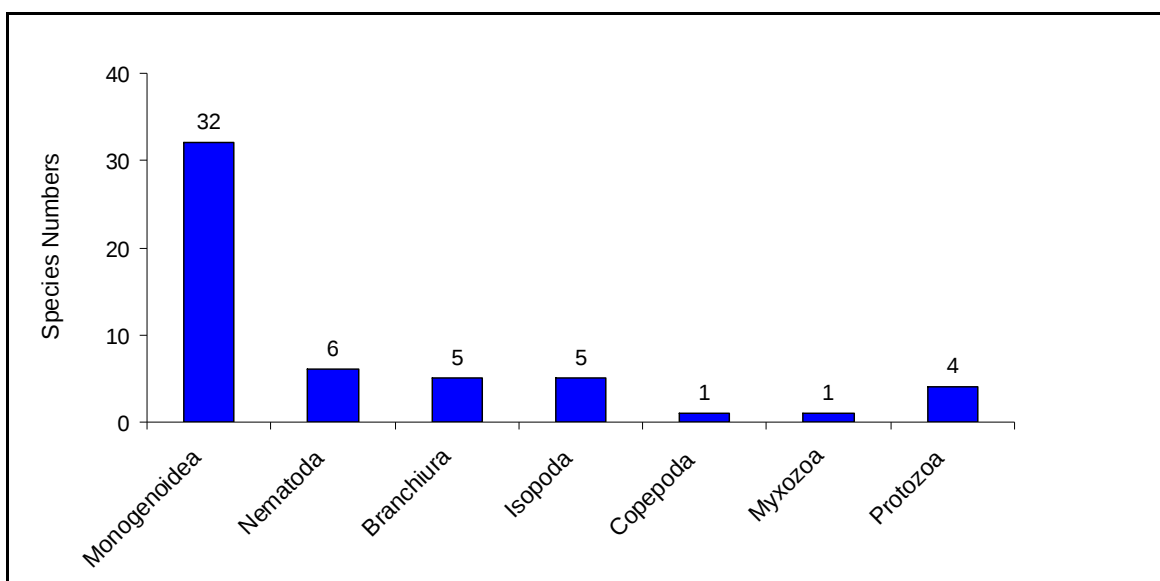


Figure 3. Number of parasite species described in ornamental fish species from Brazilian Amazonia

Parasites in five ornamental fish species kept in exporter's holding facilities from Amazonas State

Specimens of *Dianema urostriatum* (6.5 ± 1.3 cm and 6.0 ± 2.0 g), *Hyphessobrycon copelandi* (3.0 ± 0.7 cm and 0.7 ± 0.5 g), *Otocinclus* sp. (3.3 ± 0.5 cm and 0.9 ± 0.6 g), *Apistogramma* sp. (3.4 ± 0.5 cm and 0.9 ± 0.4 g) and *Paracheirodon axelrodi* (2.5 ± 0.2 cm and 0.3 ± 0.1 g) were collected from tanks of an exporter from Manaus municipality, Amazonas State, Brazil.

In this chapter, we assumed that mean relative dominance is the total number of parasites of each species divided by total number of parasites of all parasite species found (Rhode et al., 1995), prevalence is the number of parasitized fish divided by examined fish.100, and the mean intensity of infection is the total number of each parasite divided by parasitized fish (Bush et al., 1997).

These fish were kept in a density of 3,500 fish/m³ and feed twice a day with an ornamental fish prepared ration containing 36.0% of crude protein. Upon their arrival at the exporter, the fish were submitted to treatments prophylactic with formalin and tetracycline. Moreover, fish were fed with a ration containing ivermectin. Every seven days a prophylaxis with these chemotherapeutants was carried out in the tanks. Fish that had arrived at the exporter and fish that maintained in tanks for seven days up to one year were treated.

Physical-chemistry parameters of water quality from the exporter's holding facilities tanks from Manaus (AM) are shown on Figure 4. The

reported values are within the acceptable range for tropical fish health maintenance and production.

From a total of 218 fish submitted to necropsy, parasites were found in 132 (60.5%). In *D. urostriatum*, *P. axelrodi*, *H. copelandi*, *Otocinclus* sp. and *Apistogamma* sp., parasite prevalence was 60.5%, with the of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet 1876, *Trichodina* Ehrenberg, 1838, *Henneguya* Thelohan, 1892, *Piscinoodinium pilulare* (Shäperclaus, 1954) Lom, 1981, Monogenoidea, Nematoda adult, Nematoda larvae, Digenea adult, Digenea metacercariae and Hirudinea *Placobdella* Blanchard 1893 (Table 2).

Prevalence and intensity of *I. multifiliis* on the gills of *P. axelrodi*, *H. copelandi* and *D. urostriatum* were similar, but was not found in *Otocinclus* sp. and *Apistogamma* sp. (Table 3). Dinoflagellate *P. pilulare* (called as velvet disease) was only observed on the gills of *P. axelrodi* and *H. copelandi* (Table 4), whereas *Trichodina* sp. varied from 2 to 30 parasites per host in *Otocinclus* sp (Table 5).

Monogenoidea parasites were present in all species with the lowest prevalence in *Apistogamma* sp. and the highest in *P. axelrodi* and *D. urostriatum*. However, *H. copelandi* and *Apistogamma* sp showed the lowest mean intensity of gill parasites (Table 6). The mean intensity of Monogenoidea was higher in *D. urostriatum* (8.2) and *Otocinclus* sp. (11.5) than that related in the other fish species (Table 6).

The lowest prevalence and intensity of adults Nematoda were observed in the intestines of *D. urostriatum* and the highest in *P. axelrodi* and *Apistogamma* sp. (Table 7). In addition, nematode larvae were also found in the intestines of *H. copelandi* (23.6%), *D. urostriatum* (3.3%) and *P. axelrodi* (10%), but in a few number varying from 1 to 6 helminths per host.

Similar prevalence and intensity of Digenea adults were observed in the intestines of *H. copelandi* and *Otocinclus* sp., whereas the lowest prevalence was found in *P. axelrodi*. These parasites were not found in *D. urostriatum* and *Apistogamma* sp. (Table 8). Metacercariae of Digenea was also observed in the gills of 8.0% of *H. copelandi* and 3.0% of *Apistogamma* sp. Twenty cysts of *Henneguya* sp. were found in the gills of a single specimen of *D. urostriatum*. Leeches of the genus *Placobdella* was found at 3.3% prevalence and one parasite per host on the body surface.

Relative condition factor of parasitized and non-parasitized fish did not show significant difference ($p > 0.05$). There was also no significant correlation ($p > 0.05$) between parasites intensity and Kn. Hence, these rates of parasites infections load did not compromise the fish health.

In summary, the most dominant parasite taxon was Monogenoidea followed by Nematoda. *Hyphessobrycon copelandi* was the host with the greatest parasite diversity while *Apistogamma* sp. was host with the smallest parasite diversity. Three days after the arrival of fish at the exporter they are weekly submitted to treatment with formalin and tetracycline. This procedure is done specially with *P. axelrodi*, the most exported species, which sometimes is kept in tanks up to one year in order to acquire a bigger corporal size and consequently, a better price in external markets. High prevalence of parasitism was found in fish species of exporter's holding facilities. However, the low mean intensity of parasites was influenced by

chemotherapeutants and prophylactic management. Therefore, the concern with treatment and prophylaxis are of extreme importance for ornamental fish aquaculture.

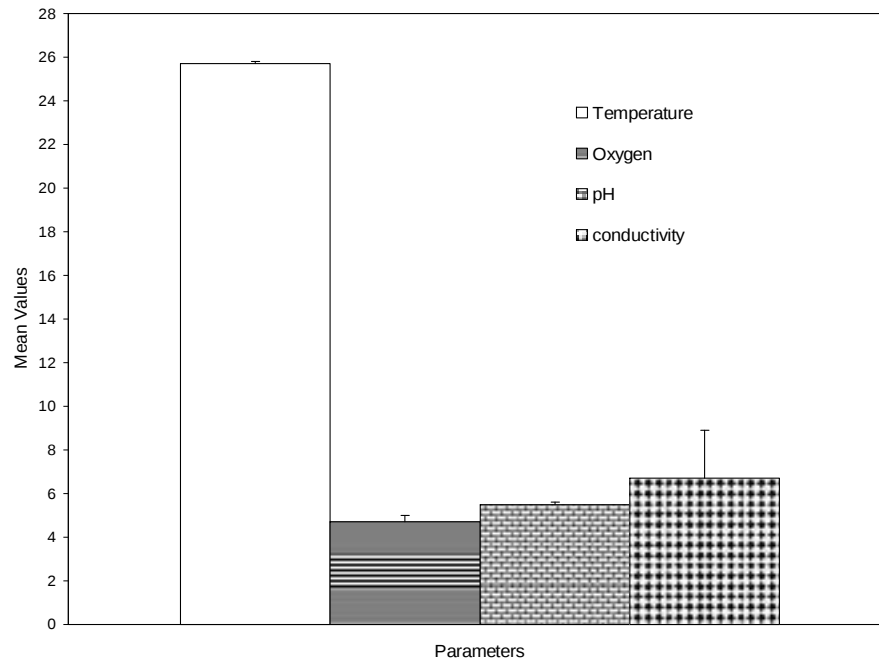


Figure 4. Mean values $\pm$ standard deviation of temperature ($^{\circ}\text{C}$), pH, electric conductivity ($\mu\text{S}/\text{cm}$) and dissolved oxygen concentration (mg/L) of water in tanks of ornamental fish exporter in Manaus, Amazonas State.

Table 2. Parasitological indexes in five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in Amazonas state, Brazil.

Parasites	PF/EF	Prevalence (%)	TNP	Mean Intensity	Mean relative dominance
Monogenoidea	70/218	32.1	338	4.8	0.668
Nematoda adult	46/218	21.1	99	2.1	0.196
Nematoda larvae	18/218	8.2	131	7.3	0.259
<i>I. multifiliis</i>	12/218	5.5	50	4.2	0.098
<i>Trichodina</i> sp.	6/218	2.7	57	9.5	0.113
<i>P. pilulare</i>	5/218	2.3	18	3.6	0.035
<i>Henneguya</i> sp.	1/218	0.4	20	20.0	0.039
Digenea adult	10/218	4.6	16	1.6	0.027
Digenea metacercariae	3/218	1.4	77	25.7	0.152
<i>Placobdella</i> sp.	1/218	0.4	1	1.0	0.002
Total	132/218	60.5	807	-	-

PF/EF: Parasitized fish/examined fish; TNP: total number of parasites.

Table 3. Parasitological indexes of *Ichthyophthirius multifiliis* in the gills of five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in the Amazonas State, Brazil.

Parameters/Hosts	<i>P. axelrodi</i>	<i>H. copelandi</i>	<i>D. urostriatum</i>	<i>Otocinclus</i> sp.	<i>Apistogramma</i> sp.
Examined fish	89	34	30	32	33
Parasitized fish	7	3	2	0	0
Prevalence (%)	7.9	8.8	6.7	0	0
Total number of parasites	6	8	8	0	0
Mean intensity (MI)	4.9	2.7	4.0	0	0
Range of MI	1–9	2–3	4	0	0

Table 4. Parasitological indexes of *Piscinoodinium pilulare* in the gills of five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in the Amazonas State, Brazil.

Parameters/Hosts	<i>P. axelrodi</i>	<i>H. copelandi</i>	<i>D. urostriatum</i>	<i>Otocinclus</i> sp.	<i>Apistogramma</i> sp.
Examined fish	89	34	30	32	33
Parasitized fish	3	2	0	0	0
Prevalence (%)	3.4	5.9	0	0	0
Total number of parasites	6	12	0	0	0
Mean intensity	2.0	6.0	0	0	0
Range of MI	1–3	5–7	0	0	0

Table 5. Parasitological indexes of *Trichodina* sp. in the gills of five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in the Amazonas State, Brazil.

Parameters/Hosts	<i>P. axelrodi</i>	<i>H. copelandi</i>	<i>D. urostriatum</i>	<i>Otocinclus</i> sp.	<i>Apistogramma</i> sp.
Examined fish	89	0	30	32	33
Parasitized fish	3	0	0	6	0
Prevalence (%)	3.4	0	0	18.7	0
Total number of parasites	6	0	0	57	0
Mean intensity	2.0	0	0	9.5	0
Range of MI	1–3	0	0	2–30	0

Table 6. Parasitological indexes of Monogeneoidea in the gills of five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in the Amazonas State, Brazil.

Parameters/Hosts	<i>P. axelrodi</i>	<i>H. copelandi</i>	<i>D. urostriatum</i>	<i>Otocinclus</i> sp.	<i>Apistogramma</i> sp.
Examined fish	89	34	30	32	33
Parasitized fish	38	8	12	11	1
Prevalence (%)	42.7	23.5	40.0	34.4	3.0
Total number of parasites	100	11	99	127	1
Mean intensity	2.6	1.4	8.2	11.5	1.0
Range of MI	1–6	1–2	1–21	5–17	1

Table 7. Parasitological indexes of Nematoda in the intestines of five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in the Amazonas State, Brazil.

Parameters/Hosts	<i>P. axelrodi</i>	<i>H. copelandi</i>	<i>D. urostriatum</i>	<i>Otocinclus</i> sp.	<i>Apistogramma</i> sp.
Examined fish	89	34	30	32	33
Parasitized fish	21	6	1	5	13
Prevalence (%)	23.6	17.6	3.3	15.6	39.4
Total number of parasites	50	7	1	10	31
Mean intensity	2.4	1.2	1.0	2.0	2.4
Range of parasites	1-14	1-2	1	1-6	1-3

Table 8. Parasitological indexes of Digenea in the intestines of five ornamental freshwater fishes from an exporter's holding facility in the Amazonas State, Brazil.

Parameters/Hosts	<i>P. axelrodi</i>	<i>H. copelandi</i>	<i>D. urostriatum</i>	<i>Otocinclus</i> sp.	<i>Apistogramma</i> sp.
Examined fish	89	34	30	32	33
Parasitized fish	1	4	0	5	0
Prevalence (%)	1.1	11.8	0	15.6	0
Total number of parasites	1	8	0	7	0
Mean intensity	1.0	2.0	0	1.4	0
Range of MI	1	1-4	0	1-3	0

Parasites of freshwater ornamental fishes from Southern Brazil

A survey of parasitic fauna on freshwater ornamental fishes from commercial supplier at the Florianópolis city, Santa Catarina State, Southern Brazil was performed by Piazza et al. (2006). A total of 18 fish species were examined for a period of one year. From a total of 189 fish examined, 75 (40.5%) were parasitized (Table 9). The highest prevalence rate (100%) was found in *Gymnocorymbus ternetzi*, *Paracheirodon innesi*, *Colisa lalia*, *Noemacheilus barbatulus*, *Pterophyllum scalare*, *Helostoma temminckii* and *Mikrogeophagus ramirezi*. Intermediate values of prevalence were registered in *Xiphophorus helleri* (71%), *Poecilia sphenops* (40%), *Beta splendens* (50%), *Carassius auratus* (67%) and *Cyprinus carpio* (50%). *Trichogaster trichopterus*, *Poecilia reticulata*, *Macropodus opercularis* and *Pseudotropheus socolofi* were not parasitized. Parasites showed the following prevalences: Monogeneoidea (15.7%), metacercariae of heterophyid digenean *Ascocotyle* sp. Looss, 1899 (15.3%), dinoflagellate *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 (7.0%), ciliate protozoans *Trichodina acuta* Lom, 1961 (4.9%) and *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876 (3.8%), cestodes (2.7%), camallanid nematode *Camallanus maculatus* Martins, Garcia, Piazza and Ghiraldelli, 2007 (2.7%); copepod crustacean *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 (2.2%) and *Chilodonella* sp. Strand, 1928 (0.5%).

The majority of fish examined was parasitized by one parasite species, followed by two and three parasites. From four parasites per host species the occurrence was lower (Figure 5). The most dominant taxon of parasite was Digenea in metacercarial stage named *Ascocotyle* sp. followed by Monogeneoidea (Table 10)

Digenean are endoparasites with complex life cycle generally found encysted in the muscle, nervous system, gonads, other internal organs or free in eyes (Pavanelli et al., 2002; Santos et al., 2002). Its main pathogenic action is when the fish act as intermediate host in which encysts causing tissue damage (Takemoto et al., 2004). Thus the metacercarial form is more aggressive than the adult worms. Metacercariae of *Neascus* sp. and *Clinostomum* sp., cause respectively black spot and yellow grub diseases and are important parasites to the ornamental fish industry by its location on the body surface or fins. According to Carvalho et al. (2008) 90% of *Geophagus brasiliensis* examined from the Peixe River, Juiz de Fora, MG, were parasitized with *Neascus* sp. At a mean intensity varying from 1 to 75 parasites. Kuo et al. (1994) registered prevalences of 0.9% *Clinostomum* sp. and 4% *Centrocestus* sp. in a survey realized in imported fish from China. Metacercariae of *Ascocotyle tenuicollis*, *A. nunezae* and *A. nana* were described from the heart, gills and viscera of *Poecilia petenensis*, *Cichlasoma meeki* and *C. octofasciatum* (Scholz et al., 1997). On the other hand, *Centrocestus* sp. was found encysted in the gill filaments of *Carassius auratus*, *Poecilia reticulata*, *Beta splendens*, *Xiphophorus variatus* and *Poecilia latipinna* (Tampieri et al., 1999) at 100% prevalence. It is important to emphasize that birds act as definitive hosts and snails as the first intermediate host (Scholz et al., 1997). In ornamental farms from Sri Lanka, Thilakaratne et al. (2003) observed low (0.8%) prevalence of *Centrocestus* sp. in *C. auratus*. In Brazil, Piazza et al. (2006), have reported infection rates of *Ascocotyle* sp. reaching 7,844 specimens in 29 infected fish with mean intensity varying from 1 to 1,070 parasites per host (Tables 10-11).

In comparison, the data here reported as prevalence and mean intensity are higher than that related in the literature. This is, in fact due to commercial supplier located in Southern Brazil that presents the appropriate condition for intermediate and definitive hosts to close the life cycle successfully.

On the other hand, Monogenoidea was found in 11 out of 18 analyzed fish species at a mean intensity varying from 2 to 60 parasites. They are among one the most important fish parasites causing economic losses in fish culture for consumption or ornamentals (Thoney & Hargis Junior, 1991). Their life cycle is direct or monoxenic without the involvement of intermediate host, and its pathogenicity is related to mechanical damage produced by attachment on the body surface or gills (Noga, 1995). Moreover, the water quality may present correlation with parasite number in which is characterized by a decrease in Monogenoidea number in elevated pH and electric conductivity conditions (Garcia et al., 2003). This is reinforced by the prophylactic method of salt addition (60 g.m^{-3}) in fish ponds as efficient practice to avoid parasitosis (Martins, 2004). Water temperature can constitute an important factor to control Monogenoidea reproduction. In *Gyrodactylus bullatarudis*, common parasite of *P. reticulata* the highest average fecundity was obtained at 25.5°C while the highest birth rate of Monogenoidea was related at 27.5°C (Scott & Nokes, 1984). In the Brazilian ornamental fish this effect has not yet been studied. From these data we can handle the water temperature to an increase or a decrease in the fecundity of Monogenoidea without affect the host health. In the studies of Piazza et al. (2006), the commercial suppliers where the fish was collected the water temperature was maintained at 28°C favoring parasite's reproduction. The maximum Monogenoidea population increasing in guppies was reported at 27.5°C (Scott & Nokes, 1984).

Prevalence of 15.3% Monogenoidea in *X. helleri* (Table 9) was higher than that related in *P. reticulata* (Dove & Ernst, 1998). Similar results were found by Garcia et al. (2003) in *X. maculatus* in the Northeast of the São Paulo State. These authors have registered 20 to 100% prevalence of *Urocleidoides* sp. (Monogenoidea) in fish at a mean intensity of infection varying from 1.7 to 16.8. This is the contrary to that observed by Piazza et al. (2006) with mean intensities from 27 to 60 parasites per host.

In the majority of examined fish the number of Monogenoidea was considered high in relation to body size. According to Thoney & Hargis (1991) 30 to 40 dactylogyrids may cause die in fish 3 to 4 cm length. After that, it can be concluded that the number of Monogenoidea between 27 and 60 parasites per host observed in the studies of Piazza et al. (2006) suggests fish health compromising and consequently economic losses.

Trichodinids are ciliated protozoan that might be opportunist ectoparasite with low host specificity, found on the body surface, fins and gills (Ghiraldelli et al., 2006). Its reproduction by binary fission allows the rapid reproduction (Mancini et al., 2000) and is directly related to high contents of organic matter in water (Moraes & Martins, 2004). They are among one of main etiological agents causing disease in cultured fish (Vargas et al., 2000; Martins et al., 2002). It must be commented on their host specificity. The capacity of trichodinids occurs or not in an especial host might be discussed and contested. For example, *T. heterodentata* is found in cichlid, cyprinid, gobiid and poeciliid fishes as registered by Duncan (1977), Al-Rasheid (2000), Basson & Van As (1992, 1994) and Dove & O'Donoghue (2005). On the other

hand, *T. sylhetensis*, *T. aplocheilusi*, *T. chittagongensis* was found respectively in *Nandus nandus*, *Aplocheilus panchax* and *Labeo bata* by Asmat et al. (2003) e Asmat (2005). On this way, the low host specificity of trichodinids can be contested according to published data. We can assume that exist variability in trichodinid host-specificity according to the environment quality in a fish farm and fish species.

Little information on trichodinid infestation in the Brazilian ornamental fish is found (Garcia et al., 2009). These authors related 54% *Trichodina* sp. in *Xiphophorus* spp. from ornamental fish farm in the State of São Paulo. Nevertheless, they argued that reduction in dissolved oxygen concentration and the addition of organic fertilizer favored the parasite reproduction. In fish commercialized in Florianópolis, SC, *Trichodina acuta* was found in *X. maculatus*, *X. helleri*, *P. sphenops*, *B. splendens*, *C. auratus* and *N. barbatulus* at a mean intensity of 1 to 31 parasites varying from 1 to 35 parasites per host (Piazza et al., 2006). According to Madsen et al. (2000) trichodinid infestation was divided in three categories: category 1 comprehending 1 to 10 parasites per host, category 3 comprehending 100 to 1,000 trichodinids per host. On the other hand, in the majority of analyzed fish the infestation was in category 2 (11 to 100 parasites per host). Trichodinid parasitism is directly related to water quality, high stocking density, temperature and organic pollution (Moraes & Martins, 2004; Ogut & Palm, 2005). These studies suggested high stocking density in aquaria as the most important source of infestation (Piazza et al., 2006). Consequently, its presence in a fish farm at a category 2 must be constantly monitored.

Dinoflagellate *P. pillulare* was found in five fish species (Table 8). Obligatory parasites that attach host cells provided by rizocysts (prolongation like roots), may cause petechial hemorrhages, integument hemorrhages, gill hyperplasia, lamellar fusion, and necrosis that frequently comes to severe mortality (Martins et al., 2001). First report in Brazil was in the State of São Paulo (Martins et al., 2001) in which caused mortality of 3,000 fish in 15 days of infection. The appearance of disease in ornamental fish is more evident than in cultured fish for consumption. Fish can show white spots on the body surface and fins compromising the commercialization.

The *I. multifiliis* (called as Ich), ciliate protozoan cause significant losses in ornamental fish culture (Thilakaratne et al., 2003). Ectoparasite of low host-specificity parasitizes the body surface or gills reaching 1 mm diameter. After definitive host a fish, comes down to substrate or aquarium bottom in which develops in tomont and posteriorly in infective theront (Buchmann et al., 2001). In cultivated fish for human consumption they are found in a great number and/or prevalence because their reproduction is favored by climatic or water changes especially in temperate region (Garcia et al., 2009).

In studies with the hybrid *X. maculatus* x *X. variatus*, Clayton & Price (1988) did not observe nor influence of the host genus neither water temperature on the Ich parasitism. But, they argued that a genetic factor can be responsible for resistance.

Piazza et al. (2006) have reported *I. multifiliis* infestation in *X. maculatus*, *X. helleri* and *P. shenops* at a prevalence of 3.8%, different to that registered in *X. maculatus* and *X. helleri* (13%) in the State of São Paulo by Garcia et al. (2009). These authors commented that high electric conductivity of water reduced *I. multifiliis* infestation and the sodium chloride (salt) additioned to

ponds water consists in efficient method for parasite control. Nevertheless, pH handling might be an efficient strategy for parasite control. Garcia et al. (2009) observed negative correlation between Ich and elevated pH of water in ornamental fish farm.

The nematode *Camallanus cotti* Fujita, 1927 was firstly related in freshwater fish from Japan (Fujita, 1927). Common parasite found in the intestines feeds of blood, tissue liquids or cells host. Heavy infection with a great number of nematode causes inflammatory reaction, anemia, sexual behavior changes and mortality, especially in shorter fish (Wu et al., 2007). This nematode is worldwide distributed allied to introduction of poeciliid fish as ornamental fish or to control fly (Kim et al., 2002). In Brazil, *Camallanus acaudatus* and *Camallanus tridentatus* were described in *Osteoglossum bicirrhosum* and *Arapaima gigas* by Ferraz & Thatcher (1990). On the other hand, Martins et al. (2007) described *C. maculatus* in *X. maculatus* from a fish farm in the São Paulo State with a prevalence of 82.0%. In Florianópolis, Southern Brazil, Piazza et al. (2006), the nematode showed low prevalence (2.7%) in *X. maculatus* and *P. sphenops*. In experimental infection with camallanid larvae (*C. maculatus*) in copepod crustacean (*Notodiaptomus* sp.), Martins et al. (2007) found that 24 h after infection the larvae were located successfully in the hemocoel of crustacean. This study showed the importance and feasibility of the uses of crustacean as a disease vector.

Xiphophorus maculatus was the unique fish parasitized by all parasites taxa (Tables 10-11) reaching 41% from the total examined fish. It is suggested that high number of *X. maculatus* analyzed provoked the difference in relation to other fish species. *Xiphophorus* species are, in fact, the most common and commercialized fish among the aquarists. Seven fish species were parasitized by one parasite taxon, followed by two and three parasite taxa. Multiple occurrences of parasite taxa (five or six parasites) were registered only in one host species. Prevalence rate of *I. multifiliis*, *T. acuta*, Monogeneoidea and nematodes here observed was lower than those observed by Conroy et al. (1981). On the other hand, *Trichodina* sp., *P. pillulare*, *I. multifiliis*, Monogeneoidea and digenean showed higher prevalence in comparison to findings of Kuo et al. (1994). The protozoans *I. multifiliis* and *P. pillulare* can proliferate if the water conditions are adequate. In this study, mean intensity of parasites it depended on the fish health status. Although *I. multifiliis* is the most common parasite in ornamental fish culture but no case of severe infection was observed. Low prevalence (3.7%) of *I. multifiliis* was noted, being *X. maculatus*, *X. helleri*, *P. sphenops* affected fish. Contrarily to mean intensity of 98 parasites observed in *P. sphenops*, greater mean intensity (442.100 parasites) was reported in *Leporinus macrocephalus* (Tavares-Dias et al., 2001). Important factors can favor its reproduction as low water temperature, high stocking density and nutritional deficiency.

Lernaea cyprinacea is actually dispersed worldwide and in severe cases if infestation causes fish mortality and refuse of consumers (Martins et al., 2002). Gabrielli & Orsi (2000) registered the presence of *L. cyprinacea* in fish farms and Tibagi river, Paraná State. According their results, not only cultivated fish but also native fish from river are infested. This copepod has low host-specificity. In the studies of Piazza et al. (2006) lerneosis was related in 2.1% prevalence in *X. maculatus* and *P. sphenops* one parasite per host (Table 10). In molly (*Poecilia latipinna*) from India, Kumaraguru et al. (2006)

related for the first time in that country *L. cyprinacea*. Contrarily to that found in this study by Piazza et al. (2006), Kumaraguru et al. (2006) reported high infestation with 38 parasites in one female fish of 78 mm length. Fish susceptibility it depends on fish species and environment. In a survey of *L. cyprinacea* from aquarium fish, Shariff et al. (1986), observed higher susceptibility of *Helostoma temminckii*, an introduced fish, in which was infested for the first time. Santos & Brasil-Sato (2006) analyzing *Franciscodoras marmoratus* from the Upper São Francisco river observed copepodids of *L. cyprinacea* when fish were stocked before necropsy. They affirmed that parasitosis was dependent on the body size. On this view, greater fish was more parasitized than smallest. The importance of introduction and dissemination of lerneosis in varied aquatic systems especially in aquarium must be thought.

In summary, the most dominant parasite taxon in the studies of Piazza et al. (2006) was Digenea (larval stage) followed by Monogenoidea. The mean intensity of metacercariae and Monogenoidea was sufficient to cause prejudice to fish health. *Xiphophorus maculatus* was the unique fish species parasitized by 9 types of parasites. It can be concluded that inadequate prophylactic methods in fish farm favored the reproduction and dissemination of parasites in ornamental fish. In this study, the highest parasite prevalence was found by Monogenoidea in fish from the Amazonian region followed by nematodes. *Ichthyophthirius multifiliis* and *Piscinoodinium pillulare* showed low prevalence rates in the analyzed fish. Sanitary handling must be considered to avoid diseased or asymptomatic fish introduction. This is, in fact, proved when analyzing *X. maculatus* and *X. helleri* as the most parasitized fish. For freshwater fish, Thoney & Hargis Junior (1991) suggested salt bath at 35 g.L⁻¹ for 10 minutes. It must be considered the fish tolerance to salt that vary depending on fish species and age. Ornamental and cultured fish maintained in ponds or tanks the addition of 60 mg.L⁻¹ sodium chloride for 8 to 12 hours with water circulation is recommended. This practice reduces the stress and avoids the parasite dissemination (Martins, 2004). Kumaraguru et al. (2006) found successfully control *Lernaea cyprinacea* infestation with 10 g.L⁻¹ in poeciliid fish. Other practices must be commented as the constant water quality and fish health monitoring to verify changes responsible for parasite reproduction. Moreover, earth ponds for ornamental culture must be disinfected with lime to avoid reinfection as well as quarantine practice, certified fish by qualified professionals before and after transport. If these practices allied to technician, farmers and researchers integration the productivity and expansion of ornamental fish industry it reaches the best performance.

Table 9. Prevalence and mean relative dominance of parasites in freshwater ornamental fishes from Southern Brazil (Piazza et al., 2006).

Parasites	Parasitized fish /examined fish	Prevalence (%)	Mean relative dominance
Monogenoidea	29/189	15.3	0.052
<i>Ascocotyle</i> sp	29/189	15.3	0.907
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	13/189	6.9	0.012
<i>Trichodina acuta</i>	9/189	4.7	0.012
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	7/189	3.7	0.012
Cestoidea	5/189	2.6	0.002
<i>Camallanus maculatus</i>	5/189	2.6	0.001
<i>Lernaea cyprinacea</i>	4/189	2.1	0.000
<i>Chilodonella</i> sp	1/189	0.5	0.000

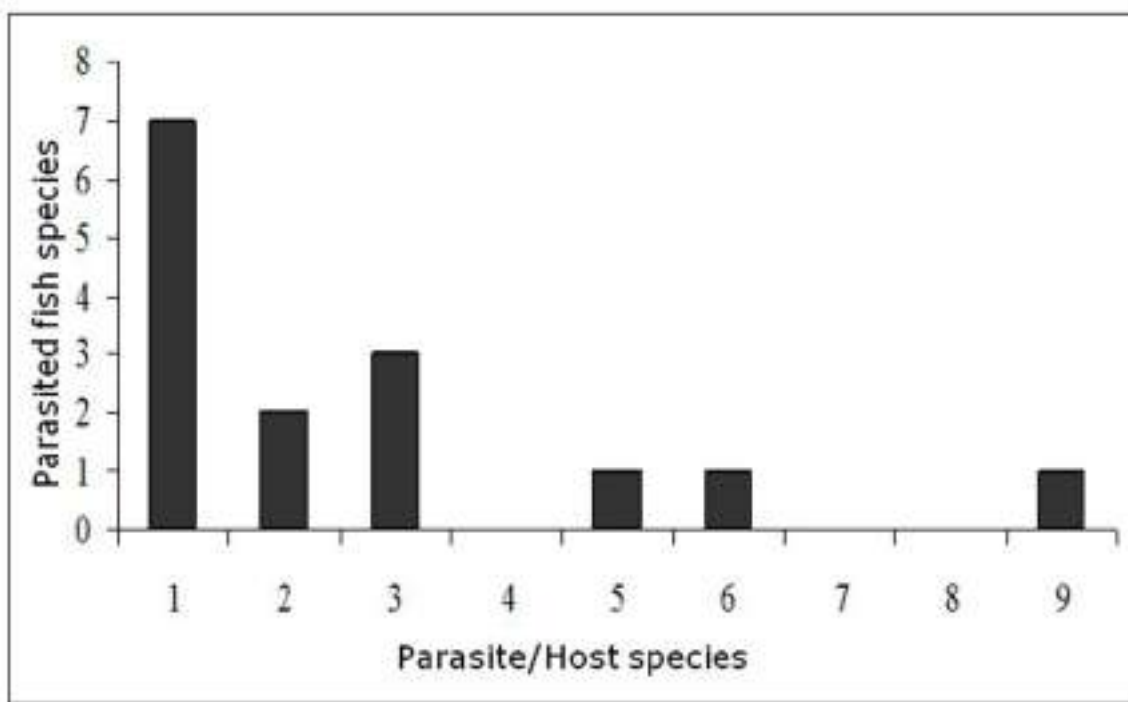
**Figure 5.** Relationship between freshwater ornamental fish species parasitized from Florianópolis, SC, Brazil, and number of parasite species.

Table 10. Distribution frequency of parasites in freshwater ornamental fishes from Florianópolis, Santa Catarina, Southern Brazil (Piazza et al., 2006).

Fish host	<i>T.</i> <i>acuta</i>	<i>I.</i> <i>multifiliis</i>	<i>Chilodonell</i> <i>a</i>	<i>P.</i> <i>pillulare</i>	Monogenoide <i>a</i>	<i>Ascocotyl</i> <i>e</i>	Cestoide <i>a</i>	<i>C.</i> <i>maculatus</i>	<i>L.</i> <i>cyprinacea</i>
<i>X. maculatus</i>	3	5	1	3	3	19	2	2	3
<i>X. helleri</i>	1	1	0	0	8	7	1	0	
<i>P. sphenops</i>	1	1	0	3	4	0	0	3	1
<i>T. tricopterus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>B. splendens</i>	2	0	0	0	2	1	0	0	
<i>P. conchonius</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	
<i>C. auratus</i>	1	0	0	1	3	0	0	0	
<i>G. ternetzi</i>	0	0	0	0	4	1	0	0	
<i>P. reticulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>P. innesi</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	
<i>M. opercularis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>C. carpio</i>	0	0	0	0	1	0	1	0	
<i>C. lalia</i>	0	0	0	1	1	1	0	0	
<i>N. barbatulus</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	
<i>P. scalare</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	
<i>P. socolofi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>H. temmincki</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	
<i>M. ramirezi</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	
Total	9	7	1	10	29	29	5	5	4

Table 11. Mean intensity and range between parentheses in ornamental freshwater fish from Florianópolis, SC, Brazil, June 2004 through July 2005 (Piazza et al., 2006).

Fish host	<i>T. acuta</i>	<i>I. multifiliis</i>	<i>Chilodonella</i>	<i>P. pillulare</i>	Monogenoidea	<i>Ascocotyle</i>	Cestoidea	<i>C. maculatus</i>	<i>L. cyprinacea</i>
<i>X. maculatus</i>	10.3±12.7 (2-25)	2.0±1.73 (1-5)	3.0	7.0±9.5 (1-18)	2.0±1.0 (1-3)	335.0±365.3 (1-1070)	4.5±3.5 (2-7)	4.5±0.7 (3-4)	1.0
<i>X. helleri</i>	5.0	20,0	-	-	5.7±3.2 (1-10)	205.4±181.8 (80-313)	3.0	-	
<i>P. sphenops</i>	1.0	98,0	-	13.0±14.2 (2-29)	4,7±3,0 (1-8)	-	-	2.0±1.0 (1-3)	1.0
<i>M. opercularis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>T. trichopterus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>B. splendens</i>	31.0±5.7 (27-35)	-	-	-	31.5±16.3 (20-43)	2.0	-	-	
<i>P. conchonius</i>	-	-	-	-	-	-	4.0	-	
<i>C. auratus</i>	7.0	-	-	3.0	31.7±26.7 (1-50)	-	-	-	
<i>G. ternetzi</i>	-	-	-	-	27.7±28.1 (5-68)	1	-	-	

Parasites of cultured ornamental fish from the Brazilian Southeast region

Nowadays, most of Brazilian producers of ornamental fish have the aquaculture as the principal activity, in contrast of last decades (Fujimoto et al., 2006). Hence, ornamental fish export has emerged as an important activity generating foreign exchange for the three states of Southeast region (Figure 6), Rio of Janeiro (RJ), São Paulo (SP) and Espírito Santo (ES). From 2006 to 2007, these states exported US\$ 418.572 in freshwater ornamental fish. In 2007, this production has increased 100%.

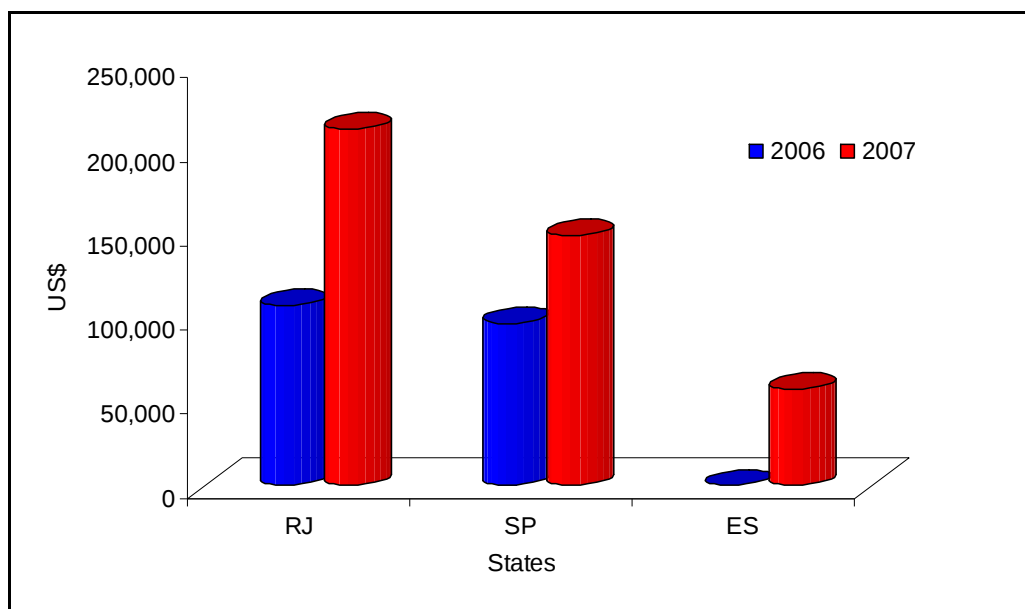


Figure 6. Production of freshwater ornamental fish in Rio of Janeiro (RJ), São Paulo (SP) and Espírito Santo (ES) States, in 2006 and 2007. Ibama (2008).

As the demand for cultured ornamental fish is increasing, consequently the parasitic infections can be one of the most impacting problems for cultured fish in Southeast region. In Brazil, few studies regarding parasitic infections of cultured ornamental fish exist (Piazza et al., 2006; Tavares-Dias et al., 2009). High Prevalence rates of metazoan parasites such as nematodes and Monogenoidea have been reported from cultured ornamental fish in fish farms or pet shop from Rio of Janeiro and São Paulo states (Table 12). However, in fish farms of other Brazilian states the infections rates are still unknown.

Ornamental fish in intensive culture are continuously affected by management practices such as handling, crowding, transport, poor water quality, and frequently provokes stress to fish, rendering them susceptibility to a variety of other parasites and pathogens. Infections by nematodes *Camallanus cotti* have been responsible for high mortality rate of *Poecilia reticulata*, in Rio of Janeiro fish farm (Alves et al., 2000). This mortality was due to the pathology caused by *C. cotti*, which includes microscopic lesions with hemorrhage, congestion, edema, extensive areas of erosion on the mucosa and rectum, with an enlargement of the intestinal walls, without the presence of inflammatory cells (Menezes et al., 2006). Moreover, metacercariae of *Clinostomum marginatum* (yellow-spot disease) have been found causing lesions on the fin of *P. scalare* (Alves et al., 2001).

Table 12. Ornamental fish parasites of intensive culture in Southeast region from Brazil.

Host fish	Parasites	P (%)	MI	Reference
<i>Xiphophorus</i> sp.	<i>Urocleidoides</i> sp.	100	6.6	Garcia et al.(2003)
<i>Xiphophorus</i> sp.	<i>I. mutifiliis</i>	22.2	1.5	Garcia et al.(2009)
<i>Xiphophorus</i> sp.	<i>Trrichodina</i> sp.	54.2	1.4	Garcia et al.(2009)
<i>P. scalare</i>	Monogenea	100	50	Fujimoto et al. (2006)
<i>S. discus</i>	<i>Dactylogyrus</i> sp.	-	-	Dambros (2007)
<i>P. reticulata</i>	<i>C. cotti</i>	93,4	4.0	Alves et al.(2000)
<i>P. scalare</i>	<i>Capillaria</i> sp.	100	~14	Fujimoto et al.(2006)
<i>X. maculatus</i>	<i>C. maculatus</i>	82	2.8	Martins et al.(2005)
<i>P. reticulata</i>	<i>C. cotti</i>	-	-	Menezes et al.(2006)
<i>B. splendens</i>	<i>C. cotti</i>	-	-	Menezes et al.(2006)
<i>P. scalare</i>	<i>C. marginatum</i>	-	1-93	Alves et al.(2001)

P= prevalence; MI= mean intensity.

Concluding Remarks

Parasitic infections represent an important challenge for ornamental fish, and that is undesirable in culture, same when in low intensity. High stocking density can also facilitate the rapid propagation of parasites, leading to the occurrence of severe diseases in the culture. Therefore, quarantine and prophylaxis are extremely important in the ornamental aquaculture, as well as in the exportation stage and hence must not be neglected (Tavares-Dias et al., 2009). Furthermore, if the tanks and nets are not properly disinfected, parasitic infections may easily spread to other fish species kept in tanks of the fish farm or handled with the same nets. Hence, any ornamental fish trade operated without appropriate practices causes significant economic losses for the exporter, as well as negative influence to exportation. As a result, the introduction of transmissible parasites may cause serious disease outbreaks.

Acknowledgments

The authors thank “National Council of Scientific and Technologic Development (CNPq) for Grant to M. Tavares-Dias (300472/2008-0) and M. L. Martins (301072/2007-8).

References

-
- AL-RASHEID, K. A. S. 2000. Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of some River Nile fish, Egypt. *Parasitol. Int.*, 49:131-137.
- ALVES, D. R.; LUQUE, J. L.; PARAGUASSU, A. R. 2001. Metacercárias de *Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) em acará-bandeira *Pterophyllum scalare* (Osteichthyes: Cichlidae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Parasitol. Dia*, 25:70-72.
- ALVES, D. R.; LUQUE, J. L.; PARAGUASSU, A. R.; MARQUES, F. A. 2000. Ocorrência de *camallanus cotti* (Nematoda: Camallanidae) parasitando o guppy, *Poecilia reticulata* (Osteichthyes: Poeciliidae) no Brasil. *Rev. Univ. Rural Ciên. Vida*, 22:77-79.
- ANDRADE, S. M. S.; MALTA, J. C. O.; FERRAZ, E. 2001. Fauna parasitária de alevinos de matrinhã *Brycon cephalus* (Günther, 1869) coletados nos rios Negro e Solimões, na Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 31: 263-273.
- ASMAT, G. S. M. 2005. Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Trichodinidae) of fishes in India. *Res. J. Agric. Biol. Sci.*, 1:31-37.
- ASMAT, G. S. M.; KIBRIA, Md. M.; NAHER, L. 2003. Trichodina gulshae sp. n. (Ciliophora: Trichodinidae) from the gangetic *Mystus*, *Mystus cavasius* (Hamilton-Buchanan, 1822) (Bagridae) in Chittagong. *Pakistan J. Biol. Sci.*, 6:1608-1611.
- BASSON, L.; VAN AS, J. G. 1992. Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of freshwater fishes of the Zambesi River System, with a reappraisal of host specificity. *Systematic Parasitol.*, 22:81-109.
- BASSON, L.; VAN AS, J. G. 1994. Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of wild and cultured freshwater fishes in Taiwan, with notes on their origin. *Systematic Parasitol.* 28:197-222.
- BUCHMANN, K.; SIGH, J.; NIELSEN, C. V.; DALGAARD, M. 2001. Host responses against the fish parasitizing ciliate *Ichthyophthirius multifiliis*. *Vet. Parasitol.*, 100:105-116.
- BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK, W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *J. Parasitol.*, 83:575-583.
- CARVALHO, A. R.; TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J. L. 2008. Metacercárias tipo *Neascus* em *Geophagus brasiliensis* (Perciformes: Cichlidae) do rio do Peixe, Juiz de Fora, Brasil. *Acta Scientiarum Biol. Sci.*, 30:315-320.
- CHAO, N. L.; PRANG, G.; PETRY, P. 2001. Project Piaba – Maintenance and sustainable development of ornamental fisheries in the Rio Negro basin, Amazonas, Brazil. In: CHAO, N. L.; PETRY, P.; PRANG, G.; SONNESCHEN, L.; TLUSTY, M. (Ed.). *Conservation and Management of Ornamental Fish Resources of the Rio Negro Basin, Amazonia, Brazil (Project Piaba)*. p. 3-14.

- CLAYTON, G.M., PRICE, D.J. 1988. *Ichthyophthirius multifiliis*: standardization of the infection-response model in *Ameca splendens* (Miller & Fitzsimons). *J. Fish Dis.*, 11: 371-377.
- CONROY, D. A.; MORALES, J.; PERDOMO, C.; RUIZ, R. A.; SANTACANA, J. A. 1981. Preliminary observations on ornamental fish diseases in northern South America. *Riv. It. Piscic.*, 16(3):86-104.
- DAMBROS, A. 2007. *Ectoparasitas em Symphysodon discus criados em aquários na cidade de Cascavel/PR*. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) – Faculdade Assis Gurgacz.
- DOVE, A. D. M.; ERNST, I. 1998. Concurrent invaders – four exotic species of Monogenea now established on exotic freshwater fishes in Australia. *Int. J. Parasitol.*, 28:1755-1764.
- DOVE, A. D. M.; O'DONOGHUE, J. 2005. Trichodinids (Ciliophora: Trichodinidae) from native and exotic australian freshwater fishes. *Acta Protozool.*, 44:51-60.
- DUNCAN, B. L. 1977. Urceolariid ciliates, including three new species, from cultured Phillipine fishes. *Trans. Am. Microsc. Soc.*, 96:76-81.
- FERRAZ E. 1999. Management and diseases of the ornamental fish exported from the Rio Negro basin. In: VAL, A. L.; ALMEIDA-VAL, V. M. (Ed.). *Biology of tropical fishes*. Manaus: INPA, p. 99-111.
- FERRAZ, E.; SOMMERVILLE, C. 1998. Pathology of *Piscinoodinium* sp. (Protozoa; Dinoflagellida), parasites of the ornamental freshwater catfishes *Corydoras* spp. and *Brochis splendens* (Pisces: Callichthyidae). *Dis. Aquat. Org.*, 33:43-49.
- FERRAZ, E.; THATCHER, V. E. 1990. *Camallanus acaudatus* sp. (Nematoda: Camallanidae) e uma descrição de macho de *Camallanus tridentatus* (Drasche, 1884), parasitas de peixes da Amazônia Brasileira. *Amazoniana*, 11:135-145.
- FUJIMOTO, R. Y.; VENDRUSCOLO, L.; SCHALCH, S. H. C.; MORAES, F. R. 2006. Avaliação de três diferentes métodos para o controle de monogenéticos e *Capillaria* sp. (Nematoda: Capillariidae) parasitos de acará-bandeira (*Pterophyllum scalare* Liechtenstein, 1823). *B. Inst Pesca*, 32:183-190.
- FUJITA, T. 1927. On new species of nematodes from fishes of Lake Biwa. *Jap. J. Zool.*, 1:169–176.
- GABRIELLI, M. A.; ORSI, M. L. 2000. Dispersão de *Lernaea cyprinacea* (Linnaeus) (Crustacea, Copepoda) Na região norte do estado do Paraná, Brasil. *Revta Bras. Zool.*, 17:395-399.
- GARCIA, F.; FUJIMOTO, R. Y.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. 2003. Parasitismo de *Xiphophorus* spp. por *Urocleidoides* sp. e sua relação com os parâmetros hídricos. *B. Inst. Pesca*, 29:123-131.
- GARCIA, F.; FUJIMOTO, R. Y.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. 2009. Protozoan parasites of *Xiphophorus* spp. (Poeciliidae) and their relation with water characteristics. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 61:156-162.
- GHIRALDELLI, L.; MARTINS, M. L.; ADAMANTE, W. B.; YAMASHITA, M. M. 2006. First record of *Trichodina compacta* Van As and Basson, 1989 (Protozoa: Ciliophora) from cultured Nile tilapia in the State of Santa Catarina, Brazil. *Int. J. Zool. Res.*, 2:369-375.

- IBAMA. 2008. *Diagnóstico geral das práticas de controle ligadas a exploração, captura, comercialização, exportação e uso de peixes para fins ornamentais e de aquariofilia*. Brasília, DF.
- KIM, J. H.; HAYWARD, C. J.; JOH, S. J.; HEO, G. J. 2002. Parasitic infections in live freshwater tropical fishes imported to Korea. *Dis. Aquat. Org.*, 52:169-173.
- KUMARAGURU, K. P.; RAYKUMAR, M.; TRILLES, J. P.; BALASUBRAMANIAN, T. 2006. A note on *Lernaea cyprinacea* (Crustacea, Copepoda, Lernaeidae) parasitizing the cultured sailfin molly *Poecilia latipinna* and their control with salinity treatment. *J. Fish. Aquat. Sci.*, 1:284-290.
- KUO, T. F.; CHUNG, C. D.; HSU, T. L. 1994. A survey of parasitic diseases from infested aquarium fishes. *Mem. Coll. Agric. Nat. Taiwan Univ.*, 34:227-238.
- MADSEN, H. C. K.; BUCHMANN, K.; MELLERGAARD, S. 2000. Association between trichodiniasis in eel (*Anguilla anguilla*) and water quality in recirculation systems. *Aquaculture*, 187:275-281.
- MANCINI, M.; LARRIESTRA, A.; SANCHEZ, J. 2000. Estudio ictiopatólogico en poblaciones silvestres de la región centro-sur de la provincia de Córdoba - Argentina. *Rev. Med Vet.*, 81:104-108.
- MARTINS, M. L. 2004. Cuidados básicos e alternativas no tratamento de enfermidades na aquicultura brasileira. In: PAIVA, M. J. T. R.; TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. A. (Org.). *Sanidade de Organismos Aquáticos*. p. 357-370.
- MARTINS, M. L.; GARCIA, F.; PIAZZA, R. S.; GHIRALDELLI, L. 2007. *Camallanus maculatus* n. sp. (Nematoda: Camallanidae) in the ornamental fish *Xiphophorus maculatus* (Osteichthyes: Poeciliidae) cultivated in São Paulo State, Brazil. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 59:1224-1230.
- MARTINS, M. L.; MORAES, J. R. E.; ANDRADE, P. M.; SCHALCH, S. H. C.; MORAES, F. R. 2001. *Piscinoodinium pillulare* (Schäperclaus 1954) Lom, 1981 (Dinoflagellida) infection in cultivated freshwater fish from Northeast region of São Paulo State, Brazil. Parasitological and pathological aspects. *Braz. J. Bio.*, 61:639-644.
- MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; MORAES, F. R.; BOZZO, F. R.; PAIVA, A. M. F. C.; GONÇALVES, A. 2002. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. *Acta Scientiarum Anim. Sci.*, 24:981-985.
- MATOS, E.; SÃO CLEMENTE, S. C.; AZEVEDO, C.; CARVALHO, E. C. Q.; LIMA, F. C. 1998. Infecção por *Ichthyophthirius multifiliis* (Protozoa) em acari, *Ancistrus* sp. (Pisces: Teleostei), capturados em Belém, Estado do Pará. *Rev. Bras. Ciên. Vet.*, 5:9-10.
- MENEZES, R. C.; TORTELLY, R.; TORTELLY-NETO, R.; NORONHA, D.; PINTO, R. M. 2006. *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda, Camallanoidea) in ornamental aquarium fishes: pathology and morphology. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 101:683-687.
- MOLNÁR, K. 1994. Effect of decreased water oxygen content on common carp fry with *Dactylogyrus vastator* (Monogenea) infection of varying severity. *Dis. Aquat. Org.*, 20:153-157.
- MORAES, F. R.; MARTINS, M. L. 2004. Condições predisponentes e principais enfermidades de teleósteos em piscicultura intensiva. In: CYRINO, J. E. P.;

- URBINATI, E. C.; FRACALOSSO, D. M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. p. 343-383.
- MOUTON, A.; BASSON, L.; IMPSON, D. 2001. Health status of ornamental freshwater fishes imported to South Africa: a pilot study. *Aquarium Sci. Conserv.*, 3:327-333.
- NOGA, E. J. 1995. *Fish disease – diagnosis and treatment*. St. Louis, Missouri: Mosby.
- OGUT, H.; PALM, H. W. 2005. Seasonal dynamics of *Trichodina* spp. On whiting (*Merlangius merlangus*) in relation to organic pollution on the eastern Black Coast of Turkey. *Parasitol. Res.*, 96:149-153.
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, C. J.; TAKEMOTO, R. M. 2002. *Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. Maringá: EDUEM.
- PIAZZA, R. S.; MARTINS, M. L.; GUIRALDELLI, L.; YAMASHITA, M. M. 2006. Parasitic disease of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. São Paulo. *B. Inst. Pesca*, 32: 51-57.
- PRANG, G. 2007. Na industry analysis of the freshwater ornamental fishery with particular reference to the supply of Brazilian freshwater ornamentals to the UK market. *Uakari*, 3:7-51.
- RIBEIRO, F. A. S. 2008. Panorama mundial do mercado de peixes ornamentais. *Panorama da Aqüicultura*, 18(108):32-37.
- ROBERTS, R. J. *Patología de Los Peces*. Madrid: Mundi-Prensa, 1981.
- ROHDE, K.; HAYWARD, C.; HEAP, M. 1995. Aspects of the ecology of metazoan ectoparasites of marine fishes. *Int. J. Parasitol*, 25:945-970.
- SANTOS R. S.; PIMENTA F. D. A., MARTINS M. L.; TAKAHASHI H. K.; MARENGONI N. G. 2002. Metacercárias de *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* Lutz, 1928 (Digenea, Diplostomidae) em peixes do rio Paraná, Brasil. Prevalência, sazonalidade e intensidade de infecção. *Acta Scientiarum*, 24: 475-480.
- SANTOS, M. D.; BRASIL-SATO, M. C. 2006. Parasitic community of *Franciscodoras marmoratus* (Reinhardt, 1874) (Pisces, Doradidae) from the upper São Francisco river, Brazil. *Braz. J. Biol.*, 60:931-938.
- SÃO CLEMENTE, S. C.; PERALTA, A. S. L.; CARVALHO, J. R. J.; MESQUITA, E. F. M.; MATOS, E. 2000. *Ichthyophthirius multifiliis* (Protozoa) in *Gasteropelecus sternicola* (Linneus, 1958) colleted in the área of Belém, State of Pará, Brazil. *Parasitol. Al Dia*, 24:52-54.
- SCHOLZ, T.; VARGAS-VÁSQUEZ, J.; AGUIRRE-MACEDO, L.; VIDAL-MARTÍNEZ, V. M. 1997. Species of *Ascocotyle* Loos, 1899 (Digenea: Heterophyidae) of the Yucatan Peninsula, México, and notes on their life-cycles. *Syst. Parasitol*, 36:161-181.
- SCOTT, M.; NOKES, D. J. 1984. Temperature-dependent reproduction and survival of *Gyrodactylus bullatarudis* (Monogenea) on guppies (*Poecilia reticulata*). *Parasitology*, 89:221-227.
- SHARIFF, M.; KABATA, Z.; SOMMERVILLE, C. 1986. Host susceptibility to *Lernaea cyprinacea* L. and its treatment in a large aquarium system. *J. Fish Dis.*, 9:393-401.
- STERUD, E.; JORGENSEN, A. 2006. Pumpkinseed *Lepomis gibbosus* (Linnaeus, 1758) (Centrarchidae) and associated parasites introduced to Normay. *Aquatic Invasions*, 4:278-280.

- TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. de los. A. P.; GUIDELLI, G. M.; PAVANELLI, G. C. 2004. Parasitos de Peixes de Águas Continentais. In: RANZANI-PAIVA, M. J. T.; TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. A. P. (Ed.). *Sanidade de Organismos Aquáticos*. p. 179-198.
- TAMPIERI, M. P.; CAFFARA, M.; DIEGOLI, G.; GALUPPI, R.; MARCER, F.; MATTIOLI, R.; MINELLI, C.; RESTANI, R. 1999. Prima segnalazione in Italia di *Centrocestus armatus* e *C. Formosanus* (Digenea, Heterophyidae) in pesci d'acqua dolce di importazione. *Boll. Soc. It. Patol. Ittica*, 27:27-34.
- TAVARES-DIAS, M.; BRITO, M. L. S.; LEMOS, J. R. G. 2009. Protozoários e metazoários parasitos do cardinal *Paracheirodon axelrodi* Schultz, 1956 (Characidae), peixe ornamental proveniente de exportador de Manaus, Estado do Amazonas, Brasil. *Acta Scientiarum Biol. Sci.*, 31:23-28.
- TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. 2001. Fauna parasitária de peixes oriundos de "pesque-pague" do município de Franca, São Paulo, Brasil. I. Protozoários. *Rev. Bras. Zool.*, 18:67-79.
- THATCHER, V. E. 2006. *Amazon fish parasites*. 2. ed. Sofia, Moscow: Pensoft Publishers.
- THILAKARATNE, I. D. S. I. P.; RAJAPAKSHA, G.; HEWAKOPARA, A.; RAJAPAKSE, R. P. V. J.; FAIZAL, A. C. M. 2003. Parasitic infections in freshwater ornamental fish in Sri Lanka. *Dis. Aqua. Org.*, 54:157-162.
- THONEY, D. A.; HARGIS JUNIOR, W. J. 1991. Monogenea (Platyhelminthes) as hazards for fish in confinement. *Ann. Rev. Fish Dis.*, 1:133-153.
- VARGAS, L.; POVH, J. A.; RIBEIRO, R. P.; MOREIRA, H. L. M. 2000. Ectoparasites prevalence in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) of Thailand origin in Maringá, Paraná. *Arq. Ci. Vet. Zoot. Unipar*, 3:32-37.
- WAICHMAN, A. V.; PINHEIRO, M.; MARCON, J. L. 2001. Water quality monitoring during the transport of amazonian ornamental fish. In: CHAO, N. L.; PETRY, P.; PRANG, G.; SONNESCHIEN, L.; TLUSTY, M. (Ed.). *Conservation and Management of Ornamental Fish Resources of the Rio Negro Basin, Amazonia, Brazil (Project Piaba)*. p.279-299.
- WU, S. F.; WANG, G. T.; XI, B. W.; GAO, D.; NIE, P. 2007. Population dynamics and maturation cycle of *Camallanus cotti* (Nematoda: Camallanidae) in the Chinese hooksnout carp *Opsariichthys bidens* (Osteichthyes: Cyprinidae) from a reservoir in China. *Vet. Parasitol.*, 147:125-131.

Patologia viral de peces

Carlos P. Dopazo & Isabel Bandín

Resumen

Las enfermedades virales son una de las principales causas de pérdidas económicas en la acuicultura en todo el mundo. En la actualidad se conoce una gran diversidad de virus que pueden afectar a las especies cultivadas en agua dulce y marina, pero desgraciadamente apenas existen medidas de prevención o de tratamiento contra las enfermedades que pueden causar, y en la mayor parte de los casos no son muy efectivas ni económicamente rentables. Por este motivo, la forma más útil de controlar una enfermedad viral es llevar a cabo un manejo adecuado de los individuos en cultivo y disponer de métodos de diagnóstico rápidos, sensibles y fiables. En esta revisión hemos abordado dos secciones bien diferenciadas: en primer lugar describiremos algunas de las enfermedades virales de mayor importancia y, a continuación, trataremos qué medidas debemos tomar para la prevención y control de las enfermedades virales en acuicultura.

Abstract

Viral diseases are one of the most important causes of economical losses in aquaculture worldwide. At present, there is an important amount of information on a high number of viruses that causes disease in cultured marine and freshwater species. Unfortunately preventive and therapeutic measures are scarcely available, of low efficiency, and/or not economically affordable by farmers. Thus, the most useful way to control a viral disease in aquaculture is to carry out an adequate manipulation of the individuals in the farms and, if symptomatic fish are detected, to use rapid, sensitive and reliable diagnostic methods. In this review we summarize information in two well differentiated sections: In a first section, we describe some of the most important viral diseases worldwide; in a second one, preventive and control measures will be focussed.

Introducción

Las enfermedades virales están consideradas como una de las mayores causas de pérdidas económicas en la Acuicultura en todo el mundo. No quiere decir esto que causen epizootias más frecuentemente que otros patógenos, sino que las infecciones virales son, desgraciadamente, de difícil prevención y control, además de no existir, hasta la fecha, un tratamiento efectivo contra este tipo de enfermedades.

En estas dos últimas décadas se ha logrado una amplia divulgación del conocimiento de la implicación que los virus pueden tener en muchas de las infecciones que afectan a animales acuáticos; sin embargo, su existencia se conoce desde mucho más atrás. De hecho, ya en manuscritos chinos de hace unos 3000 años se describía una enfermedad que podría corresponder con la viremia primaveral de la carpa. De todos modos, la verdadera revolución de la Virología de peces se produciría a mediados del siglo XX. Así, en 1941, M'Gonigle describía una enfermedad que podía corresponder a lo que hoy se conoce como necrosis pancreática infecciosa; a esta enfermedad, que afectaba a alevines de salmones, la denominó enteritis catarral aguda. El descubrimiento de la etiología viral de una enfermedad semejante a la descrita por M'Gonigle sería realizado una década después por Watson et al. (1954). Poco después, y gracias al desarrollo de las técnicas de cultivo celular, se lograría el aislamiento del primer virus de peces, a partir de truchas enfermas (Wolf et al., 1959). A partir de entonces, el desarrollo de la Virología de peces fue paralelo al de las técnicas de cultivo celular y de diagnóstico viral; de este modo, tan sólo cuatro décadas tras el primer aislamiento de un agente viral que afectaba a peces, se han descrito alrededor de 100 virus que afectan a animales acuáticos (Wolf, 1988; Hetrick & Hedrick, 1993), incluyendo tanto virus aislados en cultivo celular como detectados mediante microscopía electrónica, y cada vez se están descubriendo nuevas cepas virales.

De esta gran variedad de virus que afectan a animales acuáticos, sólo una pequeña proporción se puede considerar como productores de enfermedades realmente graves. Todos estos virus se distribuyen entre la mayor parte de las familias de virus animales conocidas hasta el momento. En la Tabla 1 se muestra un esquema de las familias virales que poseen representantes que afectan a peces, moluscos y crustáceos.

En esta revisión incluimos dos capítulos bien diferenciados: En primer lugar describiremos algunas enfermedades virales de importancia y, a continuación, trataremos qué medidas debemos tomar para la prevención y control de las enfermedades virales en acuicultura.

Tabla 1. Virus de animales acuáticos más representativos.

Familia	Virus representativo	Huésped	Mortalidad
<i>Birnaviridae</i>	Virus de la necrosis pancreática infecciosa (IPNV)	Salmónidos Rodaballo Seriola Lenguado Lubina Menhaden Anguila otros	Alta en alevines; baja o nula en adultos
<i>Rhabdoviridae</i>	Virus de la necrosis hematopoyética infecciosa (IHNV)	Salmónidos	Elevada
	Virus de la septicemia hemorrágica viral (VHSV)	Salmónidos Rodaballo Lenguado Platija Lubina Carpa Anguila	Entre moderada y alta, hasta crónica
<i>Paramyxoviridae</i>	Paramyxovirus de rodaballo Paramyxovirus de lubina Paramyxovirus de salmón	Rodaballo Lubina Salmón	Nula a baja
<i>Orthomyxoviridae</i>	Virus de la Anemia Infecciosa del Salmón (ISAV)	Salmón	Alta a crónica
<i>Togaviridae</i>	Virus de la enfermedad del sueño (SDV) Virus de enfermedad del páncreas (PDV)	Salmónidos	Entre baja y alta
<i>Iridoviridae</i>	Virus de la necrosis eritrocitaria (VEN)	Lubina Salmón Bacalao Seriola	Muy baja o nula
	Virus de los quistes linfoides (linfocistis, LV)	Dorada Lubina Seriola Bacalao	Baja a moderada
<i>Picornaviridae</i>	Picornavirus de rodaballo, mero y lubina	...	Muy baja o nula
<i>Nodaviridae</i> (g. <i>Betanodavirus</i>)	Virus de la retinopatía y encefalopatía (VER)	Dorada Lubina Rodaballo Fletán	Alta
<i>Herpesviridae</i>	Herpesvirus salmones (HS) Herpesvirus de pez gato (CCV) Herpesvirus de koi (KHV)	Salmónidos Siluros Carpa	Baja o moderada Alta
<i>Retroviridae</i>	Sarcomas, fibrosarcomas, leucemias	varios	Moderada-alta

Descripción de algunas enfermedades virales de importancia

Debido a la extensión que implicaría una revisión completa, abordando todos los virus conocidos hasta el momento que de un modo u otro afectan a animales acuáticos, deberemos limitarnos a algunos de los grupos virales que provocan síndromes de mayor gravedad, ya sea por su incidencia y mortalidad, o por las pérdidas económicas que implican.

A - Familia Birnaviridae

La familia *Birnaviridae* incluye un tipo de virus de gran relevancia en la acuicultura tanto marina como continental: el virus de la necrosis pancreática infecciosa (IPNV), que es la especie tipo del género *Aquabirnavirus*.

Características del agente viral

Los aquabirnavirus son virus icosaédricos, monocapsidales, sin envuelta, de un diámetro de 55 a 75 nm (diámetro medio de 62 nm), cuya cápside está constituida por 92 capsómeros (Dobos et al., 1979; Todd & McNulty, 1979). Su genoma es RNA bicatenal bisegmentado, de un tamaño molecular de $2,1$ a $2,5 \times 10^6$ d para el segmento mayor (**A**) y $1,9$ a $2,3 \times 10^6$ d para el **B**, de menor peso molecular (Dobos et al., 1977). El segmento B codifica una proteína estructural de actividad polimerasa (RNA-polimerasa-RNA dependiente). El segmento A codifica una poliproteína que tras su síntesis sufre modificación, dando lugar a las tres restantes proteínas estructurales; además, en este segmento hay otro ORF, de menor tamaño, que codifica una proteína relacionada con el proceso de replicación del genoma.

Los virus IPN son muy estables ante una gran variedad de condiciones naturales y de laboratorio. Así, mantienen su infectividad durante largos períodos de tiempo a 4°C e incluso durante años en condiciones de congelación. El virus es más estable a pH de ligera acidez; también es más estable en aguas de estuario que en agua dulce o marina.

Originariamente, el virus se aisló en cultivos *in vitro* de células de trucha (Wolf et al., 1960); y en la actualidad se conoce un gran número de líneas celulares que se pueden utilizar para la replicación de este tipo de virus, como RTG-2 (gónada de trucha arco iris), CHSE-214 (embrión de salmón chinook), AS (salmón atlántico), o TV-1 (aleta de alevines de rodaballo); recientemente la Unión Europea, con fines de estandarización, ha propuesto la utilización de la línea celular BF-2 para la propagación de este virus.

Uno de los aspectos que entraña mayor complicación en el conocimiento del virus de la necrosis pancreática infecciosa es el de la gran variedad de cepas que se conocen; de hecho, el IPNV es un virus de una gran heterogeneidad antigénica y todos los aislados muestran una cierta interrelación serológica. Tradicionalmente se consideró la existencia de 3 grandes serotipos: uno americano (VR-299) (Wolf et al., 1968) y dos europeos (Sp y Ab) (Jørgensen & Kehlet, 1971). Posteriormente, Hill & Way (1988) propusieron el agrupamiento de todas las cepas de IPNV conocidas en 2 serogrupos (I y II). En base a estos trabajos, Ahne (1985) estableció una nueva clasificación serológica de este virus (Tabla 2); en dicha clasificación,

el serogrupo I estaría constituido por 9 serotipos distintos (cepas tipo: WB, Sp, Ab, He, Te, C1, C2 y C3y Ja), y el serogrupo II por un único serotipo (cepa tipo: TV). Sin embargo, ya se ha publicado el aislamiento de nuevas cepas de IPNV que no muestran neutralización cruzada con estos serotipos, como la cepa N1, aislada de rodaballo y de halibut en Noruega (Christie et al., 1988); asimismo, nuestro equipo ha comprobado que numerosas cepas aisladas en nuestra área no pueden agruparse en ninguno de los serotipos previamente descritos.

La complejidad del tipado llevó a que diversos grupos trabajaran en el desarrollo de otros métodos de tipado. Así, uno de los primeros estudios fue el que llevó a nuestro equipo a comprobar que existe una clara relación entre el tipo serológico del virión y el patrón electroforético de su ácido nucleico, proponiendo éste como un criterio útil para el tipado de estos virus (Dopazo, 1991; Cutrín et al., 2000). El uso de secuenciación genómica llevó a Blake et al. (2001) a proponer la existencia de 6 genogrupos, directamente relacionados con la mayoría de los serotipos establecidos. Posteriormente, Zhang & Suzuki (2004), empleando este mismo método de tipado, demostraron la existencia de un genotipo adicional, al que denominaron "Marine Birnavirus" (MABV), que englobaría a los aquabirnavirus de origen marino y filogenéticamente alejados de los virus tipo IPNV. Otra estrategia de tipado fue diseñada por Cutrín et al. (2004) para su aplicación en caso de carecer de secuenciador; conocida como RFLPs, se basa en el análisis de patrones de restricción y ha demostrado ser tan resolutiva como la secuenciación genómica.

Tabla 2. Serogrupos y serotipos de virus tipo-IPNV.

St ¹	Cepa tipo	Huésped original	Lugar
<i>Serogrupo I</i>			
A1	WB (West Buxton)	Trucha arcoíris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	USA
A2	Sp (Spjarup)	Trucha arcoíris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Europa
A3	Ab (Abild)	Trucha arcoíris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Europa
A4	He (Hech)	Lucio (<i>Esox lucius</i>)	Europa
A5	Te (Tellina)	Tellina (<i>Tellina tenuis</i>)	Europa
A6	C1 (Canada 1)	Salmón Atlántico (<i>Salmo salar</i>)	Canadá
A7	C2 (Canada 2)	Trucha arcoíris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Canadá
A8	C3 (Canada 3)	Trucha lacustre (<i>Salmo trutta lacustris</i>)	Canadá
A9	Ja (Jasper)	Trucha arcoíris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	USA
		Trucha salvelino (<i>Salvelinus fontinalis</i>)	USA
<i>Serogrupo II</i>			
B1	TV	Tellina (<i>Tellina tenuis</i>)	Europa
		Carpa (<i>Cyprinus carpio</i>)	Europa

1- St: Serotipo.

Características de la enfermedad

La necrosis pancreática infecciosa es una enfermedad viral sistémica, aguda y altamente contagiosa, que está extendida por todo el mundo, y que ha sido detectada en un gran número de países y por numerosos equipos de investigación (Tabla 3). Tradicionalmente se consideraba como una infección que afectaba a alevines de peces salmónidos; sin embargo, virus tipo IPNV se han detectado en numerosas especies de peces, y en la actualidad se considera que posiblemente afecte a prácticamente cualquier especie acuática. En los peces afectados, principalmente alevines y fundamentalmente de salmónidos, provoca la muerte en pocas semanas e incluso días, llegando a mortalidades del 80-90%; los supervivientes generalmente se convierten en portadores asintomáticos del virus, actuando como reservorios asintomáticos que, por lo tanto, representan nuevos focos de contaminación, transfiriendo la infección a peces sanos (transmisión horizontal) o a las generaciones descendientes (transmisión vertical).

Los síntomas externos incluyen: natación espiral y errática (con momentos en que se detienen en el fondo del tanque, donde muestran respiración acelerada), oscurecimiento de la piel, distensión abdominal (provocada por una gran acumulación de líquido ascítico), moderada exoftalmia, palidez de las agallas y hemorragias en aletas ventrales; en ocasiones, los peces arrastran hilos fecales anclados al orificio anal, de modo semejante a lo que ocurre con otros virus como el IHNV. El tracto intestinal se encuentra vacío y la cavidad abdominal aparece llena de abundante líquido ascítico, de aspecto blanquecino. Hígado, riñón, corazón y bazo presentan un aspecto pálido y en ocasiones los ciegos pilóricos muestran petequias.

Aunque la denominación de esta enfermedad hace referencia al efecto histopatológico del virus sobre el tejido pancreático, la necrosis afecta con más frecuencia a otros órganos. Así, algunos autores (McKnight & Roberts, 1976) han publicado la presencia de necrosis focales en el tejido hematopoyético renal y en la mucosa intestinal, como histopatología más característica de esta enfermedad; otros autores han observado degeneración de las células parenquimales y necrosis hepática en alevines de salmónes infectados (Sano, 1971b; Kudo et al., 1973).

El contagio se produce fundamentalmente por transmisión horizontal, vía orina y heces de los individuos infectados. Sin embargo, también se ha demostrado la transmisión vertical, a través de los productos sexuales de los peces reproductores (Ahne, y Negele, 1985).

Puesto que no existe un tratamiento 100% efectivo para esta enfermedad, se deben aplicar medidas de control como la selección de lotes de peces sanos y la vigilancia de las importaciones de huevos fecundados. Sin embargo, en caso de detección de la enfermedad la única medida efectiva es la destrucción de los peces y desinfección de los tanques. Algunos autores han propuesto procedimientos de prevención mediante desinfectantes o vacunas, o incluso tratamiento con determinadas sustancias. Todos ellos son procedimientos que han demostrado ser poco efectivos, como veremos más adelante.

Para el diagnóstico del virus en peces enfermos se usa el aislamiento en cultivo celular, seguido de identificación con técnicas serológicas como seroneutralización (SNT) o ELISA (OIE, 2000). Para los mayores niveles de

sensibilidad requeridos para la detección del virus en portadores asintomáticos, es necesario el uso de la RT-PCR (Dopazo & Barja, 2002).

Tabla 3. Distribución geográfica del virus IPNV.

Continente	País	Referencia
América	Estados Unidos	Wood et al. (1955)
		Wolf et al. (1959)
	Canadá	Mac Kelvie & Astrob (1969)
	Chile	McAllister & Reyes (1984)
Asia	Japón	Sano (1971a)
	Corea	Hah et al. (1984)
	Taiwan	Hedrick et al. (1983)
	Dinamarca	Jørgensen & Brengballe (1969)
Europa	Inglaterra	Hill (1982)
	Francia	Besse & Kinkelin (1965)
	Alemania	Schlotfeldt et al.(1975)
	Grecia	Carlson, no publicado
	Italia	Ghittino (1972)
	Noruega	Harstein & Krogssud(1976)
	Escocia	Ball et al.(1971)
	Suecia	Ljungberg & Jørgensen(1973)
	Yugoslavia	Fijan (1974)
	España	Ledo et al.(1987, 1990)
	Portugal	Sousa et al.(1996)
Africa	Sudáfrica	Bragg & Combrink(1987)
Oceanía	Australia	Crane et al.(2000)

B - Familia Rhabdoviridae

Otra familia de virus de interés en la acuicultura es la familia *Rhabdoviridae*, que incluye varios virus productores de importantes enfermedades de peces; entre ellos, los de mayor incidencia son el virus de la necrosis hematopoyética infecciosa (IHNV) y el virus de la septicemia hemorrágica viral (VHSV), sobre los que haremos mayor hincapié, aunque describiremos también algunos otros rhabdovirus de interés, como el virus de la viremia primaveral de la carpa (SVC).

Características del agente viral

Los virus de esta familia tienen una morfología característica; no en vano el nombre de la familia hace referencia a su forma de bala. Son virus envueltos, con nucleocápside helicoidal, de un tamaño de 60 a 75 nm de

diámetro y una longitud de alrededor de 170 nm, cuya envuelta lipídica tiene un espesor de unos 10 nm (Darlington et al., 1972; De Kinkelin & Scherrer, 1970). Su genoma está constituido por RNA monocatenal de un tamaño de $3,7 \times 10^6$ d, que se transcribe en 5 clases de RNA mensajero que dan lugar a 5 proteínas estructurales del virión, que se denominan **L** (polimerasa), **G** (glicoproteína), **N** (nucleoproteína), **M₁** y **M₂** (proteínas matriciales), y una proteína no estructural (**Nv**). Los viriones son muy inestables a diversas condiciones, como al calor, al tratamiento con éter y ácidos, e incluso a algún tratamiento para microscopía electrónica.

Características de la enfermedad

a) Necrosis hematopoyética infecciosa

La necrosis hematopoyética infecciosa (IHN) es una enfermedad sistémica aguda, que afecta a peces salmónidos jóvenes, se transmite fundamentalmente vía vertical, aunque también a través del agua contaminada (Wolf, 1984). La enfermedad se consideraba enzoótica del noroeste de EE.UU; sin embargo, ya se ha aislado en algunos países europeos.

El virus de la necrosis hematopoyética infecciosa provoca altas mortalidades, fundamentalmente en alevines, los cuales muestran natación anormal, con movimientos bruscos y aleatorios. Los peces afectados evitan las corrientes de agua y nadan por los laterales de los tanques; en estado terminal se muestran completamente estáticos, pero ante cualquier movimiento recuperan repentinamente el vigor, escurriéndose con gran velocidad para, casi inmediatamente, caer muertos en el fondo del tanque. Al contrario que en el caso de la necrosis pancreática infecciosa, son los alevines de mayor tamaño los que parecen sufrir la enfermedad antes y con mayor crudeza.

Entre los síntomas externos se incluye el oscurecimiento de la piel, ligera exoftalmia, distensión abdominal, hemorragias en la base de las aletas, agallas pálidas y petequias a lo largo del cuerpo y en la boca. Otro síntoma externo característico es la presencia de hilos fecales o pseudofecales, blanquecinos, de mayor grosor y consistencia que en el caso de los presentados por los peces afectados por IPNV. El aspecto general interno es anémico, e incluso algunos individuos presentan los laterales comprimidos, debido a este estado anémico y al debilitamiento de la musculatura.

Una alteración histopatológica característica de esta infección es, como el propio nombre de esta enfermedad indica, la presencia de lesiones necróticas en el tejido hematopoyético renal. La enfermedad también provoca necrosis en riñón, páncreas y tracto gastrointestinal. Una histopatología descrita como exclusiva de este virus es la producción de necrosis en las células granulares del tracto digestivo (Wolf, 1988; Bootland & Leong, 1999). La enfermedad es altamente contagiosa, con transmisión de alta eficiencia tanto horizontal como vertical. Además, se ha demostrado la existencia de portadores asintomáticos, que representan uno de los mayores riesgos de dispersión de la enfermedad. No existe tratamiento disponible, y el único procedimiento válido es la desinfección de los huevos, así como el diagnóstico precoz. Para el diagnóstico, oficialmente está indicado el aislamiento en

cultivo celular, seguido de la identificación mediante SNT, ELISA o hibridación de ácidos nucleicos. Además, existen numerosas publicaciones sobre el uso de la PCR para diagnóstico de este virus (Winton & Einer-Jensen, 2002).

b) Septicemia hemorrágica viral

La septicemia hemorrágica viral (VHS) es una enfermedad aguda o crónica, provocada por un rhabdovirus denominado VHSV o virus Egtved. Originalmente fue aislado en trucha arco iris (Jensen, 1965), aunque desde entonces se ha aislado de numerosas especies de peces, especialmente marinos, tanto salvajes como cultivados (Skall et al., 2005). Dicha enfermedad, que afecta a peces de todas las edades; provoca mortalidades entre moderadas y altas en peces salmónidos, y ha causado epizootias en ejemplares adultos de rodaballo cultivado (Ross et al., 1994). Un aspecto importante es la baja virulencia del virus a altas temperaturas, lo cual parece estar mediado por la producción de interferón en el pez (De Kinkelin et al., 1982), aunque también puede tener relación con la estabilidad del virus. El virus VHSV se transmite horizontalmente a través de las agallas y, al contrario que con el virus IHNV, no se ha podido demostrar su transmisión vertical.

La enfermedad afecta fundamentalmente a temperaturas entre 4 y 14°C; comienza de modo crónico, con mortalidades bajas pero persistentes, pasando a un estado agudo, con altas mortalidades (Snow & Smail, 1999; Smail, 1999). Parte de la sintomatología externa puede confundirse con la de la necrosis hematopoyética, caracterizándose por períodos de inapetencia de los peces y alternando fases letárgicas y de hiperactividad. Además, los peces presentan un aspecto anémico, distensión abdominal, oscurecimiento de la piel y exoftalmia en uno o ambos ojos, además de hemorragias en ojos, piel, agallas y base de las aletas. El intestino aparece vacío y la musculatura de las paredes abdominales muestra petequias.

Los órganos y tejidos con mayores alteraciones histopatológicas son hígado, riñón, bazo y músculo. Sin embargo, el órgano diana es el riñón y, por lo tanto, es el que muestra alteraciones más aparentes, con degeneración y necrosis del tejido hematopoyético. El hígado es también un blanco importante de este virus, con aparición de necrosis focales y vacuolización de las células hepáticas, entre otras alteraciones.

La transmisión horizontal está demostrada, no así la vertical, siendo la principal vía de entrada la base de las aletas, motivo por el cual suelen comenzar los síntomas en esos puntos. No existe tratamiento específico y, aunque se trabaja intensamente en el diseño de nuevas vacunas, tampoco se dispone de ninguna específica, por lo que se debe recurrir, como con la mayoría de las enfermedades virales en Acuicultura, al seguimiento continuado y el diagnóstico precoz del virus. Para ello se emplea el aislamiento en cultivo celular y la identificación fundamentalmente con inmunofluorescencia (IFA), aunque la PCR es una técnica cada vez más aceptada (Smail, 1999; Winton & Einer-Jensen, 2002).

c) Viremia primaveral de la carpa y otras enfermedades por rabdovirus

La viremia primaveral de la carpa es una enfermedad hemorrágica aguda y altamente contagiosa, distribuida por el continente europeo. Afecta a carpa común *Cyprinus carpio*, carpa herbívora, carpa dorada y a tenca. Aunque afecta a peces jóvenes y adultos, son los más jóvenes los más sensibles. Las epizootias se producen fundamentalmente entre los meses de abril y junio, cuando la temperatura del agua está entre 11 y 17°C. Los síntomas son: edema, hemorragias, ampollas en la piel y presencia de lesiones en bazo, riñón, hígado y corazón. Se transmite vía horizontal a través del agua, heces, branquias y mucus, así como por sedimentos acuáticos, que actúan como reservorios. Para su diagnóstico se aplica aislamiento en cultivo celular e identificación por SNT, IFA o ELISA. Para su prevención se aconsejan medidas de higiene, así como aplicación de programas de monitorización y vigilancia.

Otros rabdovirus de menor transcendencia, o de reciente descripción son: El rabdovirus de anguila, que es del tipo vesiculovirus y que provoca úlceras muy contagiosas en anguila en países asiáticos (Frerichs et al., 1989); el rabdovirus de trucha provoca mortalidades de bajo grado (Koski et al., 1992), desarrollando síntomas, tanto externos como internos muy similares a los provocados por VHSV o IHNV; el rabdovirus de perca provoca altas mortalidades en alevines a 17°C (Nougayrede et al., 1992).

C - Familia Paramyxoviridae

Los paramixovirus son virus envueltos, de un tamaño de 80 y hasta 300 nm de diámetro; son pleomórficos, pudiendo mostrar un aspecto esférico, oval o irregular. Presentan espículas que recubren su superficie.

Esta familia contiene pocos virus de peces y todos ellos aislados muy recientemente. Una de las primeras cepas aisladas hasta el momento se detectó en Galicia en 1992; se trata del paramixovirus de rodaballo, aislado a partir de rodaballo afectado por un síndrome que estaba provocando mortalidades muy altas (Cepeda et al., 1993); los peces afectados mostraban numerosas hemorragias en la boca, base de las aletas y ano. El síndrome, además, era altamente contagioso y afectaba a peces de todas las edades. Una importante característica de este virus es su capacidad de replicar en eritrocitos de peces, siendo uno de los pocos virus que poseen esta característica.

También por esas fechas se detectó el paramixovirus de lubina americana, que provoca necrosis epidérmica en larvas (llegando hasta el 100% de mortalidad) y afecta a la epidermis de aletas, agallas, intestino y mucosa oral en juveniles (Hetrick & Hedrick, 1993). Posteriormente se detectó este tipo de virus en Noruega, en salmón atlántico con alteraciones histológicas en agallas, aunque las mortalidades no eran marcadamente altas (Kvellestad et al., 2003). Mas recientemente, Watanabe et al. (2006) detectaron la presencia de paramixovirus asociado al síndrome inflamatorio de músculo esquelético en esta misma especie.

D - Familia Orthomyxoviridae

La anemia infecciosa del salmón (ISA) es una enfermedad viral que provoca graves mortalidades e importantes pérdidas económicas en las piscifactorías afectadas. Aunque también puede afectar a trucha, es una enfermedad típica del salmón, que se ha detectado en Noruega, Escocia, noreste de Canadá, y que recientemente se ha demostrado que también está presente en ciertas zonas de Chile (Bouchard et al., 2001; Kibenge et al., 2001; ICES, 2003; Plarre et al., 2005).

Los peces afectados sufren letargia y se acumulan en las paredes de los tanques; en estadios avanzados se desplazan al fondo; además, el estado anémico puede hacerles aparecer extremadamente delgados. Las agallas aparecen pálidas, e hígado y bazo extremadamente oscurecidos; el estómago se muestra hinchado y lleno de un líquido viscoso, y la cavidad peritoneal llena de líquido ascítico. Presentan petequias en grasa visceral y estomacal, y a veces en la musculatura esquelética (Dannevig & Thorud, 1999). El virus se transmite vía horizontal, a través del agua, la piel, mucus, orina y heces, y entra a través de heridas en la piel y por las agallas; se cree que también podrían intervenir determinado tipo de vectores, como pulgas de mar.

No existe ningún tratamiento efectivo, y lo único realmente aconsejable es la destrucción del stock de peces. En algunos casos se ha empleado, con cierto éxito, una estrategia consistente en mantener en ayuno a los peces afectados durante 2 días, para, acto seguido, administrar alimento con un choque vitamínico.

El diagnóstico se basó en un principio en la identificación de la sintomatología y en la aplicación de inmunofluorescencia mediante anticuerpos monoclonales, aunque recientemente se ha comenzado a emplear, con mejores resultados, la técnica de la transcripción inversa-reacción en cadena de la polimerasa (RT-PCR) (Mjaaland et al., 2002).

E - Familia Iridoviridae

Esta familia contiene virus detectados tanto en invertebrados como en vertebrados poiquiloterms. Es bien conocido el papel de los iridovirus, y partículas semejantes a iridovirus, como causantes de quistes linfoides y de alteraciones de los eritrocitos, virus que trataremos en este capítulo; sin embargo, hasta hace poco no se consideraba a estos virus como causantes de enfermedades sistémicas graves. En la actualidad se conoce un mayor número de iridovirus causantes de diversos síndromes en peces; estos virus se presentan en la Tabla 4.

Tabla 4. Iridovirus de peces.

Virus	Huésped	Tejido	Distribución
Linfocistis	Marinos/Agua dulce	Epidermis	Europa y Asia
Necrosis de aleta en carpa	Carpa común	Aleta	Rusia
Virus ulcerativo de bacalao	Bacalao	Epidermis	Europa
Necrosis hematopoyética epizoótica (EHNV)	Perca, pez gato, trucha, otros	Sistémica	Australia
Iridovirus de anguila	Anguila	Sistémica	Japón
Iridovirus de esturión blanco	Esturión	Mucosas	USA
Necrosis eritrocitaria	Anádromos	Eritrocitos	Mundial
Iridovirus de rodaballo	Rodaballo	Sistémico	Europa
Iridovirus de dorada japonesa	Dorada, lubina, seriola	Sistémica	Japón, Tailandia
I. de la enfermedad de las pústulas	Gruper	Epitelial	Tailandia

CC: aislamiento en cultivo celular; ME: detección por microscopía electrónica.

Las enfermedades provocadas por este tipo de virus son de distribución mundial, aunque fundamentalmente asociadas a aguas cálidas. En España, la primera descripción de la detección de un iridovirus se produjo en 1990, aunque la epizootia se había detectado en 1988 (Basurco et al., 1990).

Características del virus

Los iridovirus son virus de simetría icosaédrica, con envueltas que no provienen de la membrana de las células infectadas (Kelly & Robertson, 1973). Su genoma está constituido por DNA bicatenario de gran tamaño (50 µm en el caso del genoma del linfocistis). El tamaño de la partícula varía dependiendo de la cepa de que se trate, desde 110 hasta 500 nm, aunque los tamaños normales están en el orden de los 110 a 150 nm (Johnston, 1975). Son virus sensibles a éter y solventes lipídicos, así como al tratamiento a altas temperaturas.

Características de la enfermedad

a) Necrosis eritrocitaria viral

La necrosis eritrocitaria viral está provocada por un iridovirus (VEN) que afecta a numerosas especies de animales poiquiloterms, aunque principalmente a especies marinas anádromas. Algunos de los peces marinos afectados son lubina, salmón, anguila, bacalao y seriola, en los cuales provoca bajas mortalidades; sin embargo, los peces afectados son mucho más sensibles a infecciones por otros microorganismos, infecciones que sí

llegan a producir altas mortalidades. El virus está ampliamente distribuido por todo el mundo, y se ha detectado tanto en Portugal como España.

Como síntomas externos se observa obscurecimiento de la piel y palidez de las agallas y órganos internos. Los mayores cambios histopatológicos se detectan a nivel de los eritrocitos, en los cuales el virus VEN provoca necrosis; los eritrocitos de peces afectados presentan inclusiones citoplasmáticas de DNA viral, y muestran un aspecto redondeado e irregular, además de mayor fragilidad; el núcleo se halla deformado y desplazado; la membrana celular está intacta, pero la cromatina se desplaza a la periferia, adoptando el aspecto de una vacuola intracelular (Mac Millan et al., 1980; Reno & Nicholson, 1981).

Aunque algunos autores han propuesto diversos mecanismos de transmisión, tanto vertical (Rohovec & Amandi, 1981) como horizontal (Smail, 1982), e incluso mediante ectoparásitos como el piojo del salmón, se desconoce el verdadero/s mecanismo/s de transmisión en condiciones naturales.

b) Linfocistis

El virus de los quistes linfoides o linfocistis provoca una infección crónica o benigna caracterizada por hipertrofia de las células de la epidermis y/o de las aletas (Wolf, 1988; Williams, 1996). Esta enfermedad está ampliamente distribuida por todo el mundo, y afecta a una gran variedad de especies de peces, tanto marinos como de agua dulce. Los peces afectados muestran nódulos visibles en la superficie del cuerpo, pasando posteriormente a los órganos y tejidos internos; no presentan un comportamiento especial, aunque en estados avanzados de la infección se puede observar cierta dificultad en la actividad natatoria. A nivel histopatológico, el virus provoca hipertrofia celular (las células aumentan hasta 10 veces de tamaño). A nivel del núcleo celular se producen cambios degenerativos, como la disolución del nucleolo, y condensación y fragmentación de la cromatina. En el citoplasma aparecen cuerpos de inclusión constituidos por viriones de morfología icosaédrica. Aunque la enfermedad no es mortal, el deterioro de los peces, fundamentalmente de su aspecto, dificulta su comercialización.

La transmisión del virus del linfocistis se produce a través de las aguas contaminadas y de las heridas de la piel. A nivel experimental se ha transmitido esta enfermedad a especies de peces de un mismo género, pero no de familias distintas, lo que sugiere la existencia de distintos tipos específicos de linfocistis. No existe tratamiento, y para su diagnóstico se emplea, principalmente, el análisis de la sintomatología, además de microscopía electrónica (ME) y PCR.

c) Necrosis hematopoyética epizoótica

El virus de la necrosis hematopoyética epizoótica (EHNV) se detectó por primera vez en una epizootia dentro de una población natural de perca de cola roja *Perca fluviatilis* (Langdon & Humphrey, 1987), en la cual había provocado altas mortalidades; tras este primer aislamiento, este virus se ha detectado en epizootias que afectan a otras especies de peces, como pez

gato y trucha, entre otros. La enfermedad afecta fundamentalmente a alevines y a individuos de hasta 12 cm, provocando mortalidades bajas a moderadas. Los órganos diana son el riñón y el bazo, afectando concretamente al tejido hematopoyético, en el que provoca necrosis. Los adultos que han sobrevivido a una epizootia de este tipo muestran una clara infección crónica, aunque no está claro que puedan actuar como portadores típicos diseminando la enfermedad. La transmisión es horizontal, a través del agua de lotes infectados. No existe tratamiento ni vacuna, por lo que el control se basa en el seguimiento y diagnóstico, empleando aislamiento en cultivo celular, IFA, ELISA o PCR.

F - Familia Picornaviridae

Esta familia está constituida por virus de simetría icosaédrica, no envueltos, de un pequeño tamaño (de 28 a 30 nm), y cuyo genoma es RNA monocatenal de 7 a 8 Kb. Al microscopio electrónico suelen observarse estructuras cristalinas formadas por la acumulación de innumerables partículas virales.

Hasta hace poco no se conocían más que unos pocos picornavirus de animales acuáticos, aunque en los últimos años ha incrementado el número de aislamientos y detección de virus de este tipo. El primer picornavirus se aisló en el año 88 a partir de eperlano en Canadá (Moore et al., 1988), aunque este virus no desarrollaba ninguna sintomatología en los peces infectados, incluso a nivel experimental. Más tarde, Ahne et al. (1990) detectaron, también en eperlano, un virus semejante en lesiones de aspecto tumoral.

Se han detectado picornavirus en peces salmónidos en cultivo, que habrían sobrevivido a una epizootia moderada sin etiología definida. Hedrick et al. (1991) lo aislarían a partir de fluido ovárico de diversas especies de trucha. También se observaron partículas tipo picornavirus en áreas degenerativas de cerebro y retina de larvas de barramundi (*Lates calcarifer*) en una planta de cría que estaba sufriendo mortalidades del 50 al 90% (Glazebrook et al., 1990). También se ha publicado la presencia de este virus asociado a mortalidades en grouper con síntomas de encefalopatía espongiiforme en Tailandia (Boonyaratpalin et al., 1996).

G -Familia Nodaviridae

Los virus de esta familia estuvieron durante unos años incluidos dentro de la familia *Picornaviridae* (Renault et al., 1991) puesto que, al igual que estos, los nodavirus son virus no envueltos de morfología icosaédrica y con un tamaño de 25 a 30 nm. Sin embargo, debido a las diferentes propiedades de sus proteínas y su ácido nucleico Munday et al. (1991) propusieron la inclusión de estos virus dentro de la familia *Nodaviridae*, aunque claramente diferenciados de los nodavirus de insectos (Comps et al., 1994).

Los nodavirus producen distintos tipos de síndromes que, en general, se agrupan dentro de dos tipos de denominación: encefalopatía y retinopatía vacuolizante (ERV), o necrosis nerviosa viral (NNV). Los nodavirus afectan a más de 30 especies de peces diferentes y provocan grandes pérdidas en la acuicultura marina de todo el mundo (Munday et al., 2002), hasta hace poco

en Europa las principales pérdidas se centraban en larvas y juveniles de dorada y lubina, pero en los últimos años también están causando problemas en el cultivo del lenguado en España y Portugal (Cutrín et al., 2007). Algunos de los síntomas observados son alteración de la pigmentación de las larvas, reducción de la alimentación, lo que hace que el intestino aparezca transparente; en juveniles la piel aparece oscurecida; además se observa natación errática y espiral en los primeros estados de la enfermedad, y ya más avanzada, las larvas y juveniles pasan a un estado letárgico, con espasmos temporales. Las mortalidades pueden llegar al 100% en las larvas. En el caso de NNV, los primeros síntomas observados son también la alteración del comportamiento de los peces, alteración que es muy similar a la de ERV (natación en espiral y períodos de letargia). Histopatológicamente, el virus provoca vacuolización de las células nerviosas y del tejido retinal.

Se ha comprobado que el virus se transmite vía horizontal (Mori et al., 1991), desde peces afectados a sanos, e incluso se supone que el origen de esta enfermedad podría ser la contaminación de peces de cultivo por peces salvajes contaminados. Aunque se ha comprobado la presencia del virus, con relativa frecuencia, en los ovarios y en huevos fecundados, hasta el momento no se ha podido comprobar la transmisión vertical.

H - Familia Herpesviridae

Los herpesvirus son virus de nucleocápside icosaédrica de 100 nm de diámetro, rodeados de un tegumento de material amorfo y una envuelta con proyecciones en su superficie. Su tamaño global es de 150 a 200 nm. Su genoma es de DNA bicatenal de un tamaño de 120 a 200 Kb.

La familia *Herpesviridae* está ampliamente representada entre las enfermedades que pueden afectar a diversas especies de peces (Tabla 5). Aunque muchos de ellos no fueron aislados de peces enfermos, los herpesvirus más conocidos son el herpesvirus de siluros (CCV, Channel Catfish Virus) (Fijan, 1968) y los herpesvirus de salmónidos, como el HS (*Herpesvirus salmonis*) (Wolf et al., 1978), el OMV (*Oncorhynchus masou* virus) y el NeVTA (Kimura et al., 1981), CCV y HS provocan enfermedades agudas, con altas mortalidades; sin embargo, los herpesvirus de salmónidos japoneses (OMV y NeVTA) son virus de tipo oncogénico.

El virus CCV se transmite horizontalmente, por el contacto con el agua contaminada o por peces muertos (Plumb, 1977). Los peces afectados padecen anorexia, y alternan fases de estado letárgico, con momentos de natación en espiral y convulsiva en la superficie del agua; presentan exoftalmia y distensión abdominal, además de hemorragias en la base de las aletas, agallas y ano. Los órganos internos aparecen hiperémicos, aunque hígado y riñón presentan un aspecto pálido. Los mayores cambios histopatológicos se observan a nivel de riñón, hígado y tracto digestivo.

El *Herpesvirus salmonis* se transmite tanto horizontal como verticalmente. Al comienzo del desarrollo de la infección, los peces, fundamentalmente alevines, se muestran hiperactivos, aunque pronto pasan a un estado letárgico, llegando a mortalidades del 50 y hasta el 100%. Los peces presentan aspecto anémico, con oscurecimiento de la piel, palidez en las agallas, distensión abdominal y exoftalmia. Internamente, el tracto digestivo se encuentra vacío, y aparece moteado hiperémico en hígado,

corazón y bazo. A nivel histopatológico se observa necrosis del tejido hematopoyético y túbulos renales, además de edemas en corazón, bazo y cerebro (Wolf & Taylor, 1975).

En el caso de OMV y NeVTa, los síntomas externos son semejantes a los anteriormente citados, aunque no se detecta mortalidad significativa. El riñón es el órgano diana, observándose la formación de sincitios e inclusiones citoplasmáticas, además de necrosis en los túbulos. Asimismo, se observa vacuolización de las células acinares pancreáticas (Sano, 1976; Kimura et al., 1981).

En los últimos años se han detectado epizootias graves provocadas por herpesvirus en trucha lacustre *Salvelinus namaycush* (McAllister & Herman, 1989), esturión blanco *Acipenser transmontanus*, pez ángel *Pterophyllum altum* (Møllergaard & Bloch, 1988), anguila europea *Anguilla anguilla* (Davidse et al., 1999) y anguila japonesa *A. japonica* (Ueno et al., 1992). También se han detectado nuevos herpesvirus asociados con hiperplasias y necrosis epidérmicas en peces juveniles y larvas de platija y esturión blanco (Iida et al., 1989).

Otro herpesvirus es el virus de la enfermedad epizoótica epiteliotrópica, que se detectó inicialmente en la región de los Grandes Lagos en 1988 (Bradley et al., 1988), y que provoca mortalidades epizoóticas en truchas juveniles, mortalidades que pueden alcanzar hasta el 99% de los peces. Uno de los síntomas más claros de esta enfermedad es la aparición de motas mucoides en la piel, que acaban contaminándose con clamidias.

En la actualidad, uno de los herpesvirus de mayor preocupación es el herpesvirus de carpa koi (KHV) (Hedrick et al., 2005; Ilouze et al., 2005), que afecta a carpa común y carpa Koi de todas las edades, y ha sido detectado en numerosos países europeos y asiáticos, así como en Estados Unidos. En agua con la temperatura óptima del virus (entre 22 y 27°C), provoca mortalidades entre el 80% y el 100% en tan solo 2 semanas tras la infección. Los peces afectados muestran lesiones en las agallas (con manchas blanquecinas y sanguinolentas) y pústulas en la piel, además de natación letárgica y desorientada. El virus es persistente, lo cual es un factor de riesgo, y se transmite por contacto, a través del agua, el barro o la manipulación por los operarios. El mejor método de prevención es la cuarentena, el control de la manipulación y el establecimiento de planes de seguimiento continuado. El diagnóstico está basado en el aislamiento en cultivo celular, ELISA, ME y PCR.

Tabla 5. Herpesvirus de peces.

Virus	Especie	Localización	Enfermedad
<i>Herpesvirus salmonis</i> (HS)	Trucha	USA	Experimental
NeVTA	Salmón "nerka"	Japón	SI
Herpesvirus de salmón "masou"	Salmón "masou"	Japón	Experimental
Herpesvirus de pez gato (CCV)	Pez gato	América	SI
Herpesvirus cyprini	Carpa	Japón	Experimental
Herpesvirus anguillae	Anguila	Japón y Taiwan	SI
Herpesvirus de esturión	Esturión blanco	USA	SI
Koi herpesvirus (KHV)	Carpa	Mundial	SI

CCV: Channel Catfish Virus.

I - Familia Retroviridae

Los viriones de retrovirus están constiuidos por una cápside icosaédrica que probablemente contiene una nucleocápside helicoidal, y todo este conjunto está rodeado por una envuelta lipídica. Los viriones tienen un tamaño de 80 a 130 nm y su genoma está constituido por dos moléculas idénticas de RNA monocatenario. Su característica más importante es la de poseer un enzima de actividad especial, una reverso-transcriptasa.

Los piscicultores saben que dentro de las poblaciones que mantienen en cultivo suele haber peces que muestran lesiones tipo tumoral; sin embargo, hasta el momento sólo se han descrito unos pocos retrovirus asociados a ese tipo de lesiones, como el linfosarcoma en lucio *Esox lucius*, (Papapoulos et al., 1976) o el fibrosarcoma en salmón atlántico *Salmo salar* (Duncan, 1978). En 1976 Yamamoto et al describieron un síndrome provocado por el virus del sarcoma dérmico en "walleye" *Stizostedion vitreum vitreum*, caracterizado por la formación de tumores que afectan al 25% de peces adultos; estos tumores eran infecciosos, y aparecían en primavera, para desaparecer en verano, de modo que se deducía que la temperatura afectaba a la incidencia del síndrome; histológicamente estos tumores parecen malignos, pero no son ni invasivos ni metastásicos. Otro retrovirus es el de la leucemia plasmocitoide en salmón, que puede provocar mortalidades de hasta el 80% en algunos casos; hasta ahora sólo se ha detectado en salmón chinook (Newbound & Kent, 1991), aunque se ha transmitido experimentalmente a salmón "coho", salmón atlántico, salmón sockeye y trucha arco iris.

J - Familia Togaviridae

Dentro de esta familia se incluyen, agrupados bajo el nombre genérico de “Salmonid Alphavirus” (SAV), a los virus de la enfermedad del sueño (“sleeping disease virus”, SDV) y de la enfermedad del páncreas (PD), incluyendo éste 3 subtipos: el “salmon páncreas disease virus” (SPDV o SAV 1), el “salmon disease virus” (SDV o SAV 2) y más recientemente el Norwegian salmonid alphavirus (NSAV o SAV 3) (McLoughlin & Graham, 2007). Los togavirus son virus de RNA monocatenal de cadena positiva, con envuelta lipídica, esféricos, aunque ligeramente pleomórficos, y de un diámetro de unos 70 nm, con nucleocápside de 40 nm. Estos virus afectan a salmónidos en cultivo en Irlanda, Escocia y Noruega, aunque también se ha publicado algún caso en Francia y España, así como en EE.UU. Provoca mortalidades moderadas (del 10% al 50%), pero el mayor problema se debe al extremado retraso del desarrollo, aunque puede ir acompañado de alta mortalidad al cabo de unos cuantos meses (Dannevig & Thorud, 1999). La mortalidad es superior en la época de primavera-verano, debido al incremento de la temperatura, aunque en invierno mantiene una morbilidad moderada a alta. Los peces afectados muestran natación errática, anorexia, letargia y crecimiento ralentizado, además de oscurecimiento de la piel, hemorragias petequiales en grasa (y ciegos pilóricos en el caso de SDV), la cual se encuentra además reducida, y el aparato digestivo aparece vacío. El virus se transmite vía horizontal por contacto y se desconoce si existe algún tipo de reservorio natural.

El diagnóstico no es sencillo. En un principio se aplicaba simplemente la identificación de los síntomas; sin embargo, este grupo de síntomas es muy semejante a los desarrollados por el virus IPNV, y ligeramente parecido a las de ISA; por ello, era imprescindible demostrar la ausencia de estos. En la actualidad se trabaja con la técnica de RT-PCR y la PCR en tiempo real (McLoughlin, 1997; Villoing et al., 2000; Hodneland & Endresen, 2005).

No existe ningún tratamiento efectivo contra el virus, y en la actualidad se trabaja en el diseño de una vacuna. Mientras tanto, el único método con cierto éxito consiste en detener la alimentación de los lotes afectados, lo cual reduce ligeramente la severidad característica de esta enfermedad.

Control de enfermedades virales en acuicultura

Las enfermedades virales son de difícil control y hasta la fecha no se conoce ningún método de prevención ni tratamiento que sea absolutamente efectivo. Por ello, es precisa la aplicación de medidas que reduzcan, en la medida de lo posible, los riesgos de contagio y de dispersión de este tipo de infecciones. El conocimiento y aplicación, por parte del piscicultor, de tales medidas reducirá el riesgo de expansión de este tipo de enfermedades, cada vez de más incidencia en la acuicultura.

En este capítulo estudiaremos algunas medidas básicas para el control de enfermedades virales; a continuación abordaremos algunos de los métodos tradicionales y más modernos de diagnóstico de las enfermedades virales, apartado que se podría considerar como otro tipo de medidas de control; finalizaremos con el estudio de la línea del tratamiento de las enfermedades virales.

Métodos de prevención

A - Manipulación y control

Evitar el virus es la forma más efectiva y económica de controlar cualquier enfermedad viral. Este planteamiento requiere el control de todas las posibles fuentes de contaminación, lo cual implica que la limpieza de la piscifactoría debe considerarse seriamente como un método de prevención. Además, los trabajadores deben tener consciencia de que su trabajo puede ser una de las principales causas de dispersión de infecciones virales dentro de las plantas de cultivo. Por ello, es importante que el piscicultor acepte su parte de responsabilidad y acate las más mínimas normas de higiene en el trabajo, incluyendo la limpieza de los zapatos cuando se cambia de sala de cultivo, el cambio de guantes al manipular peces de distintos lotes y/o estanques, desinfectar los utensilios empleados en la manipulación de los peces, e incluso la desinfección de manos antes de manipular peces de un tanque.

Una práctica habitual en las piscifactorías es mantener en cultivo aquellos peces que han sobrevivido a una epizootia viral, hasta tal punto que llegan a utilizarlos como reproductores para obtener nuevos stocks. Estos stocks sufren frecuentemente la enfermedad, causando graves pérdidas económicas debido a que los progenitores, aunque no presentan los síntomas, habitualmente son portadores del virus. Este ejemplo evidencia la importancia de llevar a cabo análisis periódicos aplicando técnicas de diagnóstico que permitan detectar la presencia de virus en los reproductores, para evitar, en lo posible, la transmisión vertical. En la actualidad, gracias a la puesta a punto de la detección de virus en muestras de sangre (Cutrín et al., 2005; López-Vázquez et al., 2006; Oliveira et al., 2008), es posible la detección no letal de virus y, por tanto, la selección de reproductores no portadores de virus de riesgo. Por otro lado, en el caso de detección de lotes infectados por virus, la mejor medida es eliminar los stocks contaminados, desinfectar la instalación y el material empleado en la manipulación de los peces (incluso objetos personales como botas y trajes de aguas).

Otro punto importante es la utilización de desinfectantes para el tratamiento previo de los huevos y alevines que constituirán los futuros lotes de cultivo. En los casos en que se trabaje con stocks de peces infectados con virus que se transmiten verticalmente, el tratamiento de los huevos fecundados con compuestos yodados suele ser bastante efectivo. Aunque el empleo de desinfectantes como el formol, cloro, alcoholes, etc, no elimina completamente los virus, su utilización reduce considerablemente el riesgo de transmisión de los mismos, por lo que es aconsejable su utilización, fundamentalmente para la desinfección de los utensilios de manipulación. Los desinfectantes que se pueden utilizar en las plantas de cultivo son, entre otros, cloro (habitualmente en forma de hipoclorito sódico o cálcico), hidróxido sódico, verde malaquita, formol, yodo e isopropanol. En algunas instalaciones se trata el agua con radiaciones ultravioleta u ozono.

Debemos hacer mención especial a una práctica habitual entre los que diseñan las piscifactorías, que suelen preocuparse más por el ahorro de energía o la comodidad de diseño, que por la aplicación de la lógica para evitar la dispersión de los virus por toda la piscifactoría. Así, se deben evitar

los diseños de flujo de agua en serie, que favorecen que si los peces de un tanque sufren una infección, la transmitan a los siguientes tanques en la línea de flujo de agua; por ello, el flujo de agua debe ser en derivación, es decir, de tal modo que todos los tanques tengan agua independiente. Por otro lado, la salida del agua de los tanques debe pasar por una fase de desinfección, para evitar, en la medida de lo posible, la dispersión de las infecciones al medio ambiente.

Miembros de nuestro equipo (Ledo et al., 1990) diseñaron un método de control de importaciones que reducen el peligro de contaminaciones por el virus IPNV (Figura 1). Se trata de tomar una muestra de los huevos fecundados importados y dividirla en dos submuestras. Una de ellas se procesa para diagnóstico viral, mientras que la otra se incuba para permitir el desarrollo de los huevos y obtención de los alevines, los cuales, a continuación, se procesan para diagnóstico viral. Paralelamente, los huevos fecundados restantes se han mantenido en cuarentena en la piscifactoría receptora. De esta manera se asegura que el diagnóstico final y certificación de calidad de la importación es lo suficientemente fiable como para aconsejar la transferencia de los alevines a los tanques de engorde, o para la destrucción del stock y establecimiento de las medidas legales subsecuentes.

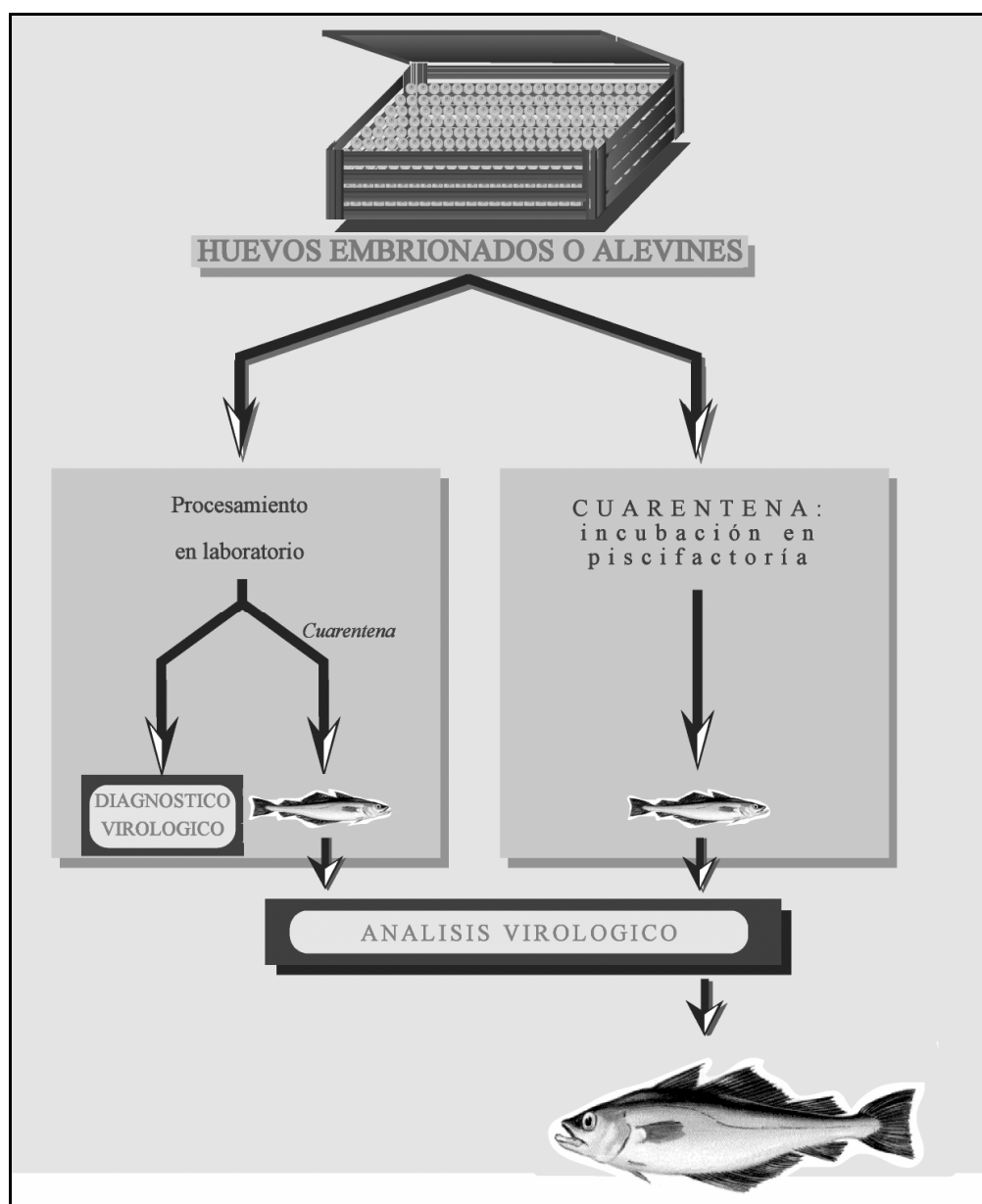


Figura 1. Control de importaciones: cuarentena

B – Vacunas

Así como para la prevención de enfermedades bacterianas está ampliamente extendido el uso de vacunas, en el caso de las enfermedades virales la vacunación no ha pasado del nivel experimental, entre otros motivos por el elevado coste de la producción de vacunas contra virus, pero también debido a la gran variabilidad de tipos distintos que se pueden

encontrar dentro de cada grupo viral, y por la gran facilidad que los virus poseen de cambio antigénico.

La vacuna ideal contra cualquier enfermedad viral de peces debería ser: inocua (para que no desarrolle síntomas de la enfermedad que se pretende prevenir), eficaz (protegiendo al pez durante el período de susceptibilidad a la enfermedad), fácilmente administrable (por ejemplo, mediante inmersión), polivalente (es decir, que proteja a los peces frente a cepas virales antigénicamente distintas, aunque del mismo grupo, para poder ser utilizada en cualquier lugar del mundo que se necesite), económica (para que sea rentable), estable (que permanezca efectiva durante periodos de almacenamiento) y, por último, no debería interferir con las técnicas de diagnóstico utilizadas en los controles epidemiológicos.

Hasta hace pocos años las vacunas virales se dividían en dos grupos: inactivadas (las que presentan en su composición los virus inactivados o muertos) y atenuadas (las que contienen cepas virales virulentas atenuadas tras su pase en cultivo celular o cepas no virulentas). Ambos tipos de vacunas presentan algunos problemas: Las vacunas inactivadas suelen resultar muy caras y no confieren protección cuando se administran por inmersión, probablemente porque las partículas virales inactivadas no penetran, o al menos, no en suficiente cantidad en el pez; así que deben inyectarse, con lo que su uso queda limitado a peces de alto valor comercial. Las vacunas atenuadas presentan la ventaja de que pueden administrarse a través del agua y dado que los virus pueden replicar dentro del pez estimulan formas adicionales de inmunidad e interferencia; sin embargo, el riesgo de que los virus reviertan a un estado virulento o de una dispersión incontrolada en el medio ambiente hacen que el uso de estas vacunas sea controvertido. Por esta razón, un campo importante de investigación en la elaboración de vacunas contra enfermedades virales de peces es la manipulación genética. En la actualidad las investigaciones se centran en las vacunas de ADN, una estrategia novedosa que se está utilizando con éxito para diversos patógenos de peces. Consiste en la introducción en el pez, habitualmente vía inyección intramuscular, de un plásmido que codifica una proteína inmunogénica del agente patógeno frente al cual se quiere conferir inmunidad; esta estrategia implica que la proteína viral se va a expresar dentro del pez y va a ser reconocida por el sistema inmune. La mayoría de los estudios realizados con vacunas ADN frente a virus en peces, se han realizado con rabdovirus, fundamentalmente VHSV e IHNV (Anderson et al., 1996; Boudinot et al., 1998; Heppell et al., 1998), y en todos los casos se ha utilizado el gen de la glicoproteína, con diferentes tasas de éxito. También se ha utilizado la glicoproteína viral para desarrollar vacunas frente a otro rabdovirus como el SVCV (Kim et al., 2000). En el caso de IPNV, se ha estudiado la capacidad de 5 plásmidos distintos con partes o genes completos del segmento A de su genoma (Mikalsen et al., 2004); los resultados obtenidos indicaron que para conferir protección era necesario incluir la región codificante de la poliproteína completa. Un ensayo similar se realizó en pez gato, en el que se identificaron las regiones del herpesvirus de pez gato (IHV-1) capaces de conferir resistencia en una vacuna ADN (Nusbaum et al., 2002). En los ensayos realizados con nodavirus, una vacuna ADN en la que se incluye el gen que codifica para la proteína de la cápsida es capaz de conferir protección (Sommerset et al., 2005).

C - Técnicas de diagnóstico

En la Figura 2 se esquematiza el protocolo a seguir para realizar un diagnóstico viral, y se citan las técnicas más empleadas en dicho diagnóstico. Estas técnicas se describirán a continuación más detalladamente.

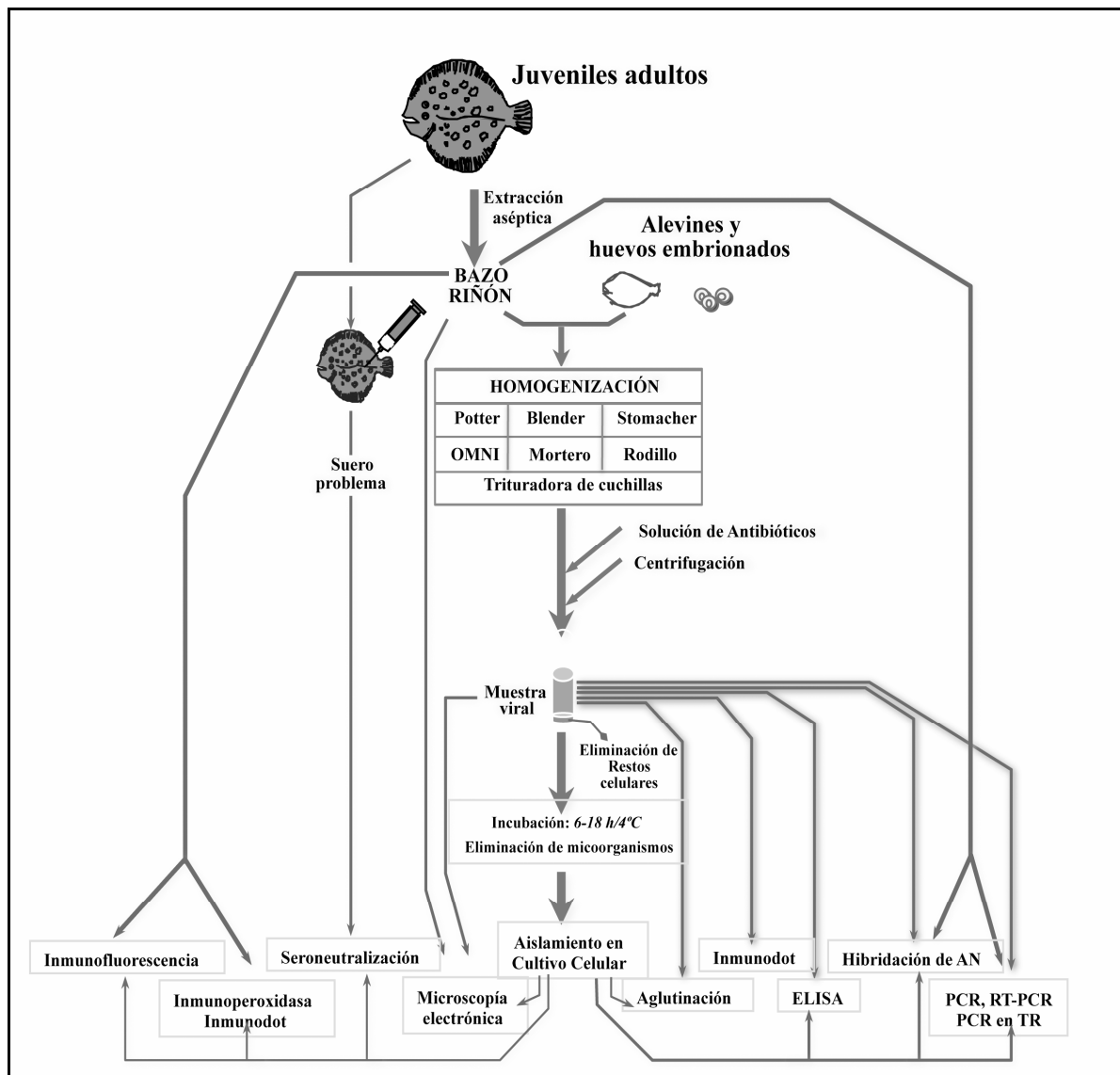


Figura 2. Clave de decisión para procesamiento y análisis de muestras.

Aislamiento en cultivo celular

La utilización de cultivos celulares es la técnica de diagnóstico más ampliamente utilizada, por su sencillez y por lo económico de su utilización, además de que no precisa de un aparataje especial para ser puesta en práctica, por lo que cualquier pequeño laboratorio de microbiología puede ser habilitado para la aplicación de esta técnica de diagnóstico.

Puesto que los virus son parásitos intracelulares obligados, para su cultivo se precisa de células vivas que puedan infectar y en las que puedan replicar; es decir, células susceptibles. En diagnóstico de virus de peces se utiliza una gran variedad de líneas celulares, pero las más ampliamente utilizadas son: CHSE-214 (Chinook salmo embryo), RTG-2 (rainbow trout gonad), FHM (fathead minnow), EPC (epithelioma papillosum cyprini), BB (brown bullhead) y BF-2 (bluegill fry). Estas células cubren un amplio rango de susceptibilidad viral; ésto implica que la mayor parte de los virus conocidos que afectan a animales acuáticos pueden ser aislados en alguna de estas líneas celulares.

Las líneas celulares crecen formando monocapas en las que todas las células están en contacto entre sí. Cuando un virus infecta una de estas células se replica en su interior provocando una serie de alteraciones morfológicas que pueden finalizar con la lisis celular; al mismo tiempo el virus se va extendiendo a las células adyacentes, comenzando de nuevo el proceso, de tal forma que el conjunto de estas alteraciones recibe el nombre de efecto citopático (ECP) y es fácilmente visualizable bajo microscopía óptica. El tipo de efecto es característico de cada grupo viral y por lo tanto se puede utilizar como un primer paso hacia la identificación; sin embargo, dado que muchos grupos virales producen ECPs muy semejantes, se trata de una identificación aproximativa, nunca concluyente. Uno de los efectos más característicos es el producido por los aquareovirus, que consiste en la formación de sincitios; en este caso, el virus actúa produciendo la lisis de las membranas de células adyacentes, de tal forma que los núcleos se juntan en el centro; el aspecto al microscopio es el de una macrocélula plurinucleada.

El aislamiento en cultivo celular es una técnica suficientemente sensible para el diagnóstico y presenta la gran ventaja de su bajo coste, su principal desventaja es el tiempo necesario para poder confirmar la presencia viral en la muestra, como mínimo 15 días, porque en muchos casos estas 2 semanas pueden implicar la extensión de la epizootia por toda la piscifactoría. Por ello, en ocasiones es necesario utilizar otras técnicas más costosas pero que permiten un diagnóstico más rápido.

Microscopía electrónica

La microscopía electrónica (Figura 3) es una técnica tradicionalmente utilizada para el diagnóstico viral; incluso algunos científicos opinan que es esta técnica es más apropiada para el diagnóstico que el aislamiento en cultivo celular, dado que algunos de los virus de peces que se conocen en la actualidad no han podido ser aislados en líneas celulares. La visualización de las muestras mediante microscopía electrónica debe ser aplicada al menos en aquellos casos en que no se haya detectado presencia viral en cultivo celular. Sin embargo, también representa una gran ayuda cuando se ha conseguido

aislar el virus en líneas celulares, porque el conocimiento de la morfología y tamaño de las partículas virales es una de las primeras características necesarias para la identificación viral.

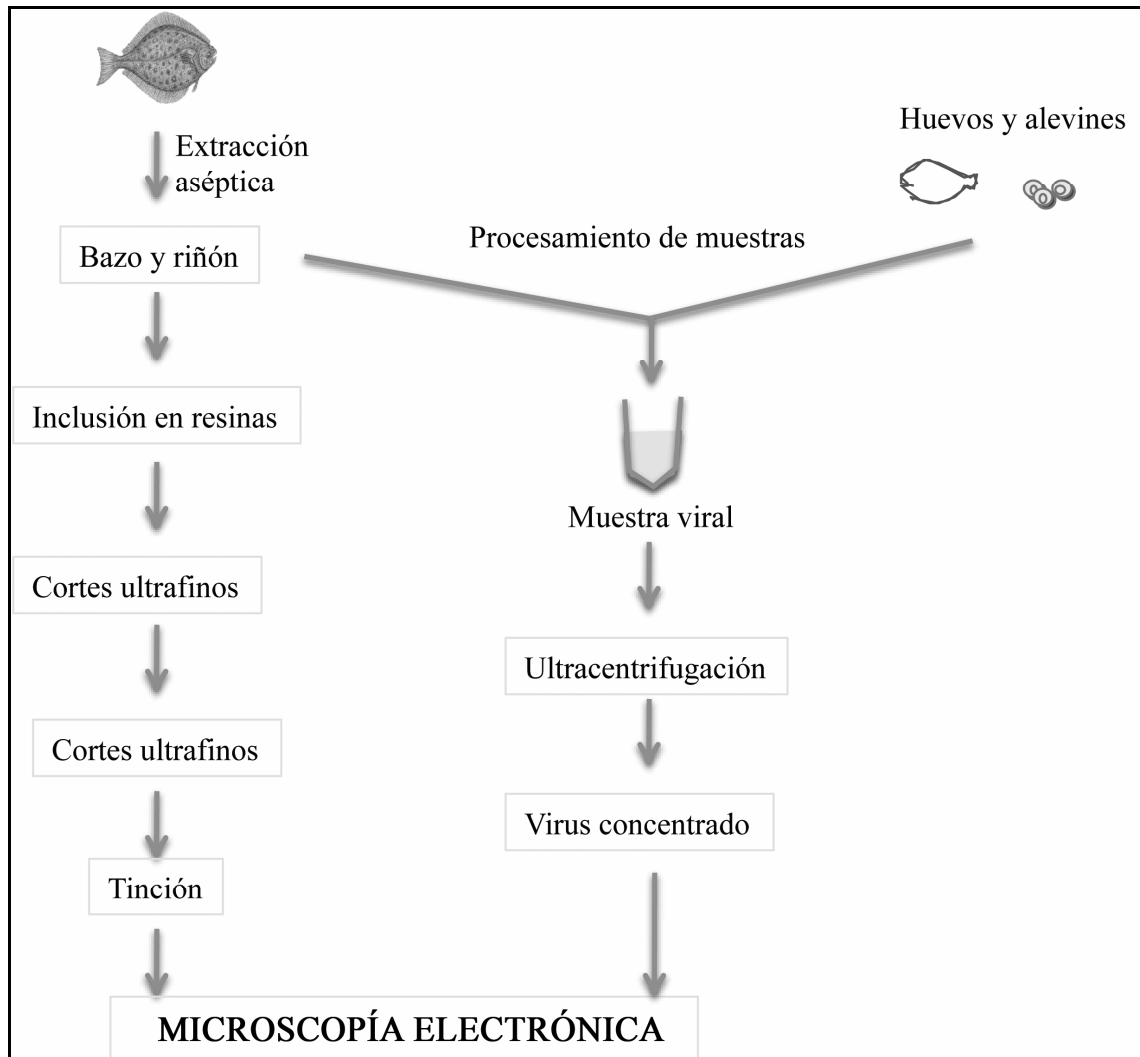


Figura 3. Uso de microscopía electrónica para diagnóstico.

Técnicas serológicas

a) Seroneutralización

Las proteínas que los virus usan para adsorberse a las células que van a infectar son a su vez proteínas antigénicas; un anticuerpo específico se

unirá a estas proteínas de adsorción o antirreceptores, impidiendo la unión del virus a la célula, con lo cual el virus no podrá replicar en la célula y no se desarrollará ECP en cultivo celular. Éste es precisamente el fundamento de la técnica de seroneutralización, que se aplica fundamentalmente para la identificación de virus aislados en cultivo celular, aunque una variante de esta técnica se aplica a la detección de anticuerpos en el suero de peces infectados.

En la modalidad empleada para la identificación, el virus aislado en cultivo celular se somete a tratamiento con diferentes antisueros contra virus conocidos, de tal modo que si alguno de estos antisueros neutraliza al virus habremos identificado al aislado. En la modalidad utilizada para diagnóstico, el suero obtenido a partir de peces infectados se utiliza contra distintos virus conocidos, si alguno es inactivado por el suero del pez sabremos que se trata de una infección viral y al mismo tiempo conoceremos el tipo de virus.

b) *Aglutinación*

Se trata de una técnica sencilla y barata, pero tiene el inconveniente de que presenta un elevado número de falsos positivos, aunque tiene la ventaja de que se puede aplicar directamente a los tejidos supuestamente infectados. Para ello, el tejido se homogeniza, se centrifuga; el sobrenadante se mezcla con una gota de una suspensión de *Staphylococcus aureus* ligado a anticuerpos específicos frente a un virus conocido y se observa la aglutinación directamente en un portaobjetos.

c) *Inmunofluorescencia e inmunoperoxidasa*

La técnica de inmunofluorescencia se puede utilizar para la detección de virus tanto en cultivo celular como en tejido de peces. Como su nombre indica, esta técnica se basa en la utilización de un antisuero específico marcado con isotiocianato de fluoresceína; este antisuero se aplica sobre células infectadas, de modo que si la infección está provocada por un virus homólogo, las células quedarán teñidas con este marcador fluorescente; bajo luz ultravioleta, la fluoresceína emite luz visible, de modo que las células infectadas se visualizarán con una luz verdosa sobre un fondo oscuro. Una desventaja de este método es que en caso de utilizarse con tejidos, estos deben ser frescos o recientemente congelados, pero el principal inconveniente es la autofluorescencia de los tejidos del pez y las reacciones cruzadas que se producen, puesto que los antisueros que se utilizan son policlonales; desafortunadamente, aún no se ha confirmado si el uso de anticuerpos monoclonales incrementa la sensibilidad de esta técnica (Arnzen et al., 1991).

La técnica de inmunoperoxidasa, de realización muy semejante a la anterior, presenta la ventaja de que no necesita microscopio de fluorescencia y que las muestras teñidas se pueden conservar durante largos periodos de tiempo. Sin embargo, la necesidad de eliminar la peroxidasa endógena de los tejidos del pez añade un paso más a esta técnica.

d) *ELISA (Enzyme-linked Immunosorbent Assay) e inmunodot*

El ELISA, o ensayo inmunoenzimático, se utiliza tanto para diagnóstico como para identificación y goza de una gran popularidad en la actualidad por su rapidez, especificidad y sensibilidad. (Figura 4). El virus se adsorbe en el fondo de los pocillos de una placa de poliestireno (placa de microtitulación); a continuación se añaden antisueros contra virus conocidos, si alguno de estos antisueros es homólogo del virus problema los anticuerpos se unirán a los antígenos virales. En la variante de ELISA directo, estos anticuerpos están ligados a un enzima (fosfatasa alcalina o peroxidasa), de tal forma que al añadir el sustrato específico de este enzima se produce una reacción que desarrolla color. Así como para virus de homeotermos se comercializan antisueros contra distintos virus ligados a un enzima (conjugado) en el caso de virus de peces estos conjugados deben obtenerse en laboratorio, proceso muy laborioso si se tiene en cuenta que para utilizar en diagnóstico se necesita una batería de conjugados. Por ello se utiliza con más frecuencia la modalidad de ELISA indirecto, en el cual el antisuero específico no está marcado; tras el antisuero se añade una anti-inmunoglobulina conjugada con el enzima, y tras añadir el sustrato el desarrollo de color nos indicará que virus y antisuero son homólogos.

La técnica de inmunodot tiene el mismo fundamento y sensibilidad que el ELISA, aunque presenta algunas diferencias; así, el virus se liga a una membrana de nitrocelulosa, en lugar de en una placa plástico; otra diferencia es que no se necesita un aparataje específico para detectar el desarrollo de color, lo que abarata los costes (Hsu et al., 1989).

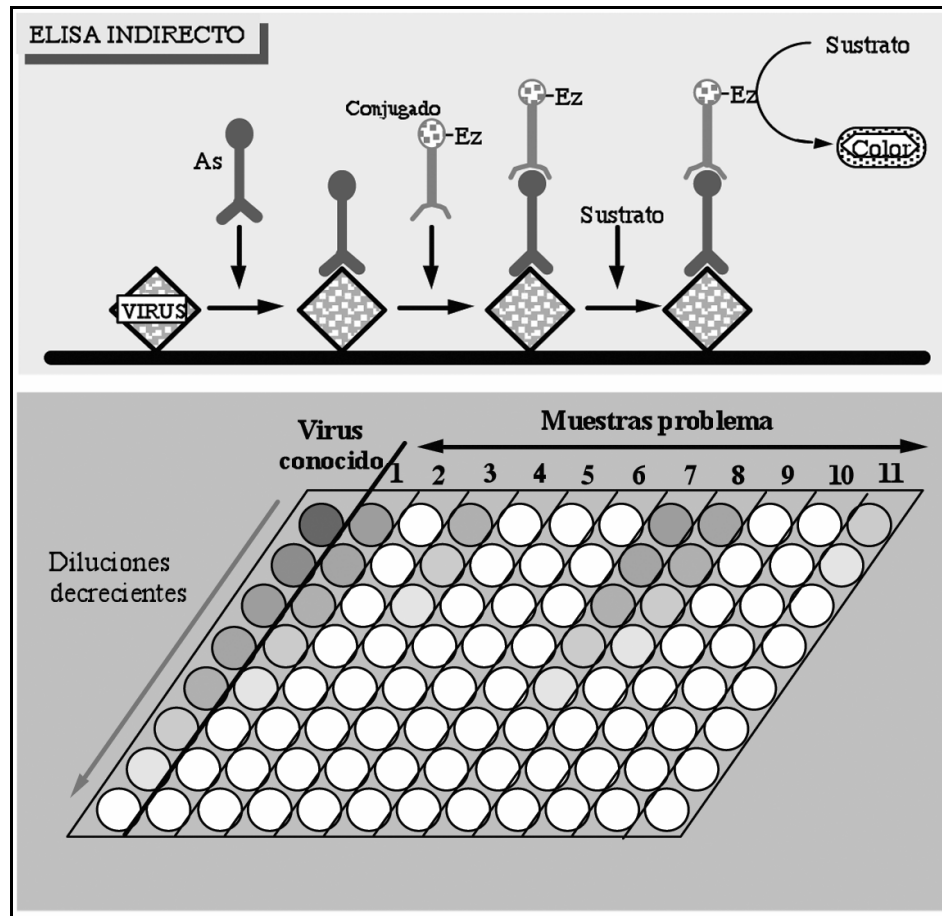


Figura 4. ELISA: base teórico-práctica.

Técnicas moleculares

a) Hibridación de ácidos nucleicos

Para el diagnóstico mediante hibridación las muestras de tejidos infectados o de virus aislados en cultivo celular se someten a un proceso de extracción de ácido nucleico total, que incluirá el ácido nucleico viral (Figura 5). Estas muestras de ácido nucleico se desnaturalizan para separar las cadenas y se fijan a una membrana de nylon; seguidamente se añade una sonda contra un virus conocido (DNA de un virus específico, marcado con isótopos radiactivos, o con marcaje no radiactivo), previamente desnaturalizada, de tal forma que el ácido nucleico de la sonda hibridará con aquellas muestras correspondientes a un virus homólogo. Tras un tiempo de incubación se expone la membrana con una película de rayos X (si la sonda es radiactiva), o se somete a un proceso de revelado específico (en el caso de sondas no radiactivas); finalmente se visualizarán puntos negros o de color

en los lugares correspondientes a las muestras con las que la sonda ha hibridado. Esta técnica tiene una gran sensibilidad permitiendo la detección de 10^2 a 10^3 virus por gramo de pez. Nuestro equipo ha utilizado esta técnica para el diagnóstico de virus como IPNV (Cutrín et al., 2005) y VHSV (López-Vázquez et al., 2006).

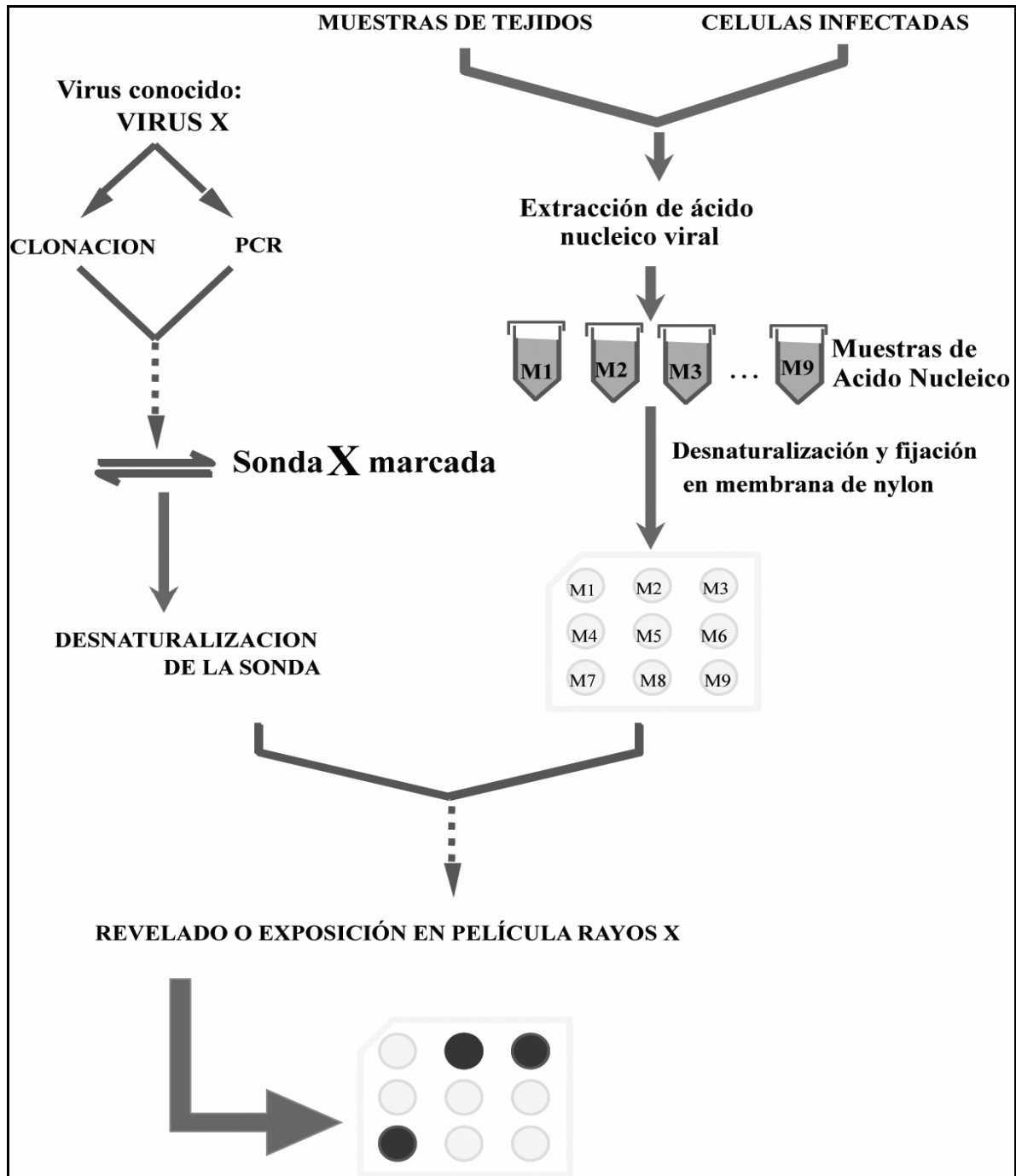


Figura 5. Procedimiento de diagnóstico mediante hibridación de ácidos nucleicos.

b) *PCR (reacción en cadena de la polimerasa)*

La técnica de PCR (Figura 6), es un método de diagnóstico de alta sensibilidad y especificidad. Ampliamente utilizado en clínica, su uso está poco extendido en acuicultura debido principalmente a su alto coste. De todas formas las grandes posibilidades que presenta esta técnica y el hecho de que en la actualidad haya algunos grupos de investigación tratando de optimizarla para su utilización con virus de animales acuáticos, hacen esperar que en un futuro no muy lejano se abaratarán los costes.

El primer paso imprescindible para poder utilizar la técnica de PCR para el diagnóstico es el conocimiento de la secuencia de los genomas de virus específicos. En la actualidad se conoce la secuencia genómica de numerosos virus de peces como IPNV, IHNV o el VHSV; el conocimiento de estas secuencias ha permitido elegir parejas de "primers" o "cebadores" específicas para los genomas de cada virus.

Para el diagnóstico, la muestra viral obtenida a partir de tejidos de pez o de cultivos celulares infectados se somete a PCR utilizando una pareja de cebadores específica para un determinado virus. Para ello, se prepara una mezcla de reacción que contenga el ácido nucleico extraído de esa muestra viral, una mezcla de los cuatro nucleótidos básicos, la Taq-polimerasa y la pareja de "cebadores" específicos para este virus, y esta mezcla de reacción se somete a una serie de ciclos de desnaturalización-polimerización. Al comienzo de cada ciclo el ácido nucleico se desnaturaliza a 90°C durante 1 minuto y a continuación se reduce la temperatura para permitir la hibridación de los cebadores a las cadenas de DNA patrón y comenzar la polimerización a temperaturas de alrededor. A lo largo de los ciclos se va multiplicando el número de copias del fragmento de DNA limitado por los dos cebadores, de tal forma que al final de los ciclos se obtiene, a partir de tan sólo una molécula patrón, del orden de 10^{10} fragmentos pequeños de DNA, cantidad fácilmente detectable mediante electroforesis en geles de agarosa. No se obtendrá producto de PCR si en la muestra a analizar hay un virus distinto a correspondiente a la sonda empleada, y siempre se sintetizarán fragmentos del mismo peso molecular cuando se trate del virus homólogo.

Una variante de esta técnica es la llamada "multiplex-PCR", metodología según la cual es posible la detección simultánea de varios genes y/o organismos, utilizando para ello más de una pareja de cebadores.

Además en muchas ocasiones, con el objeto de confirmar la especificidad de la amplificación y aumentar la sensibilidad, se recurre a una segunda amplificación con unos cebadores internos, lo que se conoce como nested-PCR.

Nuestro equipo utiliza rutinariamente la técnicas basadas en PCR (PCR y nested PCR) para el diagnóstico de numerosos virus de peces y hemos validado estos métodos (comprobando su límite de detección, y su reproducibilidad y repetitividad entre otros muchos parámetros), para el diagnóstico de VHSV (López-Vázquez et al., 2006) y nodavirus (Oliveira et al., 2008). Además, el nuestro ha sido el primer laboratorio de patología de peces que ha aplicado esta tecnología a muestras de sangre lo que permite una detección incruenta, muy importante cuando se trata de reproductores o de otros peces con alto valor comercial o faunístico (Cutrín et al., 2005; López-Vázquez et al., 2006; Oliveira et al., 2008).

c) PCR en tiempo real (*rt-PCR*)

La PCR en tiempo real utiliza el mismo principio que la PCR pero permite obtener los datos en menor tiempo gracias a la utilización de unos marcadores fluorescentes, de manera que la señal se incrementa de forma proporcional al producto de amplificación. Los marcadores son de dos tipos: agentes intercalantes (el más empleado es el SYBR Green I) y sondas específicas (que están marcadas con dos tipos de fluorocromos, un donador y un aceptor). Las sondas más utilizadas son las sondas de hidrólisis, denominadas también TaqMan, las sondas *molecular beacons* y las sondas FRET. Esta técnica, aunque novedosa, ya se está utilizando para el diagnóstico de diferentes virus de peces como ISAV, VHSV, PDV o Iridovirus (Munir & Kibenge, 2004; Chico et al., 2006; Hodneland & Edresen, 2005; Wang et al., 2006).

d) Chips de DNA, *micro* y *macroarrays*

Una colección (array) de DNA consiste en un gran número de moléculas fijadas sobre un sustrato sólido de forma que formen una matriz de secuencias en dos dimensiones. Estos fragmentos de material genético pueden ser secuencias cortas (oligonucleótidos), de mayor tamaño (cDNA), o bien productos de PCR. A estos fragmentos de una sola hebra inmovilizados en el soporte se les denomina sondas. Los ácidos nucleicos procedentes de las muestras a analizar se marcan por diversos métodos (enzimáticos, fluorescentes y otros) y se incuban sobre el panel de sondas permitiendo la hibridación de secuencias homólogas y, por lo tanto, la identificación del patógeno. El diagnóstico de enfermedades de peces se está dirigiendo hacia la tecnología de *macroarrays* basados en PCR en tiempo real en placas de 96 o 384 pocillos, lo que permite incluir en muy poco espacio gran número de ensayos de diagnóstico. Además en cada *dot* se pueden incluir hasta 4 sondas distintas, con distintos marcadores que emiten longitudes de onda diferentes y discernibles mediante tecnología láser, de modo que se incrementa aún más el número de ensayos realizados simultáneamente sobre una misma muestra problema.

Esta técnica está muy avanzada en clínica humana y genómica y es la gran apuesta de futuro para el diagnóstico de enfermedades de peces, pero probablemente se necesite al menos una década para poder considerarla como una técnica de rutina en acuicultura.

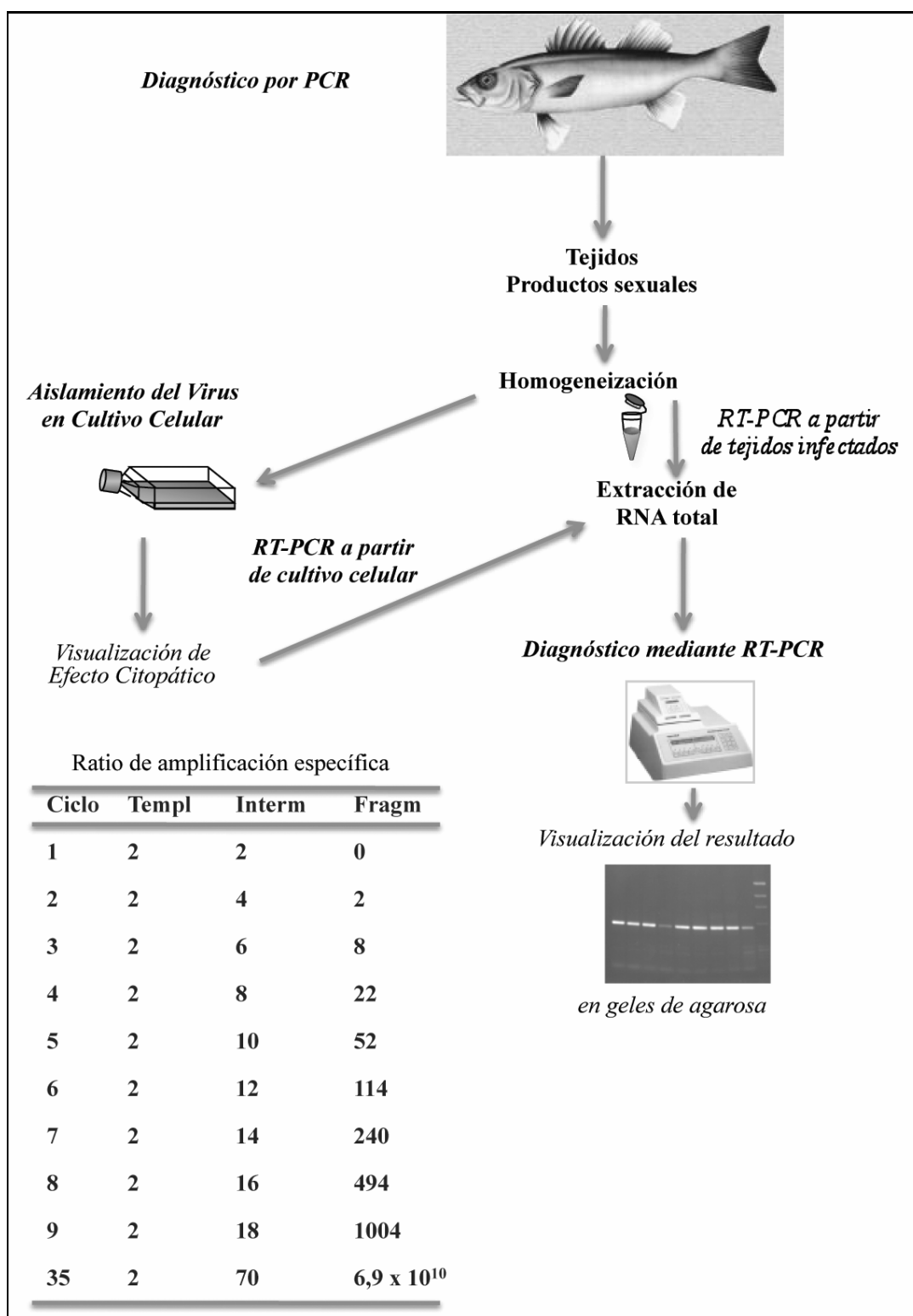


Figura 6. Procedimiento de diagnóstico mediante reacción en cadena de la polimerasa (PCR).

Comentario final

En la actualidad no existe ningún quimioterápico efectivo en el tratamiento de las enfermedades virales de peces, si bien algunos compuestos han dado resultados esperanzadores, al menos in vitro, como es el caso del virazol para el tratamiento de IPN o de IHN. Otros autores han empleado diversos métodos de tratamiento, como el empleo de polivinilpirrolidona (PVP), yoduro de PVP y otros yoduros, o virazol (1-D-ribofluoranosyl-1,2,4-triazole-3-carboxamide); sin embargo, la efectividad de estos productos fue en todo caso limitada, por lo que su utilización nunca se hizo efectiva (Economon, 1973; Migus & Dobos, 1980; Savan & Dobos, 1980).

Ultimamente muchos equipos están trabajando en la búsqueda de bacterias marinas productoras de sustancias con actividad antiviral, con la esperanza de que dichas sustancias sean de suficiente eficacia, además de obtención suficientemente económica, para rentabilizar su empleo en acuicultura.

Referencias

-
- AHNE, W. 1985. Virusinfektionen bei fischen: Aetiologie, diagnose und bekämpfung. *Zbl. Vet. Med. B.*, 32:237-264.
- AHNE, W.; NEGELE, R. D. 1985. Studies on the transmission of infectious pancreatic necrosis virus via eyed eggs and sexual products of salmonid fish. In: ELLIS, A. E. (Ed.). *Fish and Shellfish Pathology*. London: Academic Press, p. 261-269.
- AHNE, W.; ANDERS, K.; HOLDER, M.; YOSHIMIZU, M. 1990. Isolation of picorna-like particles from the European smelt (*Osmerus eperlano*). *J. Fish Dis.*, 13:167-168.
- ANDERSON, E. D.; MOURICH, D. V.; FAHRENKRUG, S. C.; LAPATRA, S.; SHEPHERD, J.; LEONG, J. A. 1996. Genetic immunization of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) against infectious hematopoietic necrosis virus. *Mol.Mar. Biol. Biotechnol.*, 5:114-122.
- ARNZEN, J. M.; RISTOW, S. S.; HESSON, C. P.; LIENTZ, J. 1991. Rapid fluorescent antibody tests for infectious hematopoietic necrosis virus (IHN) utilizing monoclonal antibodies to the nucleoprotein and glycoprotein. *J. Aquat. Health*, 3:109-113.
- BALL, H. J.; MUNRO, A. L. S.; ELLIS, A. E.; ELSON, K. G. R.; HODGKISS, W.; MCFARLANE, I. S. 1971. Infectious pancreatic necrosis in rainbow trout in Scotland. *Nature*, 234:417-418.
- BASURCO, B.; MARCOTEGUI, M. A.; RUEDA, A.; TIANA, A.; CASTELLANOS, A.; TARAZONA, J. V.; MUÑOZ, M. J.; COLL, J. M. 1990. First report of lymphocystis disease in *Spaurus aurata* (Linnaeus) in Spain. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 10:71-73.
- BESSE, P.; DE KINKELIN, P. 1965. Sur l'existence en France de la nécrose pancréatique de la truite arc-en-ciel (*Salmo gairdneri*). *Bull. Acad. Vet.*, 38:185-190.
- BLAKE, S. L.; MA, J.-Y.; CAPORALE, D. A.; JAIRATH, S.; NICHOLSON, B. L. 2001. Phylogenetic relationships of aquatic birnaviruses based on deduced

- amino acid sequences of genome segment A cDNA. *Dis. Aquat. Org.*, 45:89–102.
- BOONYARATPALIN, S.; SUPAMATTAYA, K.; KASORNCHANDRA, J.; HOFFMANN, R. W.; 1996. Picorna-like virus associated with mortality and a spongy encephalopathy in grouper *Epinephelus malabaricus*. *Dis. Aquat. Org.*, 26:75-80.
- BOOTLAND, L. M.; LEONG, J. C. 1999. Infectious haematopoietic necrosis virus. In: WOO, P. T. K.; BRUNO, D. W. (Ed.). Fish diseases and disorders, Vol 3. Viral, bacterial and fungal infections. Oxon: CABI Publishing, p. 57-121.
- BOUCHARD, D. A.; BROCKWAY, K.; GIRAY, C.; KELEHER, W.; MERRIL, P. L. 2001. First report of infectious salmon anemia (ISA) in the United States. *Bull Eur Ass Fish Pathol.*, 21:86-88.
- BOUDINOT, P.; BLANCO, M.; KINKELIN, P.; BENMANSOUR, A. 1998. Combined DNA immunization with the glycoprotein gene of viral hemorrhagic septicemia virus and infectious hematopoietic necrosis virus induces double-specific protective immunity and nonspecific response in rainbow trout. *Virology*, 249:297-306.
- BRADLEY, T.; NEWCOMER, C. E.; MAXWELL, K. O. 1988. Epitheliocystis associated with massive mortalities of cultured lake trout, *Salvelinus namaycush*. *Dis. Aquat. Org.*, 4:9-17.
- BRAGG, R. R.; COMBRINK, M. E. 1987. Isolation and identification of infectious pancreatic necrosis (IPN) virus from rainbow trout in South Africa. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 7:118-120.
- CEPEDA, C.; RIVAS, C.; LAMAS, J.; LEDO, A.; DOPAZO, C. P.; TORANZO, A. E. 1993. Patogenicidad de un nuevo agente viral (Paramyxovirus) aislado de rodaballo. In: CONG. NAC. ACUIC. ISLA DE AROSA, 4., 1993. *Actas...* [S.l.: s.n.], p. 651-655.
- CHICO, V.; GOMEZ, N.; ESTEPA, A.; PÉREZ, L. 2006. Rapid detection and quantitation of viral hemorrhagic septicemia virus in experimentally challenged rainbow trout by real-time RT-PCR. *J.Virol. Meth.*, 132:154-159.
- CHRISTIE, K. E.; HÅVARSTAIN, L. S.; DJUPVIK, H. O.; NESS, S.; ENDRESEN, C. 1988. Characterization of a new serotype of infectious pancreatic necrosis virus isolated from Atlantic salmon. *Arch. Virol.*, 103:167-177.
- COMPS, M.; PEPIN, J. F.; BONAMI, J. R. 1994. Purification and characterization of two fish encephalitis virus (FEV) infecting *Lates calcarifer* and *Dicentrarchus labrax*. *Aquaculture*, 123:1-10.
- CRANE, M.; HARDY-SMITH, P.; WILLIAMS, L. M.; HYATT, A. D.; EATON, L. M.; GOULD, A.; HANDLINGER, J.; KATTENBELT, J.; GUDKOV, N. 2000. First isolation of an aquatic birnavirus from farmed and wild fish species in Australia. *Dis. Aquat. Org.*, 43:1-14.
- CUTRÍN, J. M.; OLVEIRA, J. G.; BARJA, J. L.; DOPAZO, C. P. 2000. Diversity of infectious pancreatic necrosis virus strains isolated from fish, shellfish and reservoirs in Northwestern Spain. *Appl Environ. Microbiol.*, 66:839-843.
- CUTRÍN, J. M.; LÓPEZ-VÁZQUEZ, C.; OLVEIRA, J. G.; CASTRO, S.; DOPAZO, C. P.; BANDÍN, I. 2005. Isolation in cell culture and detection by RT-PCR of IPNV-like virus from leucocytes of carrier turbot (*Scophthalmus maximus*). *J. Fish Dis.*, 28:713-722.

- CUTRÍN, J. M.; BANDÍN, I.; BARJA, J. L.; NICHOLSON, B. L.; DOPAZO, C. P. 2004. Restriction fragment length polymorphisms (RFLP`s) and sequence analysis: an approach for genotyping IPNV reference strains and other aquatic birnaviruses isolated from Northwestern Spain. *Appl. Environ. Microbiol.*, 70:1059-1067.
- CUTRÍN, J. M.; DOPAZO, C. P.; THIÉRY, R.; LEO, P.; OLVEIRA, J. G.; BARJA, J. L.; BANDÍN, I. 2007. Emergence of pathogenic betanodaviruses belonging to the SJNNV genogroup in farmed fish species from the Iberian Peninsula. *J. Fish. Dis.*, 30:225-232.
- DANNEVIG, B. H.; THORUD, K. E. 1999. Other viral diseases and agents of cold-water fish: infectious salmon anaemia, Páncreas disease and Viral erythrocytic necrosis. In: WOO, P. T. K.; BRUNO, D. W. (Ed.). *Fish diseases and fish disorders*. Bristol: CABI Publishing, p. 149-175.
- DARLINGTON, R. W.; TRAFFORD, R.; WOLF, K. 1972. Fish rhabdoviruses: morphology and ultrastructure of North American salmonid isolates. *Arch. Gesamte Virusforsch*, 39:257-264.
- DAVIDSE, A.; HAENEN, O. L. M.; DIJKSTRA, S. G.; VAN NIEUWSTADT, A. P.; VAN DER VORST, T. J. K.; WAGENAAR, F.; WELLENBERG, G. J. 1999. First isolation of herpesvirus of eel (*Herpes-virus anguillae*) in diseased European eel (*Anguilla anguilla* L.) in Europe. *Bull. Eur. Ass. Fish. Pathol.*, 19:137-141.
- DE KINKELIN, P.; DORSON, P.; HATTENBERGER-BAUDOUY, A. M. 1982. Interferon synthesis in trout and carp after viral infection. *Dev. Comp. Immunol., Suppl.*, 2:167-174.
- DE KINKELIN, P.; SCHERRER, R. 1970. Le virus d'Egtved. I. Stabilité, développement et structure du virus de la souche danoise F1. *Ann. Rech. Vet.*, 1:17-30.
- DOBOS, P.; HALLETT, R.; KELLS, D. T. C.; SORENSEN, O.; ROWE, D. 1977. Biophysical studies of infectious pancreatic necrosis virus. *J. Virol.*, 22:150-159.
- DOBOS, P.; HILL, B. J.; HALLETT, R.; KELLS, D. T. C.; BECHT, H.; TENINGES, D. 1979. Biophysical and biochemical characterization of five animal viruses with bisegmented double-stranded RNA genomes. *J. Virol.*, 32:593-605.
- DOPAZO, C. P. 1991. *Caracterización de birnavirus y rotavirus de peces: Propiedades biológicas, serológicas y moleculares*. Tesis (Doctoral) – Universidad de Santiago de Compostela, España.
- DOPAZO, C. P.; BARJA, J. L. 2002. Diagnosis and identification of IPNV in salmonids by molecular methods. In: CUNNINGAN, C. (Ed.). *Molecular diagnosis of salmonid diseases*. Holanda: Kluwer Acad. Publ, p. 23-48.
- DOPAZO, C. P.; BANDÍN, I.; RIVAS, C.; CEPEDA, C.; BARJA, J. L. 1996a. Antigenic differences among aquareoviruses correlate with previously established genogroups. *Dis. Aquat. Org.*, 26:159-162.
- DOPAZO, C. P.; RIVAS, C.; BANDÍN, I.; NOYA, M.; CUTRÍN, M.; BARJA, J. L. 1996b. Isolation of an aquareovirus from rainbow trout in N.W. Spain. *FHS News Lett.*, 24: 10-11.
- DUNCAN, I. B. 1978. Evidence for an oncovirus in swimbladder fibrosarcoma of Atlantic salmon, *Salmo salar*, L. *J. Fish Dis*, 1:127-131.
- ECONOMON, P. P. 1973. Polyvinylpyrrolidone-iodine as a control for infectious pancreatic necrosis (IPN) of brook trout. In: DILL, W. A. (Ed.). *Symp.*

- Major Commun. Fish Dis. Eur., & Control EIFAC (Eur. Inland Fish. Advis. Comm.). [S.l.: s.n.], 17:59-66. (Tech. Paper)
- FIJAN, N. 1968. Progress report on acute mortality of channel catfish fingerlings caused by a virus. *Bull. Off. Inter. Epizoot.*, 69:1167-1168.
- FIJAN, N. 1974. Zarazna nekroza gusterace pastrova: prvi nabaz virusa u. Jugoslaviji. *Vet. Arch.*, 44:187-192.
- FIJAN, N. 1988. Vaccination against spring viremia of carp. In: ELLIS, A. E. (Ed.). *Fish Vaccination*. London: Academic Press, p. 204-215.
- FRANCKI, R. I. B.; FAUQUET, C. M.; KNUDSON, D. L.; BROWN, F. (Ed.). 1991. *Classification and Nomenclature of Viruses*. New York: Springer-Verlag Wien. (Arch. Virol. Suppl., 2). First Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses.
- FRERICHES, G. N.; HILL, B. J.; WAY, K. 1989. Ulcerative disease rhabdovirus: Cell-line susceptibility and serological comparison with other fish rhabdoviruses. *J. Fish Dis.*, 12:51-56.
- GHITTINO, P. 1972. Malattie esotiche dei pesci che minacciano trotilcoltura e carpicolutra italiane. *Riv. Ital. Piscicol. Ittiopatol.*, 7:53-62.
- GLAZEBROOK, J. S.; HEASMAN, M. P.; DE BEER, S. W. 1990. Picorna-like viral particles associated with mass mortalities in larval barramundi, *Lates calcarifer* Bloch. *J. Fish Dis.*, 13:245-249.
- HAH, Y.; HONG, S.; KIM, M.; FRYER, J. L.; WINTON, J. R. 1984. Isolation of infectious pancreatic necrosis virus from glodfish (*Carassius auratus*) and chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in Korea. *Korean J. Microbiol.*, 22:85-90.
- HARSTEIN, T.; KROGSSUD, J. 1976. Infectious pancreatic necrosis first isolation of virus from fish in Norway. *Acta Vet. Scand.*, 17:109-111.
- HEDRICK, R. P.; FRYER, J. L.; CHEN, S. N.; KOO, G. H. 1983. Characteristics of four birnaviruses isolated from fish in Taiwan. *Fish Pathol.*, 18:91-97.
- HEDRICK, R. P.; YUN, S.; WINFIELD, W. H. 1991. A small RNA virus isolated from salmonid fishes in California. *Can. J. Fish Aquat. Sci.*, 48:99-104.
- HEDRICK, R. P.; GILAD, O.; YUN, S. C.; MCDOWELL, T. S.; WALTZEK, T. B.; KELLEY, G. O.; ADIKSON, M. A. 2005. Initial isolation and characterization of a Herpes-like virus (KHV) from koi and common carp. *Bull. Fish Res. Agency.*, Supl., 2:1-7.
- HEPPELL, J.; LORENZEN, N.; ARMSTRONG, N. K.; WU, T.; LORENZEN, E.; EINER-JENSEN, K.; SCHORR, J.; DAVIS, H. L. 1998. Development of DNA vaccines for fish: vector design, intramuscular injection and antigen expression using viral haemorrhagic septicaemia virus genes as model. *Fish & Shellfish Immunol.*, 8(4):271-286
- HETRICK, F. M.; HEDRICK, R. P. 1993. New viruses described in finfish from 1988-1992. *Ann. Rev. Fish Dis.*, 3:197-207.
- HILL, B. J. 1982. Infectious pancreatic necrosis virus and its virulence. In: ROBERTS, R. J. (Ed.). *Microbial Diseases of Fish*. London: Acad. Press, p. 91-114.
- HILL, B. J.; WAY, K. 1988. Proposed standardisation of the serological classification of aquatic birnavirus. *Int. Fish Health Conf.* Vancouver, Canadá, p. 151.
- HODNELAND, K.; ENDRESEN, C. 2005. Sensitive and specific detection of Salmonid alphavirus using real-time PCR (TaqMan®). *J. Virol. Meth.*, 131:184-192.

- HSU, Y. L.; CHIANG, S. Y.; LIN, S. T.; WU, J. L. 1989. The specific detection of infectious pancreatic necrosis virus in infected cells and fish by the immunodot blot method. *J. Fish Dis.*, 12:561-571.
- ICES Council Meeting. 2003. Report of the working Group on pathology and diseases of marine organisms, Aberdeen, UK, 11-15 March 2003. ICES Council Meeting Documents no. 2003
- IIDA, Y.; MASUMURA, K.; NAKAI, T.; SORIMACHI, M.; MATSUDA, H. 1989. A viral disease in larvae and juveniles of Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*. *J. Aquat. Anim. Health.*, 1:7-12.
- ILOZE, M.; ARNON, D.; KOTLER, M. 2005. Characterization of a novel virus causing a lethal disease in carp and koi. *Microbiol Mol Biol Rev.* 70: 147-156.
- JENSEN, M. H. 1965. Research on the virus of Egtved disease. *Ann. N.Y. Acad. Sci.*, 126:422-426.
- JOHNSTON, M. R. L. 1975. Distribution of Pirhemocytosis Chatton and Blanc and other, possibly related, infections of poikilotherms. *J. Protozool.*, 22:529-535.
- JØRGENSEN, P. E. V.; BRENGBALLE, F. 1969. Infectious pancreatic necrosis in rainbow trout (*Salmo gairdneri*) in Denmark. *Nord. Vet. Med.*, 21:142-148.
- JØRGENSEN, P. E. V.; KEHLET, N. P. 1971. Infectious pancreatic necrosis (IPN) viruses in Danish rainbow trout: their serological and pathogenic properties. *Nord. Vet. Med.*, 23:568-575.
- KELLY, D. C.; ROBERTSON, J. S. 1973. Icosahedral cytoplasmic deoxyriboviruses. *J. Gen. Virol.*, 20:17-41.
- KIBENGE, F. S. B.; GARATE, O. N.; JOHNSON, G.; ARRIAGADA, R.; KIBENGE, M. J. T.; WADOWSKA, D. 2001. Isolation and identification of infectious salmon anaemia virus (ISAV) from Coho salmon in Chile. *Dis Aquat Organ.*, 45:9-18.
- KIM, C. H.; JOHNSON, M. C.; DRENNAN, J. D.; SIMON, B. E.; THOMANN, E.; LEONG, J. A. C. 2000. DNA vaccines encoding viral glycoproteins induce nonspecific immunity and Mx protein synthesis in fish. *J. Virol.*, 74:7048-7054.
- KIMURA, T.; YOSHIMIZU, M.; TANAKA, M.; SANNOCHE, H. 1981. Studies on a new virus (OMV) from *Oncorhynchus masou* I. Characteristics and pathogenicity. *Fish. Pathol.*, 15:143-147.
- KOSKI, P.; HILL, B.; WAY, K.; NEUVONEN, E.; RINTAMAKI, A. 1992. A rhabdovirus isolated from brown trout, *Salmo trutta lacustris* (L.) with lesions in parenchymatous organs. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 12:177-180.
- KUDO, S.; KUROSAWA, D.; KUNIMENI, I.; NOBUSAWA, K.; KOBAYASHI, S. 1973. Electron microscopic observations of the pancreas and liver in the fingerling rainbow trout with symptoms of IPN. *Jpn. J. Ichthyol.*, 20:163-177.
- KVELLESTAD, A.; DANNEVIG, B. H.; FALK, K. 2003. Isolation and partial characterization of a novel paramyxovirus from the gills of diseased seawater-reared Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *J. Gen Virol.*, 84: 2179-2189.

- LANGDON, J. S.; HUMPHREY, J. D. 1987. Epizootic haematopoietic necrosis, a new viral disease in redfin perch, *Perca fluviatilis* L. in Australia. *J. Fish Dis.*, 10:298-299.
- LEDO, A.; DOPAZO, C. P.; LUPIANI, B.; BARJA, J. L.; TORANZO, A. E. 1987. Incidencia del virus de la necrosis pancreática infecciosa (IPNV) en Galicia. *Cuad. Marisp. Publ. Téc.*, 12:645-650.
- LEDO, A.; LUPIANI, B.; DOPAZO, C. P.; TORANZO, A. E.; BARJA, J. L. 1990. Fish Viral Infections in Northwest of Spain. *Microbiología (SEM)*, 6:21-29.
- LJUNGBERG, O.; JØRGENSEN, P. E. V. 1973. Infectious pancreatic necrosis (IPN) of salmonids in Swedish fish farms. In: DILL, W. A. (Ed.). Symposium on the major communicable fish diseases in Europe and their control. *Eur. Inland Fish. Advis. Comm.*, 67-70.
- LÓPEZ-VÁZQUEZ, C.; DOPAZO, C. P.; OLVEIRA, J. G.; BARJA, J. L.; BANDÍN, I. 2006. Development of a rapid, sensitive and non-lethal diagnostic assay for the detection of viral haemorrhagic septicaemia virus. *J. Virol. Meth.*, 133:167-174.
- MACKELVIE, R. M.; ASTROB, H. 1969. Infectious pancreatic necrosis virus in young salmonids of the Canadian maritime provinces. *J. Fish. Res. Bd. Can.*, 26:3259-3262.
- MACMILLAN, J. R.; MULCAHY, D.; LANDOTL, M. 1980. Viral erythrocytic necrosis: some physiological consequences of infection in chum salmon (*Oncorhynchus keta*). *J. Fish. Res. Bd. Can.*, 37:799-804.
- MCALLISTER, P. E.; HERMAN, R. L. 1989. A chlamydia-like organism associated with high mortality in hatchery-reared lake trout (*Salvelinus namaycush*). *AFS-FHS News Lett.*, 15:6.
- MCALLISTER, P. E.; REYES, X. 1984. Infectious pancreatic necrosis virus: isolation from rainbow trout, *Salmo gairdneri*, Richardson, imported from Chile. *J. Fish Dis*, 7:319-322.
- MCKNIGHT, I. J.; ROBERTS, R. J. 1976. The pathology of infectious pancreatic necrosis. I. The sequential histopathology of the naturally occurring condition. *Br. Vet. J.*, 132:76-85.
- MCLOUGHLIN, M. F. 1997. The differential diagnosis of the major pancreatic disorders of salmonids, a diagnostic Challenger. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 17(6):205-208.
- MCLOUGHLIN, M. F.; GRAHAM, D. A. 2007. Alphavirus infections in salmonids – A review. *J Fish Dis.*, 30:511-531.
- MELLERGARD, S.; BLOCH, B. 1988. Herpesvirus-like particles in angelfish (*Pterophyllum altum*). *Dis. Aquat. Org.*, 5:151-155.
- M'GONIGLE, R. H. 1941. Acute catarrhal enteritis of salmonid fingerlings. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 70:297-303.
- MIGUS, D. O.; DOBOS, P. 1980. Effect of ribavirin on the replication of infectious pancreatic necrosis virus in fish cell cultures. *J. Gen. Virol.*, 47: 47-57.
- MIKALSEN, A. B.; TORGENSEN, J.; ALESTROM, P.; HELLEMANN, A. L.; KOPPANG, E. O.; RIMSTAD, E. 2004. Protection of atlantic salmon *Salmo salar* against infectious pancreatic necrosis after DNA vaccination. *Dis. Aquat. Org.*, 60(1):11-20.
- MJAALAND, S.; RIMSTAD, E.; CUNNINGHAM, C. O. 2002. Molecular diagnosis of infectious salmon anaemia. In: CUNNINGAN, C. (Ed.). *Molecular Diagnosis of Salminid Diseases*. Holanda: Kluwer Acad. Publ., p. 1-22.

- MOORE, A. R.; LI, M. F.; MCMENEMY, M. 1988. Isolation of a picorna-like virus from smelt (*Osmerus mordax* Mitchell). *J. Fish Dis.*, 11:179-184.
- MORI, K. I.; NAKAI, T.; NAGAHARA, M.; MUROGA, K.; MEKUCHI, T.; KANNO, T. 1991. A viral disease in hatchery-reared larvae and juveniles of redspotted grouper. *Fish Pathol.*, 26:209-210.
- MUNDAY, B.; KWANG, J.; MOODY, N. 2002. Betanodavirus infections of teleost fish: a review. *J. Fish Dis.*, 25:127-142.
- MUNDAY, B. L.; LANGDON, J. S.; HYATT, A.; HUMPHREY, J. D. 1991. Mass mortalities associated with a viral-induced vacuolating encephalopathy and retinopathy of larval and juvenile Barraundi, *Lates calcarifer* Bloch. *Aquaculture*, 103:197-211.
- MUNIR K.; KIBENGE, F. S. 2004. Detection of infectious salmon anaemia virus by real-time RT-PCR. *J. Virol. Meth.*, 117:37-47.
- NEWBOUND, G. C.; KENT, M. L. 1991. Experimental interspecies transmission of plasmacytoid leukemia in salmonid fishes. *Dis. Aquat. Org.*, 10:159-166.
- NOUGAYREDE, P.; DE KINKELIN, P.; CHILMANCZYK, S.; VUILLAUME, A. 1992. Isolation of a rhabdovirus from the pike-perch, *Stizostedion lucioperca* (L 1758). *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 12:5-7.
- NUSBAUM, K. E.; SMITH, B. F.; DEINNOCENTES, P.; BIRD, R. C. 2002. Protective immunity induced by DNA vaccination of channel catfish with early and late transcripts of the channel catfish herpesvirus (IHV-1). *Vet. Immunol. Immunopathol.*, 84(3-4):151-168.
- OIE. 2000. *Manual of diagnostic tests for aquatic animals*. Paris: OIE.
- OLVEIRA, J. G.; SOARES, F.; ENGROLA S.; DOPAZO, C. P.; BANDÍN I. 2008. Antemortem versus postmortem methods for detection of betanodavirus in Senegalese sole (*Solea senegalensis*). *J. Vet. Diagn. Invest.*, 20:215-219.
- PAPAS, T. S.; DAHLBERG, J. E.; SONSTEGARD, R. A. 1976. Type C virus in lymphosarcoma in northern pike (*Esox lucius*). *Nature (London)*, 261: 506-508.
- PLARRE, H.; DEVOLD, M.; SNOW, M.; NYLUND, A. 2005. Prevalence of infectious salmon anaemia virus (ISAV) in wild salmonids in western Norway. *Dis Aquat Organ.*, 66:71-79.
- PLUMB, J. A. 1977. Epizootiology of channel catfish virus disease. *Mar. Fish. Rev.*, 40:26-29.
- RENAULT, T.; HAFFNER, P.; BAUDIN LAURENCIN, F.; BREUIL, G.; BONAMI, J. R. 1991. Mass mortalities in hatchery-reared sea bass (*Lates calcarifer*) larvae associated with the presence in the brain and retina of virus-like particles. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 11:68-73.
- RENO, P. W.; NICHOLSON, B. L. 1981. Ultrastructure and prevalence of viral erythrocytic necrosis (VEN) virus in Atlantic cod, *Gadus morhua* L. from the northern Atlantic Ocean. *J. Fish Dis.*, 4:361-370.
- ROHOVEC, J. S.; AMANDI, A. 1981. Incidence of viran erythrocytic necrosis among hatchery reared salmonids of Oregon. *Fish. Pathol.*, 15: 135-141.
- ROSS, K.; MCCARTHY, U.; HUNTLY, P. J.; WOOD, B. P.; STUART, D.; ROUGH, E. I.; SMAIL, D. A.; BRUNO, D. W. 1994. An outbreak of viral haemorrhagic septicaemia (VHS) in turbot (*Scophthalmus maximus*) in Scotland. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 14:213-214.
- SANO, T. 1971a. Studies on viral diseases of Japanese fishes. I. Infectious pancreatic necrosis of rainbow trout: First isolation from epizootics in Japan. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, 37:495-498.

- SANO, T. 1971b. Studies on viral diseases of Japanese fishes. II. Infectious pancreatic necrosis of rainbow trout: pathogenicity of the isolants. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, 37:499-503.
- SANO, T. 1976. Viral diseases of cultured fishes in Japan. *Fish Pathol.*, 10: 221-226.
- SAVAN, M.; DOBOS, P. 1980. Effect of virazole on rainbow trout *Salmo gairdneri* Richardson fry infected with infectious pancreatic necrosis virus. *J. Fish. Dis.*, 3:437-440.
- SCHLOTTFELDT, H. J.; LIESS, B.; FROST, J. W. 1975. Erst isolierung und identifizierung derl virus der infektiösen pankreasnekrose. *Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr.*, 88:109-111.
- SKALL, H. F.; OLESEN, N. J.; MELLERGAARD, S. 2005. Viral haemorrhagic septicaemia virus in marine fish and its implications for fish farming-a review. *J. Fish Dis.*, 28:509-529.
- SMAIL, D. A. 1982. Viral erythrocytic necrosis of fish: a review. *Proc. R. Soc. Edinburgh*, 81:169-175.
- SMAIL, D. A. 1999. Viral haemorrhagic septicaemia. In: WOO, P. T. K.; BRUNO, D. W. (Ed.). *Fish diseases and disorders* Vol 3: Viral, bacterial and fungal infections. Oxon: CAB International, p. 123-147.
- SNOW, M.; SMAIL, D. A. 1999. Experimental susceptibility of turbot *Scophthalmus maximus* to viral haemorrhagic septicaemia virus isolated from cultivated turbot. *Dis. Aquat. Org.*, 38:163-168.
- SOMMERSET, I.; SKERN, R.; BIERING, E.; BLEIE, H.; FIKSDAL, I. U.; GROVE, S.; NERLAND, A. H. 2005. Protection against Atlantic halibut nodavirus in turbot is induced by recombinant capsid protein vaccination but not following DNA vaccination. *Fish Shellfish Immunol.*, 18(1):13-29.
- SOUSA, J. A.; ROMALDE, J. L.; LEDO, A.; EIRAS, J. C.; BARJA, J. L.; TORANZO, A. E. 1996. Health status of two salmonid aquaculture facilities in North Portugal: characterization of the bacterial and viral pathogens causing notifiable diseases. *J. Fish Dis.*, 19:83-89.
- TODD, D.; MCNULTY, M. S. 1979. Biochemical studies with infectious bursal disease virus: Comparison of some of its properties with infectious pancreatic necrosis virus. *Arch. Virol.*, 60:265-277.
- UENO, Y.; KITAO, T.; CHEN, S.; AOKI, T.; KOU, G. 1992. Characterization of a herpes-like virus isolated from cultured Japanese eels in Taiwan. *Fish Pathol.*, 27:7-17.
- VILLOING, S.; CASTRIC, J.; JEFFROY, J.; LE VEN, A.; THIERY, R.; BREMONT, M. 2000. An RT-PCR-based method for the diagnosis of the sleeping disease virus in experimentally and naturally infected salmonids. *Dis. Aquat. Org.*, 40(1):19-27.
- WANG, X.-W.; AO, J.-Q.; LI, Q.-C.; CHEN, X.-H. 2006. Quantitative detection of a marine fish iridovirus isolated from large yellow croaker, *Pseudosciaena crocea*, using a molecular beacon. *J. Virol. Meth.*, 133: 76-81.
- WATANABE, K.; KARLSEN, M.; DEVOID, M.; ISDAL, E.; LITLABOE, A.; NYLUND, A. 2006. Virus-like particles associated with heart and skeletal muscle inflammation (HSMI). *Dis. Aquat. Org.*, 70:183-192.
- WATSON, S. W.; GUENTHER, R. W.; RUEKER, R. R. 1954. A virus disease of sockeye salmon: interim report. *U.S. Fish Wildl. Serv., Spec. Sci. Rep. Fish*, 138.

- WILLIAMS, T. 1996. The iridoviruses. *Adv. Virus Res.*, 46:345-412.
- WINTON, J. R.; EINER-JENSEN, K. 2002. Molecular diagnosis of infectious hematopoietic necrosis virus and viral hemorrhagic septicemia virus. In: CUNNINGAN, C. (Ed.). *Molecular Diagnosis of Salminid Diseases*. Holanda: Kluwer Acad. Publ, p. 49-80.
- WINTON, J. R.; LANNAN, C. N.; FRYER, J. L.; HEDRICK, R. P.; MEYERS, T. R.; PLUMB, J. A.; YAMAMOTO, T. 1987. Morphological and biochemical properties of four members of a novel group of reoviruses isolated from aquatic animals. *J. Gen. Virol.*, 68:353-364.
- WOLF, K. 1984. Diseases caused by microorganisms. Agents: Virales. In: KINNE, O. (Ed.). *Diseases of Marine Animals Vol IV (Pisces)*. Hamburg: Biologische Anstalt Helgoland, p. 17-47.
- WOLF, K. 1988. *Fish viruses and fish viral diseases*. Ithaka, USA: Cornell Univ. Press.
- WOLF, K.; BULLOCK, G. L.; DIMBAR, C. E.; QUIMBY, M. C. 1968. Viral diseases of freshwater fishes and other lower vertebrates: comparative studies on IPN virus. *Progs. Sport. Fish. Res.*, 77:138-140.
- WOLF, K.; DARLINGTON, R. W.; TAYLOR, W. G.; WUYMBY, M. C.; NAGABAYASHI, T. 1978. *Herpesvirus salmonis*: Characterization of a new pathogen of rainbow trout. *J. Virol.*, 27:659-666.
- WOLF, K.; SCIESZCO, S. F.; DUNBAR, C. E. 1959. Infectious pancreatic necrosis, a virus-caused disease of fish. *Excerpta Med.*, 13(Sec 1):228.
- WOLF, K.; SNIEZKO, S. F.; DUNBAR, C. E.; PYLE, E. 1960. Virus Nature of infectious pancreatic necrosis in trout. *Proc. Soc. Expert. Biol. Med.*, 104:105-108.
- WOLF, K.; TAYLOR, W. G. 1975. Salmonid viruses: A syncytium-forming agent from rainbow trout. *Fish Health News*, 4:3.
- WOOD, E. M.; SNIESZCO, S. F.; YASUTAKE, W. T. 1955. Infectious pancreatic necrosis in brook trout. *Act. Pathol.*, 60:26-28.
- YAMAMOTO, T.; MACDONALD, R. D.; GILLESPIE, D. C.; KELLY, R. K. 1976. Viruses associated with lymphocystic disease and dermal sarcoma of walleye (*Stizostedion vitreum vitreum*). *J. Fish. Res. Bd. Can.*, 33:2408-2419.
- ZHANG, C. X.; SUZUKI, S. 2004. Aquabirnaviruses isolated from marine organisms from a distinct genogroup from other aquabirnaviruses. *J. Fish Dis.*, 27:633-643.

Capítulo 21

Principais parasitoses em peixes de água doce no Brasil

Eduardo Makoto Onaka

Resumo

No Brasil, com o avanço da piscicultura a partir da década de 80 começaram a surgir novas técnicas de criação e também alternativas quanto às espécies de peixes a serem cultivadas. Consequentemente, os problemas com parasitoses também apresentaram um incremento. Porém, as informações da literatura sobre a ocorrência de enfermidades, assim como de seus agentes causais, agentes predisponentes, aspectos patológicos ou métodos de controle têm aumentado nos últimos anos, mas estas ainda são reduzidas. Do mesmo modo, os criadores ainda são pouco informados sobre as técnicas corretas de manejo e sanidade de peixes. Neste capítulo, as principais parasitoses de peixes de interesse zootécnico do Brasil serão abordados.

Abstract

In Brazil, with the development of fish farming from the 80's, new techniques and alternative fish species to be cultivated began to emerge. Hence, the problems concernment to parasitosis also increased. In Brazil, despite the information about the occurrence of diseases, their causative agents, their agents predisposing, pathological aspects and methods of control have increased in the last years, they are still few. Similarly, farmers are still poorly informed about the correct techniques of management and health of fish. In this chapter, the main parasitosis of interest for fish culture will be discussed.

Introdução

As pisciculturas, particularmente as intensivas, assim como todas as grandes concentrações de animais, tendem a serem ambientes favoráveis a surtos epizooticos devido a diversos fatores que favorecem o aparecimento de doenças. A alta densidade de estocagem aliada ao manejo de rotina que os animais sofrem são fatores causadores de estresse. Além disso, muitos organismos que são patogênicos facultativos tornam-se prejudiciais aos seus hospedeiros quando encontram situações propícias para sua proliferação.

No Brasil, existem poucos profissionais trabalhando no campo da Parasitologia e Patologia de Peixes, os quais dificilmente podem atender a crescente demanda. Há, portanto, necessidade de uma melhor divulgação por esses profissionais quanto ao uso de medidas preventivas e principalmente uma correta orientação quando ao uso de agentes terapêuticos, pois um erro no diagnóstico ou de dosagem poderá ser fatal e comprometer todo o plantel. Prieto et al. (1994) descreveram sucintamente uma chave de diagnóstico diferencial de 49 espécies de parasitos de peixes de água doce com importância zootécnica, através de um programa de desenvolvimento de aquicultura em Cuba. Ceccarelli et al. (1990) e Figueira & Ceccarelli (1991) relataram algumas doenças ocorridas no Centro de Pesquisas em Peixes Tropicais (Cepta), em Pirassununga, São Paulo. Békési (1992) relatou algumas parasitoses de peixes brasileiros, principalmente da região Norte do Brasil. Martins & Romero (1996) e Martins et al. (1995) observaram importantes alterações em peixes cultivados parasitados por mixosporídeos e monogenéticos. No Estado de São Paulo, estudos feitos por Martins et al. (2000, 2002) sobre levantamento das parasitoses em pisciculturas, relataram a maior ocorrência de parasitos helmintos da classe Monogenea. Uma abordagem dos principais parasitos encontrados em peixes de interesse zootécnico será feita a seguir. Assim, o objetivo deste capítulo é fazer uma abordagem das principais parasitoses encontrados em peixes de interesse zootécnico no Brasil.

Doenças causadas por Protozoários

Os protozoários talvez estejam entre os principais grupos de microrganismos que causam danos consideráveis às criações, pois sua reprodução é muito eficaz quando em ambiente favorável. Podem ser parasitos obrigatórios ou comensais que, sob certas circunstâncias, tornam-se muito patogênicos. Isto ocorre, principalmente, quando a relação hospedeiro-parasito-ambiente é afetada por condições ambientais e de manejo nas pisciculturas e pesque-pagues. Fatores como qualidade da água e temperatura podem afetar tanto o hospedeiro quanto o parasito. Rogers & Gaines (1975), relatam ainda que a reação dos peixes diante de tais infestações depende também do tamanho, idade, sexo e eficiência imunológica.

Ictiofitiríase

Doença causada pelo protozoário ciliado *Ichthyophthirius multifiliis*. De forma arredondada, ocasionalmente oval, mede aproximadamente 1,0 mm

quando adulto apresentando um típico núcleo central em forma de ferradura. Móveis, sua importância é grande devido ao fato de possuir um ciclo direto e que pode se completar em poucos dias, e também pela sua baixa especificidade parasitária. O parasito adulto é denominado *trofonte*, e está presente no tecido branquial ou na pele de peixes infectados. Atingindo a maturidade, sai do hospedeiro e aloja-se no substrato dos tanques de cultivo. Agora é denominado *tomonte*, que secreta uma parede cística e sofre divisões binárias, originando vários *tomitos* que se transformarão em *terontes*, que se espalham no meio após rompimento do cisto. Os terontes são as formas infectantes, claviformes e repletas de cílios. Os terontes precisam encontrar um hospedeiro em poucas horas, caso contrário morrerão. Nesta fase, seu tempo de vida depende das reservas energéticas e da temperatura da água. Ewing & Kocan (1988) demonstraram experimentalmente que existe a possibilidade de reprodução do parasito no epitélio do peixe, o que é de importância relevante, uma vez que novas infestações são favorecidas. Este tipo de reprodução é vantajoso para o parasito, pois quando este não encontra as condições adequadas para reprodução no ambiente aquático, o seu ciclo pode completar-se no hospedeiro. *I. multifiliis* pode ser encontrado na superfície do corpo, nadadeiras, olhos e brânquias dos peixes.

Sinais clínicos

Pontos brancos na superfície do corpo, nadadeiras e brânquias, hemorragias e posterior invasão bacteriana e/ou fúngica são sinais dessa doença (Figura 1). Anorexia, peixes vagando na superfície da água ou aglomerados na entrada da água, emagrecimento, excessiva produção de muco e o comportamento de raspar-se em pedras ou na parede do tanque também caracterizam a infecção. Predação e morte são outras consequências da doença.

Patogenia

Sua ação patogênica ocorre devido à penetração dos terontes no epitélio com a ajuda de uma estrutura chamada “perforatorium” localizada na extremidade do parasito. Após a penetração, ocorre a produção de mucocistos que promovem a sua fixação. Este fenômeno é muito importante, pois durante esta penetração pode haver necrose do tecido pelas substâncias secretadas, sendo responsáveis pela formação de uma cápsula gelatinosa sobre o parasito, de modo que esta o proteja do ambiente (Ewing et al., 1985). Esta camada sobre o parasito é responsável pela dificuldade de tratamento nesta fase da infestação. A nutrição deste importante parasito consiste principalmente de células do hospedeiro. Quando estão presentes no tecido branquial, são responsáveis pela perda funcional deste órgão, prejudicando a respiração e troca de sais com a água.

Ventura & Paperna (1985) observaram os efeitos patológicos deste parasito sobre ciprinídeos e bagres. Na porta de entrada do parasito observa-se a pele severamente irritada e opaca. Microscopicamente verifica-se vacuolização das células, picnose nuclear e a infiltração de neutrófilos, linfócitos e eosinófilos. Terontes e trofontes jovens são observados na base e

na região mediana da lamela branquial. Células semidigeridas e resíduos celulares podem ser vistos dentro de vacúolos no citoplasma do parasito, o que sugere um crescimento do trofote a partir de ingestão de células epiteliais. O crescimento do trofote na membrana basal provoca deslocamento da camada superior do epitélio, como que acomodando o parasito na superfície do corpo do peixe. Observações feitas por Kurovskaya & Osadchaya (1993) e Martins et al. (2000) confirmaram a importância desta parasitose na criação, principalmente em alevinos de carpa, pacu, tambaqui, tambacu e traíra. Sin et al. (1994) observaram imunidade adquirida contra a doença em fêmeas de tilápias matrizes vacinadas contra *I. multifiliis* antes de desovarem. Após a desova houve sobrevivência de até 95% dos alevinos destas matrizes, mostrando que a imunidade pode não apenas ser via ovos, mas também por incubação dos ovos na boca da mãe, que é costume neste tipo de peixe.

Estes parasitos podem estar presentes normalmente em pequena quantidade nos peixes, sem causarem danos, mas se houver uma queda na resistência do hospedeiro por algum tipo de estresse, o parasito com certeza irá se desenvolver. O tratamento nas fases de tomonte e trofote já bem avançadas é muito difícil, pois os peixes já se encontram muito debilitados para suportar algum tratamento. Não obstante, quando presentes, os trofontes secretam uma túnica mucilaginosa sobre si que impede a penetração do medicamento.

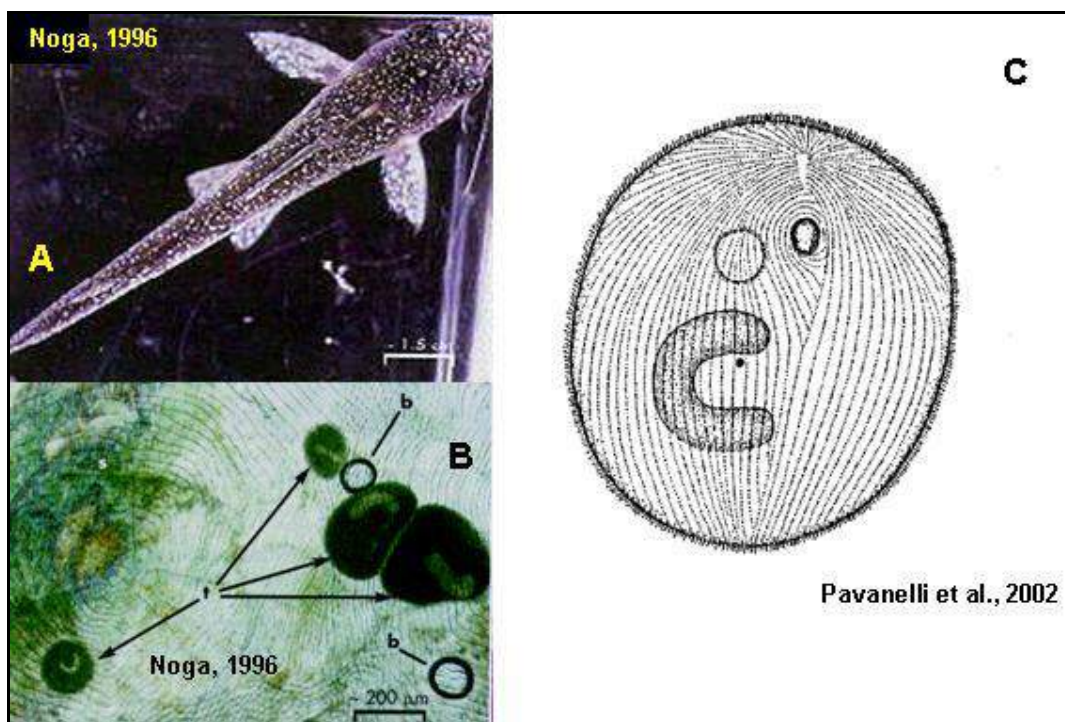


Figura 1. *Ichthyophthirius multifiliis*. (A) Infestação no epitélio. (B) Montagem úmida em lâmina. (C) Figura evidenciando núcleo e cílios.

Piscinodinfase

Doença causada pelo parasito dinoflagelado mastigóforo *Piscinoodinium pillulare* (= *Oodinium limneticum*), são parasitos com ciclo de vida muito parecido com *I. multifiliis*. São ectoparasitos de brânquias e de superfície do corpo de peixes de água doce, preferencialmente de águas tropicais. Não possui especificidade parasitária e invade o tegumento e brânquias dos hospedeiros. Seu corpo é piriforme ou em forma de saco, de cor castanho-amarelada. Mede até cerca de 160 μm de comprimento. Assim como *I. multifiliis*, suas formas jovens são infectantes e móveis, porém estas apresentam flagelos e são muito menores que os adultos (Figura 2). Ao aderirem ao hospedeiro, tornam-se imóveis até a fase adulta, quando então se soltam do peixe e tomam a forma arredondada ou oval, dando seguimento à várias divisões até a maturação final e rompimento do cisto. Fixam-se por meio de estruturas denominadas rizóides ou rizocistos. Os rizocistos penetram nas células do hospedeiro e provocam alterações estruturais e morte dessas células. Podem ocorrer em ambientes sem que tenha coincidido superpopulação, excesso de matéria orgânica e alteração na temperatura. O surgimento de *P. pillulare* pode também estar ou não associado a outros parasitos.

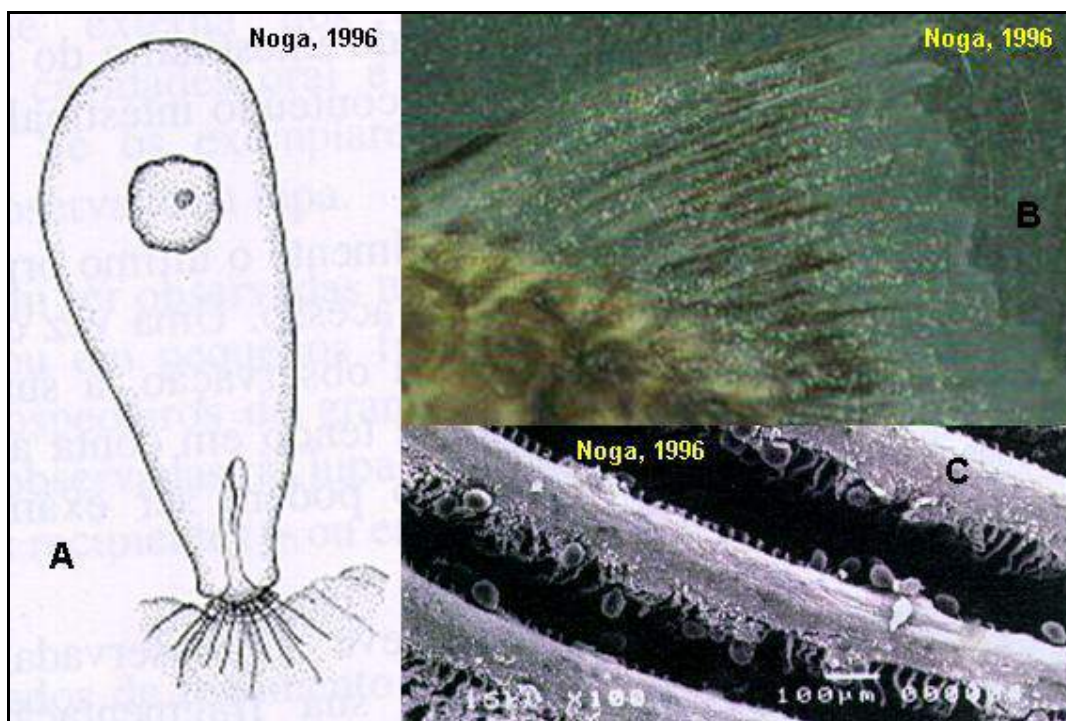


Figura 2. *Piscinoodinium pillulare*. (A) Gravura esquemática. (B) Infestação em nadadeira dorsal. (C) Micrografia de brânquias, visto em microscópio eletrônico de varredura.

Sinais clínicos

As brânquias ficam salpicadas de uma substância com coloração clara, lembrando pequenas partículas de “areia”. Quando na superfície do corpo e nadadeiras, podem provocar hemorragias e posterior invasão bacteriana e/ou fúngica. Os sintomas apresentam-se na forma de anorexia, peixes nadando rapidamente em círculos à flor d’água, vagando na superfície ou aglomerados na entrada da água, emagrecimento, excessiva produção de muco e o comportamento de raspar-se em pedras ou na parede do tanque.

Patogenia

Causam hemorragias petequiais no tegumento, degeneração e necrose das células afetadas, podendo haver inflamação. Quando nas brânquias, geram hiperplasia interlamelar nas lamelas secundárias, provocando diminuição da capacidade respiratória. Em poucos dias pode haver mortalidade maciça em peixes de piscicultura.

Tricodinose

A tricodinose é causada por protozoários ciliados do gênero *Trichodina* (Figura 3). Possuem forma circular e no centro do corpo pode-se observar um disco adesivo, rodeado por uma coroa de dentículos. Podem medir até 86 µm de diâmetro. Em microscópio pode-se visualizar facilmente os dentículos e seu movimento rotatório. São organismos que normalmente estão presentes nos tanques de piscicultura, e que proliferam-se rapidamente em águas com excesso de material em decomposição, atacando então, os peixes. Quando encontram ambientes favoráveis, podem parasitar a superfície do corpo, nadadeiras e brânquias dos animais. Algumas espécies podem ser endoparasitos.

Sinais clínicos

Os peixes parasitados apresentam-se debilitados, nadando na superfície da água, além de apresentarem hemorragias nos casos mais graves. Excessiva produção de muco também ocorre, tendendo a formar um delgado filme esbranquiçado sobre o corpo do peixe.

Patogenia

As lesões provocadas são algumas petéquias (pontos hemorrágicos) e desintegração do epitélio, freqüentemente abrindo caminho a infecções secundárias por fungos e bactérias. Lom (1973) comentou que as lesões não poderiam ser provocadas pelos dentículos, pois estes não sobressaem do nível do disco adesivo. Mas uma grande quantidade destes parasitos causa irritação do epitélio, resultando em injúrias celulares. Movimentos rotatórios e de sucção no tecido do hospedeiro em direção ao interior do corpo do parasito produzem lesões superficiais. Rogers & Gaines (1975) observaram hiperplasia e necrose da epiderme, bem como nadadeiras erodidas ou

desgastadas e perda de apetite. Geralmente os parasitos do gênero *Trichodina* são acompanhantes de outros parasitos, em alguns casos.

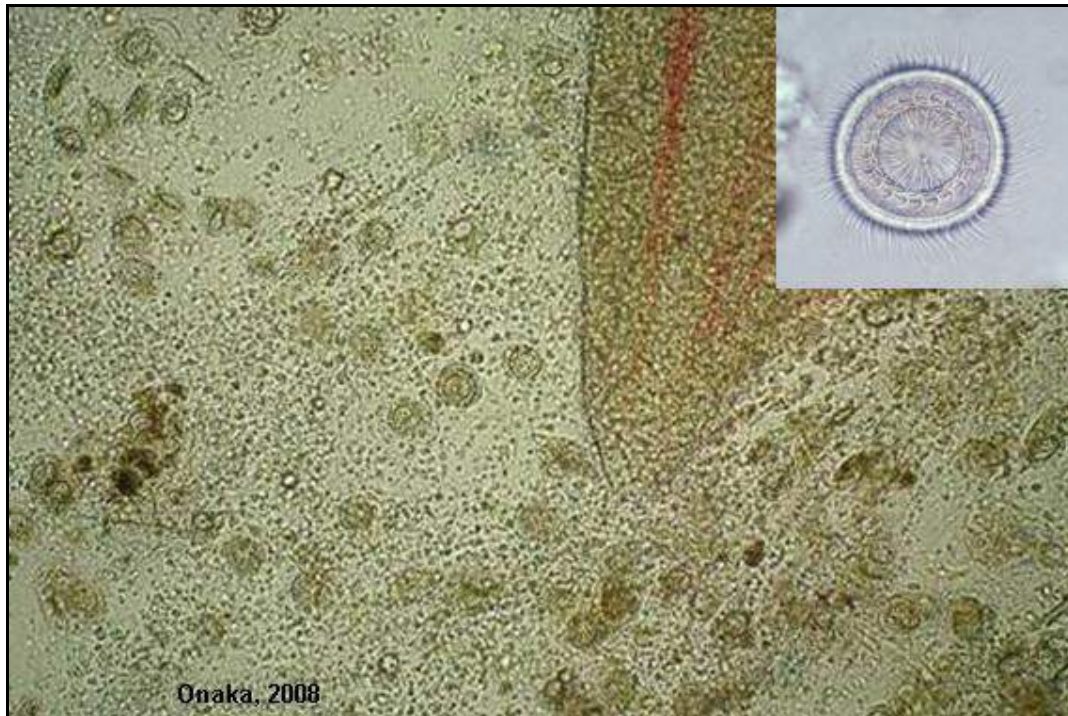


Figura 3. *Trichodina* sp. em brânquias de *Oreochromis niloticus*.

Ciliados Sessilina

Os protozoários ciliados da subordem Sessilina mais encontrados parasitando peixes são dos gêneros *Epistylis*, *Apiosoma* (= *Glossatella*) e *Ambiphrya*. São freqüentemente encontrados na superfície do corpo e brânquias de peixes de água doce, de qualquer classe de tamanho. Estão presentes normalmente em condições naturais, e podem se tornar patogênicos quando ocorre algum desequilíbrio entre o ambiente e o hospedeiro (Figura 4).



Figura 4. *Epistylis* sp colonizando brânquias de *Piaractus mesopotamicus*.
Sinais clínicos

Geralmente são assintomáticos, e ocasionalmente podem ocorrer mudanças na pigmentação do tegumento e excesso na produção de muco no corpo e brânquias. Estas últimas podem ter aparência hemorrágica. Infestação severa provoca anorexia e comportamento apático anormal.

Patogenia

Epistylis spp. pode provocar lesões tegumentares com aspecto hemorrágico. Pode ocorrer elevada mortalidade em peixes pequenos em caso de alta densidade associada com má qualidade da água.

Mixosporidiose

A mixosporidiose geralmente pode ser originada por um ou mais dos metazoários do Filo Myxozoa (mixosporídeos da família Myxobolidae). Os mais freqüentes são *Myxobolus* spp. e *Henneguya* spp (Figura 5). Imóveis, formadores de cistos em diferentes órgãos do corpo do hospedeiro, medindo aproximadamente de 20 a 70 µm de comprimento, apresentam corpo oval ou alongado com ou sem cauda, providos de cápsulas polares alongadas ou ovais que contêm um filamento polar. O ciclo de vida destes parasitos é complexo e ainda não totalmente esclarecido. No caso do gênero *Myxobolus*, sabe-se que para seu desenvolvimento é necessário um hospedeiro intermediário, um anelídeo oligoqueto (*Tubifex tubifex*) presente no ambiente aquático (Markiw & Wolf, 1983). Anteriormente, considerava-se que seu ciclo

seria de peixes infectados mortos liberando os esporos para infectar novos hospedeiros. Sabe-se pouco sobre o ciclo de *Henneguya*. Este gênero é encontrado comumente parasitando peixes brasileiros como o pacu, formando cistos de aproximadamente 1 mm de diâmetro dentro dos filamentos branquiais. Observações feitas em pacus selvagens capturados no Rio Aquidauana (MS) relataram cistos de *Henneguya* sp. nas brânquias e esporos de *Henneguya* sp. e *Myxobolus* sp. no rim, baço, fígado, coração e vesícula biliar (Campos et al., 2004). Esporos de *Myxobolus* sp. foram encontrados com frequência no cérebro de pacus *P. mesopotamicus* do Rio Aquidauana (Campos, 2006). *Myxobolus colossomatis* (46,6%) foi encontrado na pele de tambaquis *Colossoma macropomum* cultivados na estação experimental de piscicultura, em Manaus/AM (Tavares-Dias et al., 2006).

Quando ocorre na musculatura, brânquias, olhos, fígado, rim, coração, baço, vesícula biliar e gônadas, formam cistos de coloração creme. *M. cerebrealis* ocorre na cartilagem cerebral. Outras espécies deste gênero podem ocorrer nas brânquias, musculatura, olho, rim, fígado, coração, baço, vesícula biliar e gônadas também (Eiras, 1994; Noga, 1996).

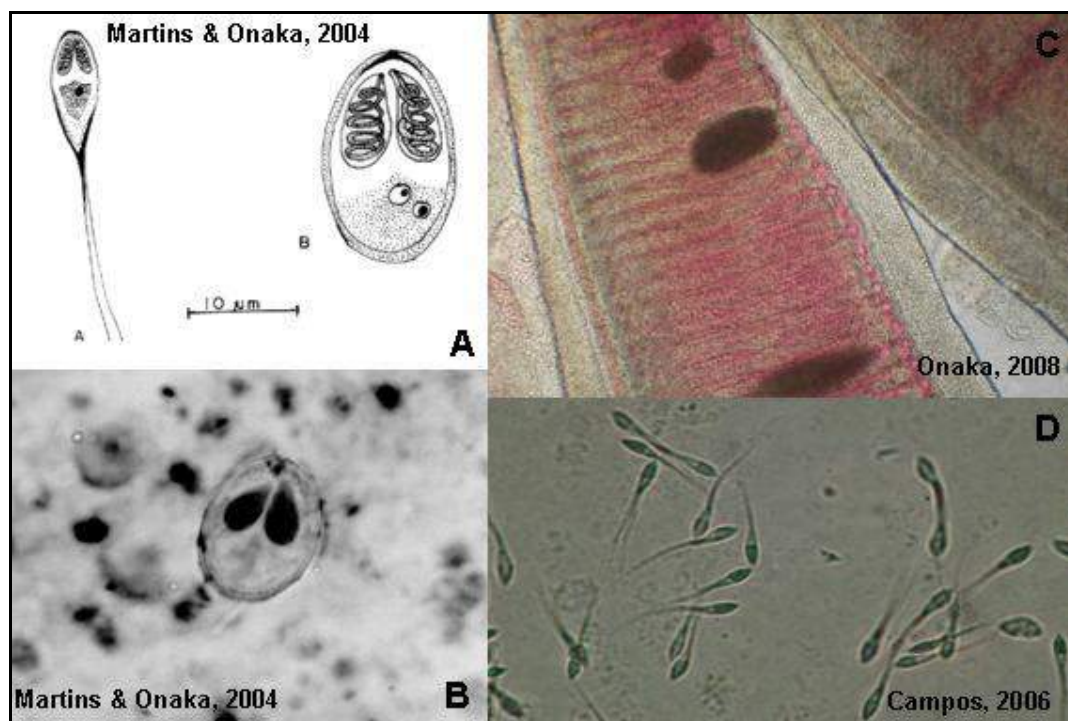


Figura 5. *Myxobolus peculiaris* (A-A), *Henneguya garavelli* (A-B), *Myxobolus peculiaris* (B), Cisto de *Henneguya souzai* (C), Esporos de *Henneguya piaractus* (D).

Sinais clínicos

Peixes parasitados por *M. cerebralis* nadam em círculos, lordose e escoliose, escurecimento da pele ou de um só lado do corpo. Enquanto que *Henneguya* sp. provoca inicialmente em primeira instância anorexia, aglomeração de peixes na entrada da água ou nado lento na superfície da água.

Patogenia

Brânquias hemorrágicas, inchadas com presença de cistos escuros nas lamelas branquiais, podem apresentar coloração marrom na extremidade dos filamentos branquiais. Hemorragias renais também são encontradas (Martins et al., 1995). Salmonídeos parasitados por *M. cerebralis* apresentando estes sinais da doença são levados à morte por anorexia e alterações na coluna vertebral. Quando ocorre este tipo de doença fatal na criação de salmões e trutas (Post, 1987) a melhor maneira de erradicar o problema é a desinfecção geral dos tanques/viveiros da propriedade, pois ainda não existe um tratamento eficaz e seguro. Parasitos do gênero *Henneguya* podem ser responsáveis por grande mortalidade em pacus cultivados quando associados a outros parasitos branquiais, onde comprometem totalmente a função respiratória do órgão. Quando há presença de cistos nos filamentos branquiais, ocorre maior contato célula a célula das lamelas secundárias, diminuindo a superfície de absorção de oxigênio, bem como aumento no número de células calciformes na extremidade dos filamentos branquiais, podendo chegar à hiperplasia e hipertrofia dos órgãos afetados (Martins et al., 1995). Quando presentes no rim podem alterar o equilíbrio hidroeletrólítico do organismo. Este parasitismo pode provocar queda na resistência dos peixes, deixando-os susceptíveis a infecções secundárias.

Doenças causadas por helmintos

A- Filo Plathyelminthes

a) Classe Monogenoidea

Helmintos da classe Monogenoidea, também chamados de monogenóides, monogenóideos ou monogenéticos (Figura 6), possuem forma alongada e achatada. São hermafroditas em sua maioria, medindo aproximadamente, 400 a 800 µm de comprimento, são providos de ganchos marginais ou âncoras na extremidade posterior do corpo denominada opisthaptor e, por vezes, ventosas na extremidade anterior denominada prohaptor. Na região mediana do corpo encontra-se a estrutura reprodutiva chamada de cirrus. Esta estrutura, aliada aos ganchos, é de grande importância taxonômica para a sua classificação. Localizam-se, principalmente, nas brânquias, pele e fossa nasais. Até oito espécies de monogenéticos podem ser encontradas em um único peixe. Possuem ainda alta especificidade parasitária.

Conforme Thatcher & Neto (1994) os monogenóides são helmintos ectoparasitos hermafroditas que têm ciclo de vida direto nos peixes de água doce neotropicais, facilitando o contágio. Os indivíduos adultos liberam ovos dos quais saem larvas ciliadas chamadas oncomirácídios, que obrigatoriamente precisam encontrar o hospedeiro em algumas horas, senão morrerão. Não têm ocorrido de forma sazonal, e comprometem principalmente criações de larvas e peixes jovens, já que os adultos parecem ser mais resistentes.

É importante destacar que a patogenicidade não é comum e a morte do hospedeiro não favorece a transmissão. Na maioria dos casos, a seleção natural resulta em organismos que causam um mínimo de prejuízo ao hospedeiro. As epizootias são resultados de uma ruptura no relacionamento equilibrado do hospedeiro com o parasita, criada por condições artificiais (Vargas, 2001).

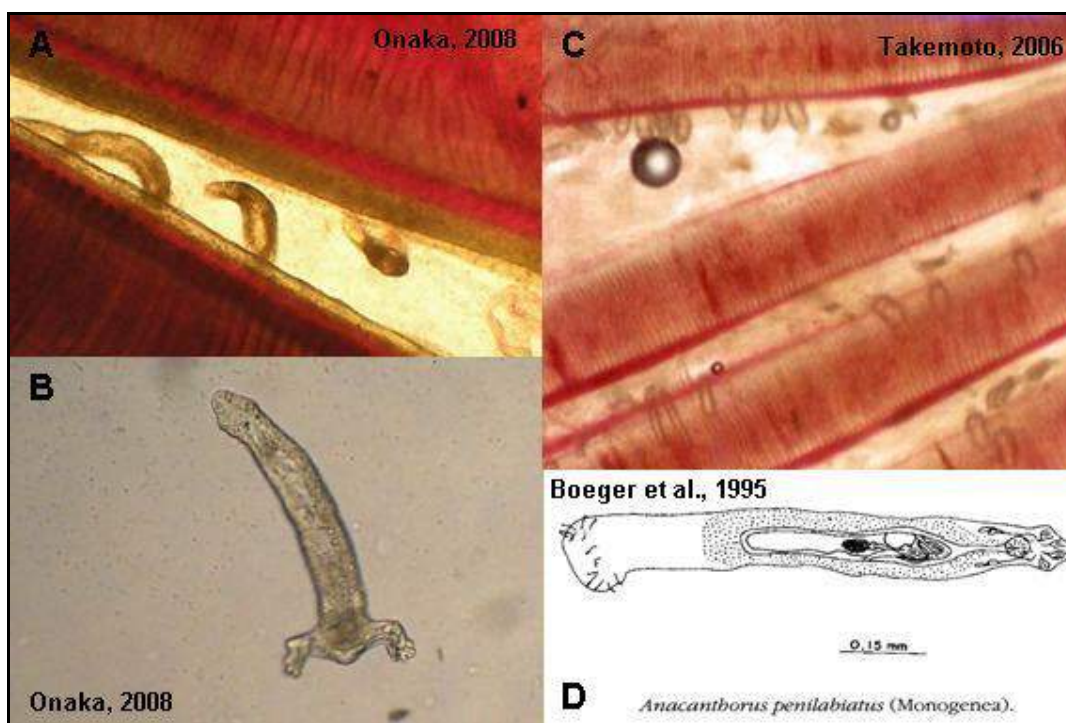


Figura 6. Monogenea. (A-B) Exemplares em brânquias. © Diplectanídeo de *Plagioscion squamosissimus*. (D) gravura de *Anacanthorus penilabiatatus* de *P. mesopotamicus*.

Acredita-se que, na fauna de peixes tropicais, cada espécie de peixe possua cerca de cinco espécies de Monogenoidea. Como no Brasil a fauna de peixes é representada por mais de 2000 espécies, é possível imaginar que

deve haver cerca de 10000 diferentes espécies desses parasitos. No entanto, até o presente momento, apenas cerca de 250 são conhecidas. Os Monogenoidea parasitos de peixes de água doce pertencem principalmente a duas grandes famílias: a dos dactilogirídeos e a dos girodactilídeos (Pavanelli et al., 2002).

A primeira é constituída de parasitos que se reproduzem liberando ovos. A segunda engloba as espécies vivíparas. Os membros da família Dactylogyridae formam um grupo de parasitas predominantemente das brânquias de peixes teleósteos, tanto de água doce como salgada. Todos são ovíparos e relativamente pequenos, possuem preferência de se fixarem nas brânquias, podendo ocorrer nas narinas e na superfície do corpo e mais raramente no ducto excretor. Possuem ciclo vital direto. O ovo depositado na água doce eclode e libera uma larva chamada de oncomiracídeo que nada ativamente à procura de um novo hospedeiro.

Já os girodactilídeos preferem parasitar a superfície do corpo. Existem algumas exceções de monogenóides que são endoparasitos, como *Polystoma* sp, que parasita a bexiga urinária de anfíbios, e do *Enterogyrus cichlidarum*, que atinge vísceras de *Tilapia mossambica* (Noga & Flowers, 1995). Esta é uma importante família que se reproduz pelo processo de poliembrionia seqüencial, são vivíparos e, portanto, não passam pela fase de oncomiracídeo. A temperatura parece ser um fator de grande importância na reprodução desses parasitos.

Kritsky et al. (1988a) descreveram espécies do gênero *Rhinoxenus* infestando cavidade nasal de peixes da Amazônia. *R. piranhus* para *Serrasalmus nattereri* (piranha), *R. arietinus* para *Schizodon fasciatum* e *Rhytidodus argenteofuscus*, *R. nyttus* para *S. fasciatum* e duas espécies do gênero *Schizodon* não identificadas para *S. fasciatum* e *Hydrolycus scomberoides*. A espécie *Rhinonastes pseudocapsaloideum* n. gen., n. sp. parasito da cavidade nasal de curimatã *Prochilodus nigricans* também foi descrita por Kritsky et al. (1988b).

Em Pirassununga (SP), Ceccarelli et al. (1990) em um levantamento sobre a ocorrência sazonal de parasitos no Cepta, constataram a ocorrência de Dactylogyridae nas espécies cultivadas, sendo a sua maior incidência nos meses de março a abril, mas não sendo os principais causadores das enfermidades naqueles peixes. Souza et al. (2000) notaram que *A. penilabiatus* está em franca expansão pelos pesque-pague e piscigranjas, no estado de São Paulo. Segundo Tavares-Dias et al. (2001) na região nordeste do Estado de São Paulo, não foi observada ocorrência sazonal para dactilogirídeos, porém, estão presentes o ano todo, embora a carga parasitária em *P. mesopotamicus* e *Leporinus macrocephalus* seja menor no inverno, aumentando na primavera e verão, acompanhando o aumento de temperatura. *Dactylogyrus vastator*, ocorre com grande incidência em tanques de alevinagem sendo quase sempre deletério, quando associado a *I. multifiliis* e a *Trichodina* (Figueira & Ceccarelli, 1991).

Garcia et al. (2002) encontraram *Urocleidoides* sp., um monogenóide da família Dactylogyridae, nas brânquias de *Xiphophorus* sp. de piscicultura, em Araraquara, São Paulo.

Em ensaio realizado por Onaka et al. (2001) para verificação de alterações hematológicas de pacu com infestação natural por monogenóides submetidos a tratamentos com levamisol e mebendazol, conjugados ou não,

a parasitose por *A. penilabiatatus* nas brânquias não interferiu negativamente de forma significativa sobre os parâmetros hematimétricos dos peixes.

Fujimoto et al (2002) avaliaram a intensidade parasitária de monogenéticos em juvenis de pacus quando suplementados com cromo na dieta e observaram grande interação entre os níveis de cromo e as densidades de estocagem, mostrando que na menor densidade de estocagem a adição de 12 a 18 ppm de cromo na ração propiciou uma diminuição do número de monogenéticos.

Boeger et al. (1995) descreveram *A. penilabiatatus* nas brânquias de alevinos de pacu de cultivo, no Estado do Paraná, os quais apresentaram mortalidade devido à alta carga parasitária. Merlini et al. (2002), em um levantamento de ectoparasitos em tilápia do nilo *O. niloticus*, em pesque pague de Umuarama (PR), observaram uma ocorrência total de 60%, tendo os *Dactylogyrus* uma ocorrência de 53,3%. Popazoglo (1997) encontrou seis espécies de *Gyrodactylus* em *Corydoras paleatus* e *C. ehrardti*, capturados no Rio Piraquara, Curitiba, PR.

Registro de *A. penilabiatatus* para dois novos hospedeiros, *C. macropomum* e *C. brachypomum*, ambos de cultivo, foi feito por Pamplona-Basilio & Kohn (2001), no Rio de Janeiro. Boeger & Popazoglo (1995) coletaram *Gyrodactylus geophagensis* n. sp. na superfície do corpo de cará *Geophagus brasiliensis*, no Rio da Guarda e *Gyrodactylus trairae* n. sp. na superfície do corpo de traíra *H. malabaricus*, no Rio Guandu, ambos no Estado do Rio de Janeiro.

Campos et al. (2002) relataram a ocorrência de Dactylogyrydae em *P. mesopotamicus*, cultivados em viveiro em Aquidauana (MS). Na Amazônia, Tavares-Dias et al.(2006) encontraram *Anacanthorus spathulatus* na pele e brânquias de tambaqui *Colossoma macropomum* cultivados. Em Brycon amazonicus, cultivados nesta mesma região, Malta et al. (2009) relatam a ocorrência de *Jainus amazonensis*, *Anacanthorus spiralocirrus*, *Tereancistrum kerri* e *Trinibaculum brasiliensis*. Em ambiente natural tem sido observado, em trabalho em andamento, monogeneas desta família em *P. mesopotamicus*, *Prochilodus lineatus*, *Pseudoplatystoma fasciatum* e *Schizodon borelli*, capturados no Rio Aquidauana (Campos, 2006).

O grau de severidade desta doença vai desde leve, sem resposta tecidual incrementada até um parasitismo grave com hiperplasia, focos necróticos, edema, desprendimento do epitélio e ruptura de células pilares.

A abundância populacional de *Gyrodactylus* spp. é geralmente maior nos meses de inverno e outono quando as temperaturas são mais baixas. Além da temperatura as condições de estresse do hospedeiro, motivadas pela reprodução, podem também influenciar positivamente o número de parasitas (Eiras, 1994). No útero de um exemplar pode ser observado, à transparência, um outro exemplar semelhante ao adulto e dentro desse, ainda, um outro exemplar.

Sinais clínicos

Peixes com monogenose apresentam, de forma geral, intensa produção de muco nas brânquias e superfície corporal do peixe, modificando o comportamento do mesmo. Úlceras na pele e lesões nas brânquias também são observadas (Pérez, 1999). O peixe passa a se esfregar nas paredes do

tanque ou em objetos no fundo do aquário, na tentativa de se livrar-se do parasito provocando lesões e ferimentos no corpo dos peixes e abrindo entrada para outras infecções secundárias. Também sobem à superfície da água. Ocorre anorexia, hemorragias cutânea e branquial, inchaço nos filamentos branquiais, emagrecimento e morte do animal.

Patogenia

Pelo modo que seus ganchos de fixação agem no corpo ou nas brânquias do hospedeiro, causam hiperplasia e hipertrofia branquial, hemorragias extensas e necrose do tecido. Poucos indivíduos podem ser responsáveis por mortalidade, desde que haja queda na qualidade da água e do oxigênio dissolvido. Esta infestação que nitidamente incomoda o peixe pode resultar em infecções secundárias por bactérias e fungos. Dessa forma não é descartada a hipótese de mortalidade em peixes adultos quando em condições aquáticas são inadequadas.

Quando fixos nos tegumentos provocam lesões pouco acentuadas quando comparadas às infecções branquiais.

b) Classe Digenea

Os digenéticos são endoparasitas platelmintos com ciclo evolutivo que necessitam de pelo menos um hospedeiro intermediário. Os estádios de larvas e adultos podem ser encontrados nos peixes, sendo que a larva encontra-se freqüentemente encistada (Pérez, 1999). Possuem a forma de folha, podendo ser alongados ou ovais, variando de 700 a 3000 μm de comprimento, chegando em algumas espécies, a atingir até vários centímetros. São quase todos hermafroditas com aparelho reprodutor complexo e providos de ventosa oral e acetábulo na região mediana do corpo (Figura 7).

Ao contrário dos Monogenea, os Digenea necessitam de um hospedeiro intermediário, geralmente um molusco, para completar seu ciclo de vida. Aves piscívoras ou peixes carnívoros que carregam o parasito adulto no intestino liberam ovos junto com as fezes, dos quais eclodem uma larva ciliada, o miracídio. Este é ingerido por um molusco, onde se desenvolvem a rédia e depois em cercárias. Estas abandonam o molusco e procuram um peixe apropriado para evoluírem em metacercárias, onde permanecem encistadas à espera que o hospedeiro definitivo se alimente do peixe parasitado.

A enfermidade metacercariose é causada por metacercárias que encistam na pele, músculo, sistema nervoso, gônadas, olhos, nadadeiras de peixes de água doce e marinha. Ao redor do cisto, observam-se depósitos de melanina, dando um aspecto enegrecido aos cistos. Esta enfermidade é chamada de “blackspot”, doença dos pontos negros. Os peixes quando estão altamente infestados apresentam um aspecto desagradável, não crescem e perdem valor comercial.

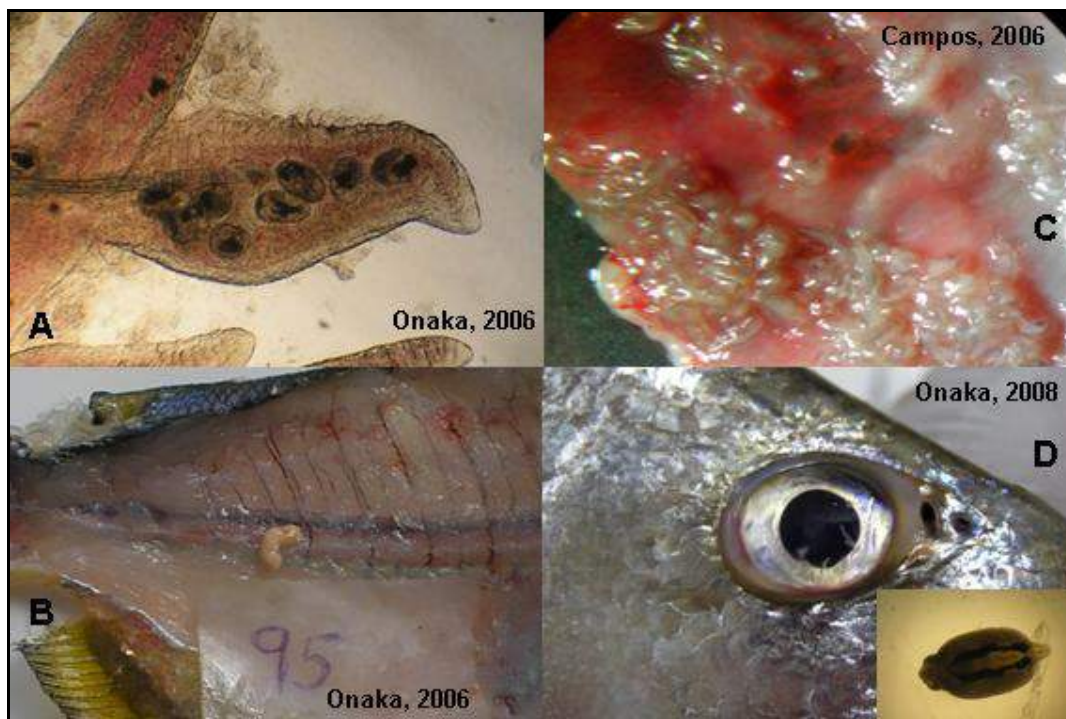


Figura 7. Digenea. (A) Encistado em brânquias. (B) Encistado na musculatura. (C) *Dadaytrema oxycephala* obstruindo o canal intestinal de *Piaractus mesopotamicus*. (D) Metacercárias (*Austrodiplostomum compactum*) em olho de *Plagioscion squamosissimus*

Uma das maiores e mais variadas das famílias de trematódeos digenéticos é a Didymozoidae. Trematódeos pertencentes a esta família são parasitos dos tecidos de peixes, sendo encontrados debaixo da pele, dentro das brânquias, dentro da parede do trato digestivo, dentro dos ovários, atrás dos olhos e na cavidade peritoneal. Embora a maioria seja hermafrodita, os sexos estão separados em alguns gêneros. *Brasicystis benetti* n. gen., n. sp. foi a terceira espécie parasita de peixe de água doce encontrada no mundo, sendo citada por Thatcher (1979a).

Fortes et al. (1996) registraram duas espécies de trematódeos digenéticos de traíra *H. malabaricus* do Lago Guaíba (RS): *Pseudallacanthochasmus grandispinis* Velasques, 1961, no intestino e metacercárias de *Ithyoclinostomum*. Malta et al. (2009) relataram metacercária de trematódeo no cecos pilóricos, mesentério e intestino matrinxã *B. amazonicus* coletados no Lago Catalão e Rio Solimões e piscicultura do Amazonas.

Campos (2006) encontrou *Dadaytrema* sp. no intestino de pacus capturados no Rio Aquidauana (MS). Guidelli et al. (2002) descreveram *Sanguinicola platyrhynchi* n. sp., um digenético parasita da cavidade visceral de *Hemisorubim platyrhynchos*, peixe conhecido como jurupoca na planície de inundação do alto Rio Paraná. Posteriormente, Guidelli et al. (2003) registraram, para essa mesma espécie de peixe, quatro espécies de digenéticos: *Crocodilica pseudostoma*, *Sanguinicola platyrhynchi*, *Sphincterodiplostomum* sp e uma espécie pertencente à família Gorgoderidae.

No reservatório de Volta Grande (MG), Martins et al. (1999) relataram a ocorrência de *Diplostomum* sp. no globo ocular de *P. squamosissimus* (corvina). No Brasil, ainda não foram diagnosticados casos de mortalidades provocadas por metacercárias no olho de peixes, porém Evans et al. (1976) comentaram que dependendo do tamanho do peixe, cerca de 40 metacercárias encontradas por olho podem causar catarata e cegueira.

Sinais clínicos

No caso de *Diplostomum spathaceum*, as metacercárias se encontram nos olhos de peixes silvestres ou de cativeiro, provocando movimentos lentos e anorexia por causa da cegueira. Trematódeos adultos da família Paramphistomidae como *Dadaytrema oxycephala* ou outros, podem causar dilatação intestinal, se em grande número (Thatcher, 1979b).

A importância dos trematódeos em peixes está principalmente no estágio de metacercária, quando se localizam no olho, e no caso de *Clinostomum marginatum*, provocam manchas amarelas ao longo da epiderme dos peixes parasitados. Essas manchas são decorrentes do acúmulo de melanina ou pigmento da epiderme ao redor do parasito.

As metacercárias podem também ser observadas nas brânquias dos peixes. Formam nódulos de 2 a 4 mm de tamanho. A doença das manchas negras em peixes é decorrente de trematódeos dos gêneros *Neascus*, *Diplostomum* ou *Metagonimus* que encistam na musculatura. Os peixes afetados mostram sinais de nervosismo, movimentos desordenados, petéquias na pele e zonas de escurecimento devido ao acúmulo de melanina que rodeia a metacercária.

Patogenia

A patogenicidade de *D. spathaceum* está relacionada à catarata dos olhos de peixes, que param de se alimentar, tornam-se apáticos e, portanto, presas fáceis (Rogers et al., 1983). Outros trematódeos adultos podem causar obstrução intestinal, se em grande número, e emagrecimento do hospedeiro ao longo do tempo por competição por nutrientes.

A migração das metacercárias no corpo do hospedeiro pode, em alguns casos, causar castração parasitária. A penetração ativa destas formas imaturas pode provocar exoftalmia nos peixes. Castelo (1984) observou em jaraquis, que devido à seca nos rios da Amazônia, os peixes encontram-se mais próximos do fundo onde localizam-se as macrófitas, diminuindo a distância entre o peixe e as metacercárias. Foram observados casos esporádicos da diplostomíase em peixes de cultivo no Brasil e sem causar

danos significativos, mas esta parasitose ocorre mais frequentemente em peixes de ambiente natural. Thatcher & Varella (1980) relataram tumor maligno em brânquia associado as metacercárias de *Ascocotyle* sp. (Heterophyidae), em peixes da Amazônia (*Chaetobranchius semifasciatus*; Cichlidae). *Dadaytrema* sp. está presente em pacus e segundo Conroy (1987) podem causar perda de apetite, apatia, coloração opaca no corpo, descamação das nadadeiras e perda de equilíbrio, o que pode ser confundido com columnariose.

c) Classe Cestoda

Os cestóides são endoparasitos do grupo dos platelmintos, conhecidos popularmente por tênias (Figura 8). Uma de suas principais características é o fato dos adultos serem encontrados sempre no intestino dos peixes, porém as larvas podem ser vistas na cavidade visceral e órgãos em geral. O ciclo evolutivo das tênias de peixes é complexo, envolvendo quase sempre mais dois hospedeiros. O primeiro hospedeiro intermediário é sempre um microcrustáceo e o definitivo pode ser representado por peixes, aves e mamíferos, inclusive o homem.

De maneira geral, os peixes suportam bem o parasitismo, determinados pelos cestóides adultos, pois estes parasitas retiram apenas alimento necessário para sua sobrevivência. Danos mais sérios, entretanto, podem ser observados quando os parasitos utilizam estruturas de fixação mais eficientes e que podem determinar alterações importantes do ponto de vista histopatológico, nas camadas que constituem o intestino do hospedeiro. Deve-se considerar ainda a possibilidade de os parasitas causarem oclusão da luz intestinal devido à alta intensidade de infecção, muitas vezes, fatais para o hospedeiro.

No que se refere às larvas, estas são encontradas nos peixes quando estes funcionam como hospedeiros intermediários ou de espera. São chamadas de plerocercóides e quando se encontram alojadas no intestino dos peixes podem provocar hemorragia temporária, seguida de alguma reação inflamatória. Em alguns casos pode ocorrer reação não específica por parte dos hospedeiros determinando a encapsulação (formação de cistos) da larva na própria parede intestinal. Em outros, elas passam para o mesentério ou superfícies dos órgãos internos, onde se encistam. Os plerocercóides encapsulados podem ser encontrados em grandes números e quando presentes na parede intestinal podem diminuir a capacidade dos peixes de absorverem nutrientes (Pavanelli et al., 2002).

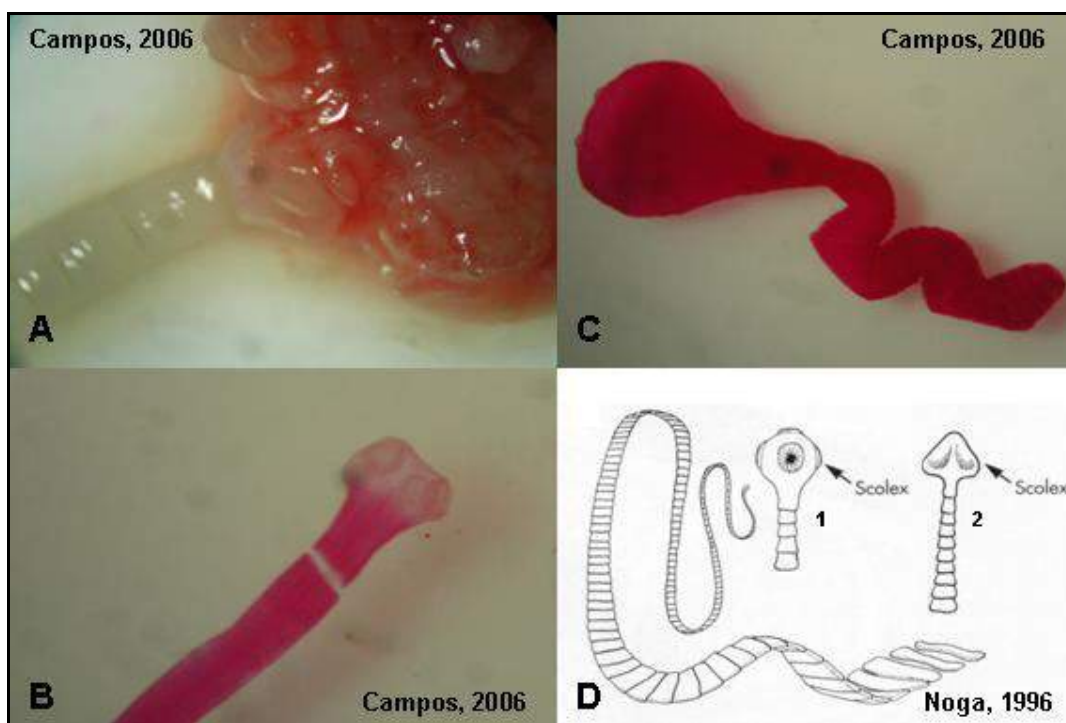


Figura 8. Cestoda. (A) Proteocefalídeo aderido ao epitélio intestinal de *Pseudoplatystoma fasciatum*. (B-C) Exemplares corados com carmim. (D) Gravuras de escólex de Proteocefalídeo (1) e de Pseudofilídeo (2).

Em levantamento no Rio Paraná, Machado et al. (1995) observaram que em pintado *P. corruscans*, a única espécie de parasito que apresentou relação entre intensidade de infecção e o ambiente foi *Spasskyelina spinulifera*. Mas, com relação ao nível de água somente três espécies *S. spinulifera*, *Nomimoscolex subodim* e *Megathylacus travassoi* apresentaram intensidade média mais alta no período de cheia.

Pavanelli & Takemoto (1995) descreveram duas espécies novas para o gênero *Proteocephalus*: *P. vazzolerae* n. sp. e *P. chubbi* n. sp. encontradas em *P. mesopotamicus* e *Gymnotus carapo*, respectivamente. Rego & Pavanelli (1987) descreveram duas espécies de cestóides proteocefalídeos encontradas em jaú *Paulicea luetkeni*: *Jauella glandicephalus* e *Megathylacus brooksi*. Estes também descreveram para jaú, *Travassielia avitellina* gen. N., sp. n. e redescreveram e registraram pela primeira vez para jaú o cestóide *Peltidocotyle rugosa*. Guidelli et al. (2003) examinando *Hemisorubim platyrhynchos* coletados no Rio Paraná observaram *Goezeela paranaensis*, *Spatulifer maringaensis* e *Mariauxiella piscatorum*.

Para ciclídeos foram registrados para *Cichla ocellaris* o cestóide *Proteocephalus macrophallus* por Scholz et al. (1996) e para *Cichla monoculus* a espécie *Sciadocephalus megalodiscus* por Rego et al. (1999).

No Pantanal, MS, exemplares de cachara *Pseudoplatystoma fasciatum* capturados no rio Aquidauana no mês de novembro de 2003 apresentaram no intestino as seguintes espécies de cestóides: *Harriscolex kaparari*, *Peltidocotyle rugosa*, *Choanoscolex abscisus*, *Nomimoscolex* sp., *Spatulifer rugosa* e *Megathilacus travassoi* (Campos, 2006).

Sinais clínicos

Geralmente não apresentam sintomas característicos, estando relacionados com a espécie do parasito, com a fase de desenvolvimento, com o número de parasitos existentes, além da espécie do hospedeiro.

Animais comprometidos apresentam inchaço na região ventral, podendo ser visualizado o próprio parasito nos órgãos internos e mesentério, quando da necropsia do mesmo.

Em animais de cultivo, a ocorrência não é muito comum, pois o ciclo desses parasitos é mais complexo, exigindo dois hospedeiros intermediários, sendo que, muitas vezes, o segundo hospedeiro é uma ave ou um mamífero.

Patogenia

Podem causar compressão visceral que provoca anorexia e também castração parasitária. A localização nos órgãos vitais do peixe, como coração, baço e cérebro, pode causar grande prejuízo na criação (Pellitero, 1988). Estudos com plerocercóides de *Triaenophorus noddulosus* foram feitos por Hoffmann et al. (1986) em diversos peixes que apresentaram freqüentemente migração dos parasitos por ductos biliares acompanhados de macrófagos e células epitelióides. A larva media 10-70 µm e o plerocercóide 320 µm. Os autores observaram aumento destes ductos parasitados. Observaram ainda que a calcificação é muito comum quando as cápsulas que envolvem os parasitos são de maior tamanho.

Schäffer et al. (1992) observaram em peixes capturados no Pantanal e no Rio Paraná, ocorrência de larvas de cestóides encistadas. Os nódulos foram observados no peritônio, no parênquima do fígado e baço e estavam envolvidos por uma outra cápsula de tecido conjuntivo do órgão afetado. A cápsula foi formada pela proliferação de fibroblastos arranjados concêntricamente. Foi localizado também um material amorfo entre o cisto larval e o nódulo da cápsula. Entretanto, segundo os autores, vários nódulos foram tomados pelo crescimento de estruturas granulomatosas ou em estágios mais avançados, por uma massa amorfa eosinofílica.

B - Filo Nematelminthes

Os nematóides são vermes cilíndricos e alongados, encontrados na água e no solo, como forma de vida livre, ou como parasitos invasores de plantas e animais (Figura 9). Os nematóides adultos, em peixes, vivem no trato digestivo ou nas cavidades corpóreas. Existem quatro estágios larvais antes do adulto e, no caso das formas parasitárias de peixe, o primeiro estágio larval é livre na água e aos outros estágios são parasíticos.

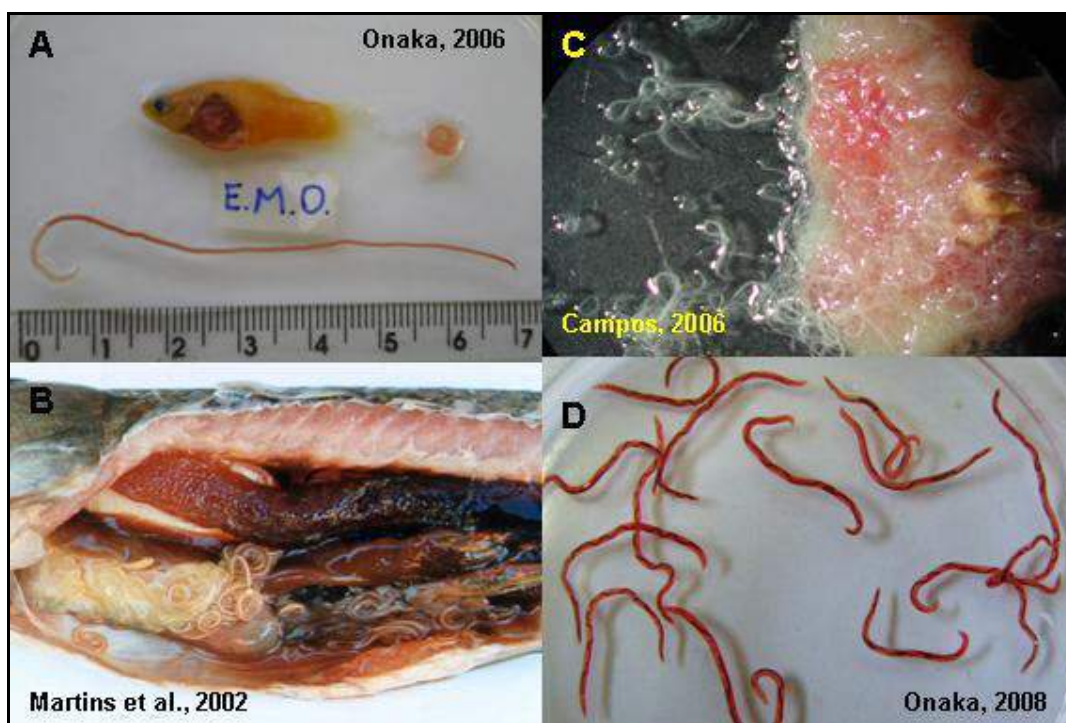


Figura 9. Nematóides. (A) Eustrongylidae em *Xiphophorus* sp. (B) Larvas de *Contracaecum* sp. no mesentério de *Hoplias malabaricus*. (C) *Rondonia rondoni* em intestino de *P. mesopotamicus*. (D) *Spirocamallanus* sp. de *Metynnis maculatus*.

Os danos causados por nematódeos em peixes variam muito, dependendo da espécie presente, do órgão invadido e do número de parasitas envolvidos (Thatcher & Neto, 1994).

No peixe, os nematóides adultos podem viver no intestino ou nas cavidades do corpo e as larvas na musculatura (Vargas, 1998).

Algumas espécies de nematóide, como é o caso dos anisaquídeos, são importantes em saúde pública, já que quando ingeridos pelo homem, podem causar zoonoses e apresentar sintomas merecedores de cuidados médicos.

Sinais clínicos

Geralmente é assintomático. Anorexia, perda de peso, anemia e morte podem ser relatadas. Diagnóstico positivo é confirmado em necropsia, onde se verificam larvas na parede interna do trato digestório e dentro da musculatura, no mesentério e nas vísceras dos peixes.

Quando ocorrem infestações por nematóides, geralmente não se observam sintomas específicos, pois em muitas vezes a larva do parasito se encontra encistada, e exames histopatológicos indicam que não ocorrem

muitas alterações importantes no tecido dos peixes. Os vermes adultos geralmente são assintomáticos, mesmo em grandes infestações.

Patogenia

Sua patogenia é ainda um pouco discutida, mas em algumas ocasiões pode causar fibrose ao redor do cisto (Eiras & Rego, 1989). Há redução do crescimento do peixe devido ao alto grau de infecção com conseqüente prejuízo zootécnico. As larvas podem ser destruídas em temperatura de 60°C ou por congelamento durante 24 h a – 20°C. *Eustrongylides* spp. encistados nas gônadas, freqüentemente provocam castração parasitária.

Em peixes de cativeiro, a patogenia relaciona-se com a possibilidade de ocorrer obstrução intestinal do hospedeiro por uma grande intensidade de nematóides, ou devido ao pequeno tamanho do hospedeiro. Em muitos casos, verifica-se que o parasito apenas se alimenta do conteúdo intestinal, competindo com o hospedeiro na absorção de nutrientes. Mas em alguns casos, como em infestações por *Goezia leporini*, a patogenia é bem severa, ocorrendo mortalidade em piaçus de 20 cm com apenas 6 parasitos adultos fixados no estômago. No caso de *Eustrongylides* sp., uma grande infestação pode fazer com que o peixe seja descartado para consumo, devido ao seu aspecto repudiante.

Nematóides das famílias Camallanidae, Cucullanidae e Philometridae vivem geralmente no intestino de peixes, alguns no fígado. As larvas atravessam a parede intestinal, penetram nos vasos sanguíneos e alojam-se na cavidade. Geralmente necessitam de hospedeiros intermediários, como crustáceos do grupo Cyclopoidea (*Cyclops* sp.). No caso de *Cucullanus minutus*, as larvas são importantes porque invadem a parede do intestino, especialmente a submucosa e produzem inflamação, necrose e destruição de capilares. Moravec et al. (1993), em revisão das espécies de nematóides coletados de peixes no Rio Paraná, registraram *Cucullanus pinnai* no intestino do mandi *Pimelodus ornatus*, do armado *Pterodoras granulosus* e do armadinho *Thrachydoras paraguayensis*. Também registraram *Cucullanus pseudoplatystomae* parasitando intestino de *P. corruscans*.

Philometra obturans é um nematóide encontrado encistado na pele, nadadeiras, ovário e cavidade de peixes causando peritonite, principalmente nos ciprinídeos, com conseqüente prejuízo na venda do peixe devido ao aspecto repugnante. Outros nematóides como *Camallanus* spp. possuem comportamento típico de desovar diretamente pelo ânus do peixe quando as fêmeas estão maduras, retornando posteriormente para o tubo digestório do animal. Fêmeas de *Camallanus caudatus* encontradas no intestino de peixes perfuram a porção distal do reto, atingindo a camada muscular e ficam com um terço do corpo no tecido do hospedeiro. Estas regiões, segundo Ferraz & Thatcher (1990) mostram-se hiperêmicas e com edema tecidual.

Parasitos de pacu da família Atractidae parecem não provocar danos significativos, apesar de apresentarem-se em altas infrapopulações. Martins & Urbinati (1993) e Campos (2006) relataram que nematóides da família Atractidae (*Rondonia rondoni*) são encontrados aos milhares no intestino de pacus. Quando aparecem em grande concentração de parasitas, pode levar a processos de obstrução intestinal, podendo trazer sérias conseqüências ao hospedeiro.

Nematóides da superfamília Dracunculoidea (*Anguillicola crassus*) são responsáveis por severas lesões na bexiga natatória de enguias jovens. A infecção segundo Haenen et al. (1994), produz inflamação no órgão.

Os helmintos de peixes têm sua importância ao longo do tempo, onde por sua ação espoliadora, irritativa ou mecânica, podem causar perda de apetite, perda de peso e aumento da susceptibilidade a outros patógenos.

Nematóides pertencentes à ordem Ascarida, subordem Ascaridina, superfamília Ascaridoidea e à família Anisakidae, composta por 24 gêneros, são causadores da anisakíase (ou anisakidose) humana.

Essa parasitose foi relatada primeiramente nos Países Baixos, em 1960, e desde então casos têm sido relatados no Japão, América do Norte, Canadá, Chile e Reino Unido, devido ao aumento na popularidade do “sushi”.

As larvas (L3) dos gêneros *Anisakis*, *Belanisakis*, *Phocanema*, *Porrocaecum*, *Paradujardnia*, *Pseudoterranova*, *Cleoscaris*, *Phocascaris*, nos peixes, localizam-se nas serosas viscerais e podem migrar para a musculatura, onde encistam, se constituindo, quando ingeridas, em risco potencial sob o ponto de vista de Saúde Pública.

Santos et al (2002) observaram prevalência de até 70% e intensidade média de até 9,5 parasitos (larvas de *Contracaecum* sp.) no mês de setembro em *Hoplias malabaricus*. Para esses hospedeiros, a prevalência, intensidade média e abundância média de *Contracaecum* foram significativamente maiores do que as observadas em *Cichla ocellaris* e *Plagioscion squamosissimus* do rio Paraná.

Eustrongylides spp. são nematóides que podem alcançar 10 cm de comprimento, de coloração avermelhada. As aves abrigam o verme adulto no proventrículo ou fígado. Liberam ovos nas fezes, que eclodem na água, originando larvas em estágio L1, que são ingeridas por anelídeos aquáticos (*Lumbricus variegatus*, *Limnodrilus*, *Tubifex tubifex*), onde desenvolvem-se em larvas L3 infectantes. O peixe infecta-se ao ingerir o anelídeo e o parasito transforma-se em larvas L4 que permanecerão encistadas à espera que sejam ingeridas por aves. No peixe o parasito se aloja no mesentério, vísceras, musculatura ou gônadas.

Avaliando a presença de larvas de *Eustrongylides* sp. em *H. malabaricus*, *Cichla ocellaris* e *Plagioscion squamosissimus* do rio Paraná, Santos et al (2002) verificaram que não houve diferença significativa na prevalência dessas larvas nos hospedeiros examinados. Entretanto, a intensidade média e abundância média de parasitos foram maior em *H. malabaricus*.

Estes nematódeos são parasitos em um grande número de animais marinhos incluindo leões-marinhos, baleias e golfinhos. É nestes mamíferos que o parasito adulto se encontra. Os ovos embrionados são eliminados nos fezes destes mamíferos e liberam as larvas do primeiro estágio na água de mar. Estas larvas então são ingeridas por crustáceos onde se transformam em larvas L₂ e L₃. Se os peixes ingerem os crustáceos infectados, as larvas do terceiro estágio são liberadas e penetram no intestino ou no músculo desse hospedeiro. Nesse local, as larvas se encistam.

Cerca de 100 espécies de peixes podem agir como hospedeiros intermediários. Os mamíferos marinhos ingerem os peixes e o ciclo se fecha. Os seres humanos serão infectados pelas larvas do terceiro estágio ao consumirem peixes crus ou inadequadamente cozidos.

Moravec et al (1992) registraram as seguintes espécies de nematóides parasitos de peixes do Rio Paraná: *Paracapillaria piscicola* em *Salminus maxillosus* (dourado); duas espécies não identificadas da família Capillariidae em *Schizodon fasciatus* e *P. corruscans*; *Travnema travnema* em *Pseudocurimata elegans elegans*; *Travnema araujoi* e *Cosmoxynema vianai* em *Pseudocurimata gilberti gilberti*; *Cosmoxynemoides aguirrei* em *P. gilberti gilberti* e *P. elegans elegans*; *Ichthyouris laterifilamenta* sp. n. em *Trachydoras paraguayensis*; *I. brasiliensis* em *Pterygophchthys aculeatus*; *Brasilnema pimelodellae* em *Pimelodella lateristriga*; *Parasynodontisia petterae* em *Rhinelepts aspera*; *Rondonia rondoni* em *Pterodoras granulosus* e *T. paraguayensis*. Quanto ao número de espécies e tamanho das infrapopulações, os nematóides aparecem em segundo lugar, após os cestóides em levantamento da fauna helmíntica de peixes do Rio Paraná, região de Porto Rico (Pavanelli et al., 1997).

Malta et al. (2009) relataram ocorrência do nematóide *Spirocamallanus inopinatus* em *Brycon amazonicus* de cultivo e do Lago Catalão e Rio Solimões, no Amazonas. Machado et al. (1995, 1996) encontraram em pintados, coletados no Rio Paraná, cinco espécies de nematódeos (*Cucullanus pseudoplatystomae*, larvas de *Eustrongylides* sp., larvas de *Contracaecum* sp. 1, larvas de *Contracaecum* sp. 2 e *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp.

No Rio Grande do Sul, em trabalho realizado por Fortes & Hoffmann (1995) foram descritas sete espécies novas de Nematoda, em peixes do Lago Guaíba: *Philometra fariaslimai*, *Porrocoecum jardimfreirei*, *Falcaustra mirandafroesi*, *Cucullanus patoi*, *C. riograndensis*, *C. fabregasi* e *C. debacoi*. Pereira Junior & Costa (1996) examinaram espécimes de *Micropogonias furnieri* com o objetivo de caracterizar o complexo de espécies da família Cucullanidae. Descreveram *Cucullanus cassinensis* sp. n. e *Dichelyne (Dichelyne) micropogoni* sp. n. e observaram *C. pulcherrimus*, *D. elongatus* e *D. (C.) amaruincai*. Fortes et al. (1999) estudaram os helmintos do cascudo-viola *Loricariichthys platymetopon* da Barragem Barbará. Examinaram 160 peixes e identificaram a espécie *Raphidascaris (Sprentascaris) malmerti* Nematoda, Anisakidae. Dos 160 peixes, 158 apresentaram *Raphidascaris (Sprentascaris) malmerti* e o número máximo de parasitos encontrados por peixe foi de 140.

C - Filo Acanthocephala

Os acantocéfalos são helmintos, parasitas, cilíndricos, com uma probóscide, retrátil, portadora de ganchos, que os adultos utilizam para fixar-se na parede do intestino do hospedeiro (Figura 10). Quanto a relação parasito-hospedeiro, este grupo de endoparasito é considerado, como uma grave ameaça para o desenvolvimento dos peixes, tanto na natureza como nas explorações industriais.

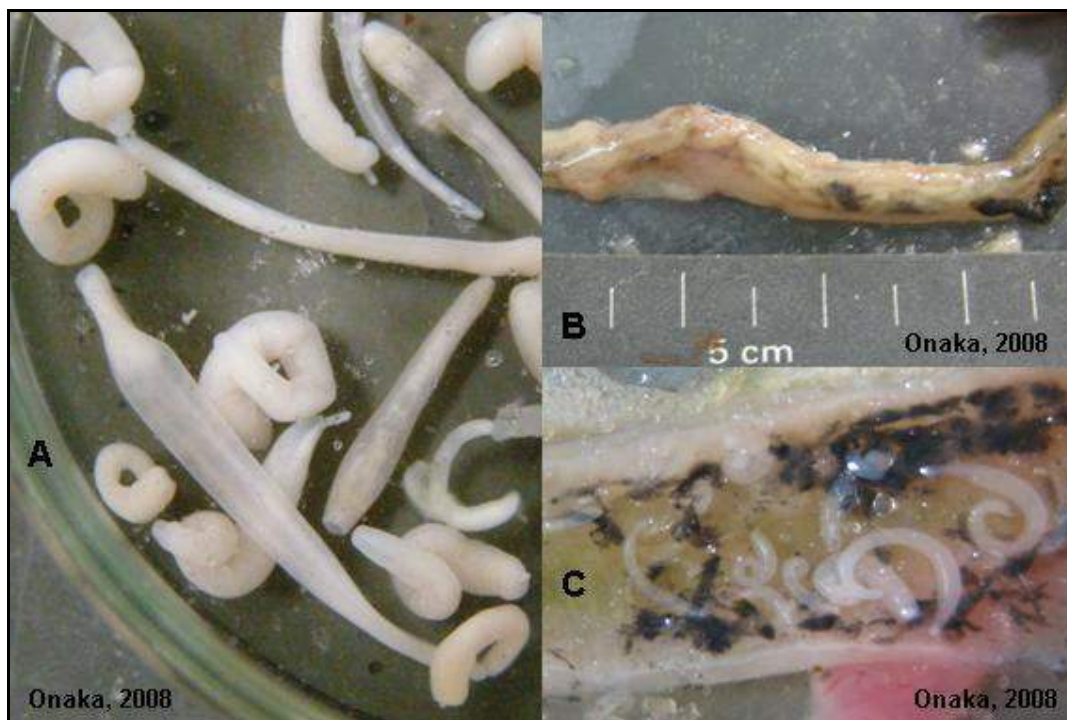


Figura 10. Acantocéfalos *Neoechinorhynchus* sp. de *Colossoma macropomum*. (A) Indivíduos livres. (B) Intestino com infestação massiva. (C) Espécimes aderidos à parede intestinal.

As condições de criação intensiva favorecem o parasitismo massivo, causando em certos casos, graves consequências aos hospedeiros, devido aos ganchos cefálicos do parasito provocar hemorragias e grandes lesões por necrose da mucosa intestinal.

Thatcher (1980) descreveu o acantocéfalo *Rhadinorhynchus plagioscionis* n. sp. no intestino de corvina *Plagioscion squamosissimus*, obtida em Manaus, AM. Outras espécies de acantocéfalos amazônicos também já foram descritas por Schmidt & Huhns (1973), como *Quadrigyus nickoli* sp. n.; *Q. torquatus*, *Paliolisentis polyonca* sp. n., *Neoechinorhynchus buttnerae*, *Neoechinorhynchus* spp.; *Gorytocephalus plecostomorum*, *Octospiniferoides australis* sp. n. e *Octospiniferoides incógnita* sp. n. Malta et al. (2009) descreveram em *B. amazonicus*, cultivado no estado do Amazonas, a ocorrência de *Echinorhynchus* sp.

Brasil-Sato & Pavanelli (1999) fizeram o primeiro registro de acantocéfalo *Noechinorhynchus pimelodi* para o mandi-amarelo *Pimelodus maculatus* do rio São Francisco e registraram uma prevalência de infecção de 39,33%.

Machado et al. (1995, 1996) descreveram a estrutura, diversidade e influência do sexo e tamanho na infrapopulação de pintado e traíra no Rio Paraná e encontraram duas espécies de acantocéfalos em traíras

Octospiniferoides incognita e *Echinorhynchus* sp. Guidelli et al. (2003) observaram *Quadrigyus machadoi* na cavidade visceral e intestino de *Hemisorubim platyrhynchos* do Rio Paraná.

Levantamentos de parasitos, realizados na Bacia do Paraná – Paraguai, por vários autores, em épocas diversas (Travassos & Kohn, 1965; Godoy, 1975; Kohn et al., 1985 Kohn & Fernandes, 1987; Oliveira & Ceccarelli, 1988) não registraram a presença de acantocéfalos no pacu *P. mesopotamicus*. Contudo, Hamann (1982), citado pelos mesmos autores, refere-se a esse peixe como um hospedeiro para a espécie de acantocéfalo *Echinorhynchus jucundus*. Campos (2006) também relata ter observado exemplares de acantocéfalo *Echinorhynchus jucundus* no intestino de pacus capturados no Rio Aquidauana (MS).

Segundo Pérez (1999), em espécies de peixes como o pacu e o piaçu são freqüentes o encontro destes parasitos na luz intestinal. Quando a infestação é alta podem ser observados inclusive no estômago dos peixes.

Doenças causadas por crustáceos

A - Lerneose

É uma famosa parasitose causada por crustáceos copépodos do gênero *Lernaea spp.*, ectoparasitos de peixes e girinos chegando a medir 12 mm de comprimento (Figura 11). *L. cyprinacea* é de origem exótica, suspeitando-se que esta espécie teria sido importada juntamente com carpas húngaras e disseminou-se no ambiente aquático brasileiro, a partir das criações.

As formas imaturas que passam por vários estágios de desenvolvimento (fase planctônica) transformam-se em copepoditos com forma típica de um copépodo e desde o estágio de primeiro copepodito já procura um novo hospedeiro para fixar-se na pele ou brânquias. A partir do estágio de copepodito VI estão prontos para cópula, o macho fecunda a fêmea e morre. A fêmea fixa-se no peixe e dá início ao crescimento dos processos cefálicos junto ao epitélio da superfície do corpo ou brânquias do animal (Kabata & Cousens, 1972). A partir daí o parasito toma uma forma atípica, alongada e com cabeça em forma de âncora. Crescem os sacos ovígeros e o ciclo se reinicia. São próprios de peixes de água doce e de pouca especificidade parasitária. São mais frequentes infestações na primavera e verão. No outono e inverno, observa-se que são mais frequentes as formas imaturas, de copepodito, sobre o peixe ou nas brânquias. No hospedeiro, localizam-se sobre a superfície do corpo, brânquias, nadadeiras, boca e, às vezes, nos órgãos internos.

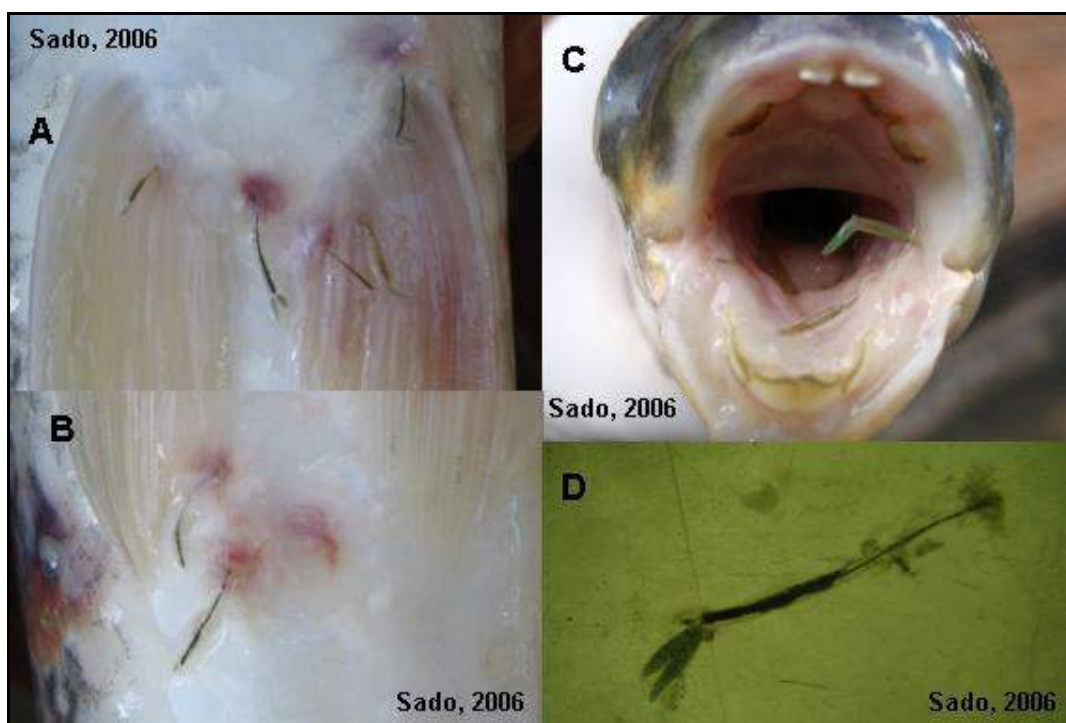


Figura 11. *Lernaean* sp. infestação em epitélio ventral (A-B), na região bucal (C) e espécime livre (D).

Sinais clínicos

Os peixes parasitados mostram-se apáticos, com anorexia e hemorragias puntiformes no corpo. Perdem o senso de direção e chocam-se contra as paredes do tanque, realizam subidas à superfície da água, podendo aglomerar-se nos vertedouros do tanque. Os peixes jovens são fortemente afetados, emagrecem, as brânquias tornam-se hemorrágicas e morrem quando não submetidos a tratamento. Em animais adultos, o parasito pode comprometer a reprodução e o sistema respiratório, originando infecções secundárias.

Patogenia

Onde os processos cefálicos crescem, observa-se inflamação e nódulos fibrinosos (Pellitero, 1988). Algumas vezes a cabeça do parasito pode alcançar um órgão interno como cérebro, fígado ou rim. Juntamente com monogenéticos, causam grandes perdas em criações.

Em infestação experimental, Ceccarelli (1988) observou que carpa capim, matrinxã, carpa comum e lambari apresentaram-se mais susceptíveis à *Lernaean* spp. Após 25 dias em água a 23,7°C, alevinos de pacu

apresentaram o parasito adulto. O ciclo de vida depende também da temperatura, sendo que em temperaturas inferiores a 15°C não se completa o ciclo. Martins & Souza Junior (1995) em infestação experimental de copepoditos de *L. cyprinacea* em girinos de rã, revelaram os parasitos adultos após 72 horas. Em altas infestações, torna-se difícil o tratamento, devido à resistência do parasito. Tais infestações com 3 a 4 parasitos adultos por cm² no corpo do peixe, não são tão freqüentes, mas a melhor forma de se controlar a doença é a prevenção e acompanhamento da criação para que a doença não evolua.

B - Lamproglênose

Esta doença, relativamente nova no Brasil, é provocada por crustáceos da mesma família da *Lernaea*, pertencentes ao gênero *Lamproglena*. De menores dimensões quando comparados aos primeiros, são visíveis a olho nu ou com uma simples lupa. São encontrados fixados aos filamentos branquiais em vários estágios de desenvolvimento, inclusive portando sacos ovíferos. As formas larvais são semelhantes a copepoditos de *Lernaea*, porém com o desenvolvimento a região anterior transforma-se em uma estrutura que, à primeira vista lembra o início da formação de “âncora” dos parasitos do gênero *Lernaea*. Através desta região, fixam-se fortemente nos filamentos branquiais e por vezes nos rastros branquiais (Figura 12).

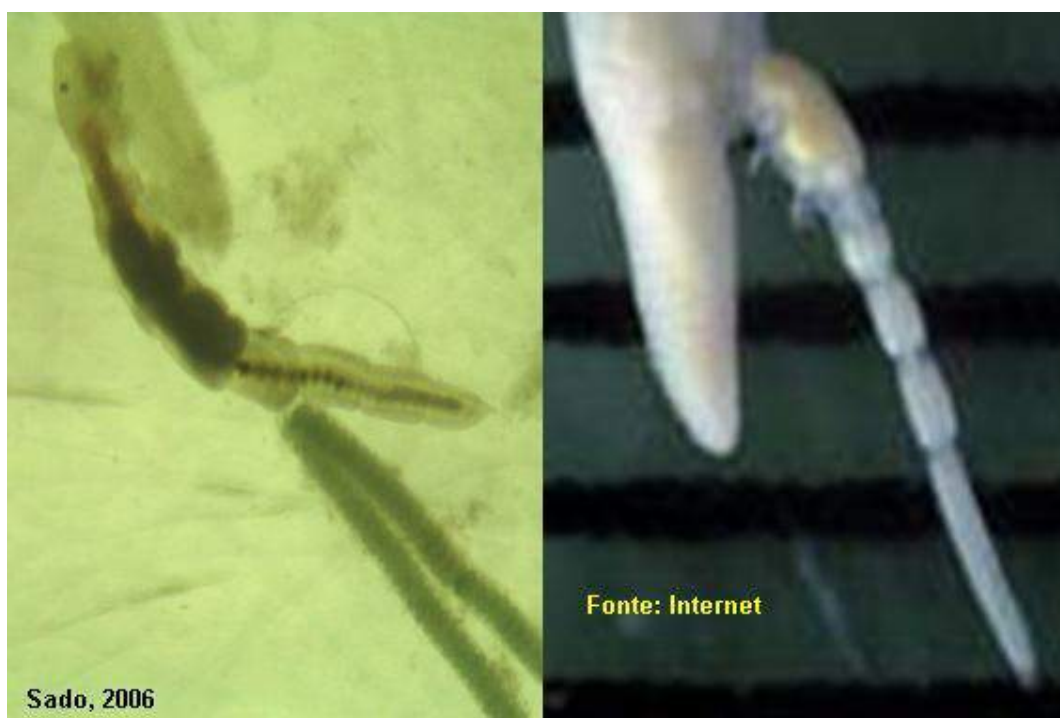


Figura 12. *Lamproglena* sp. aderidas a filamento branquial.

Geralmente assintomático, porém quando em alta infestação os peixes páram de se alimentar, podendo-se observar os parasitos macroscopicamente nas brânquias. Os peixes ficam apáticos, podendo se aglomerar na entrada da água. Em infestações massivas ocorre a morte do peixe.

Patogenia

Pelo seu tamanho avantajado, pode provocar sérias consequências no sistema de circulação branquial e na respiração dos peixes. Hiperplasia e hipertofia das lamelas com consequente hemorragia podem ser portas de entrada para outras infecções secundárias, cujos patógenos podem estar presentes no ambiente aquático.

C - Ergasilose

O responsável pela doença chamada ergasilose, é outro crustáceo copépodo, do gênero *Ergasilus*. Provido de antenas modificadas em ganchos para fixação no hospedeiro, os ergasilídeos podem ser encontrados vivendo no plâncton e medem aproximadamente 880 µm (Figura 13). O ciclo de vida é semelhante ao dos demais copépodos. Localizam-se preferivelmente nas brânquias e narinas dos peixes.

Não se tem observado grandes perdas em criações por estes crustáceos, na região Sudeste e Sul do Brasil. São mais comuns em pisciculturas da Amazônia. Em pisciculturas no estado do Amazonas, o *Ergasilus bryconis* tem sido documentado parasitando matrinxã *Brycon amazonicus* (Malta et al., 2009).

Sinais clínicos

Quando a infestação é intensa (100 a 1000 parasitos) observa-se estrutura branca quando se levanta o opérculo do hospedeiro. Assim como a lamproglenose, a fixação dos parasitos nas brânquias traz consequências de asfixia e também a possibilidade de infecções secundárias por fungos e bactérias.

Patogenia

Os ganchos, seu aparelho de fixação, penetram nos filamentos branquiais podendo provocar infiltração de células, hiperplasia epitelial, fusão de lamelas e até destruição e ruptura de vasos sanguíneos (Thatcher & Boeger, 1983). Nas brânquias de *B. amazonicus*, a presença de *E. bryconis* provoca infiltração, hiperplasia epitelial, metaplasia epitelial, transformação de células epiteliais em células mucosas e, conseqüentemente, a fusão das lamelas (Malta et al., 2009).

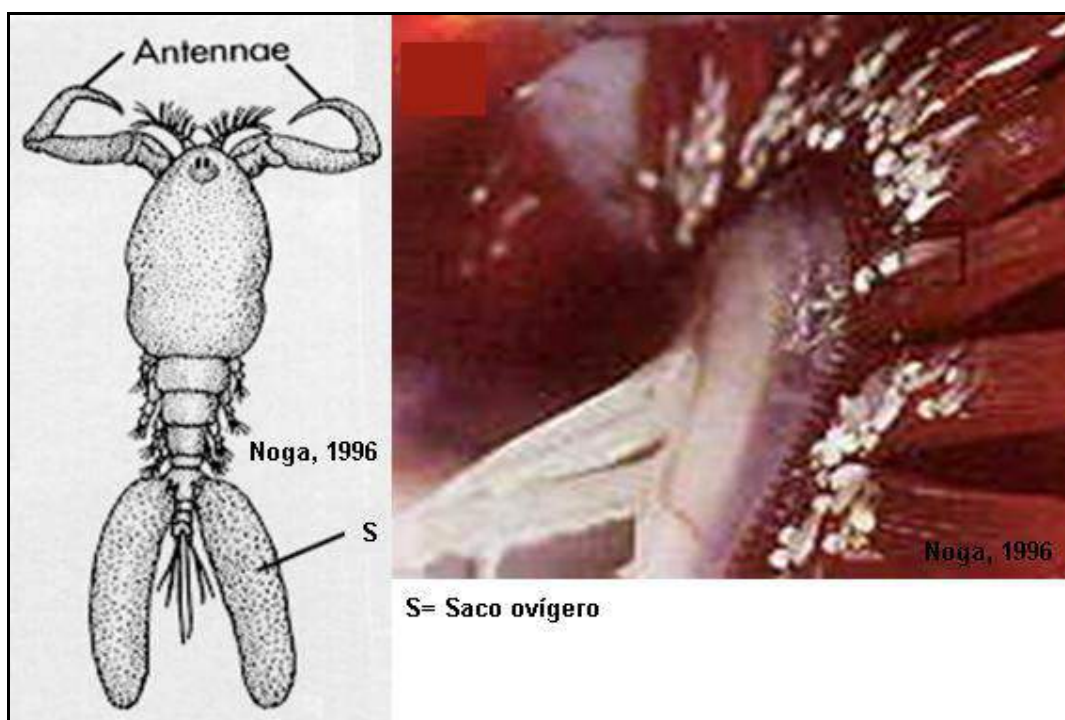


Figura 13. Ilustração de infestação por *Ergasilus* sp. nas brânquias.

D - Argulose

Pertencendo à subclasse Branchiura, *Argulus* spp. e *Dolops* spp. são os ectoparasitos responsáveis pela argulose, ou doença dos carrapatos. De forma foliácea, achatados, de até 15 mm de comprimento, providos de órgãos de fixação no hospedeiro, que podem ser ventosas, no gênero *Argulus*, ou ganchos, no caso de *Dolops* (Figura 14). São de baixa especificidade parasitária. As fêmeas copulam, saem do peixe parasitado para colocar os ovos em substrato submerso como plantas e folhas no fundo ou borda do tanque onde desenvolverão as formas imaturas semelhantes à mãe, que imediatamente procuram um hospedeiro e iniciam o ciclo. A reprodução ocorre de abril a setembro, podendo variar de acordo com a temperatura, sendo no ano inteiro quando em clima favorável. No hospedeiro, localizam-se em geral na superfície do corpo, nadadeiras e cavidade branquial.

Possui baixa especificidade parasitária, podendo ser encontrado parasitando tanto espécies de couro como de escamas, inclusive o tambaqui *C. macropomum* (Malta & Varella, 1983). Atualmente, *Dolops carvalhoi* é a espécie de argulídeo que mais está disseminada no Estado de São Paulo. Especula-se que este parasito tenha sido introduzido em águas desta região por meio da introdução de matrizes de tambaquis amazônicos nas

pisciculturas sem a realização de medidas sanitárias efetivas. A sua ampla ocorrência na Região Sudeste provavelmente deve-se à sua grande adaptação ao mais variados ambientes, aliado à sua baixa especificidade parasitária (Onaka, 2005).



Figura 14. *Dolops carvalhoi*, infestação no epitélio.

Sinais clínicos

Os peixes parasitados mostram-se agitados, parecendo querer retirar algo do corpo. Raspam-se contra as paredes do tanque ou o substrato. Hemorragias puntiformes são freqüentes e ocorre secreção de muco na superfície da pele e brânquias.

Patogenia

As hemorragias podem evoluir para lesões de maior tamanho com a conseqüente invasão bacteriana e fúngica. Estes parasitos são responsáveis por transportar viroses e bacterioses de importância na piscicultura. As brânquias tornam-se hemorrágicas e hiperplásicas podendo ocorrer necrose.

Temos observado que causam tanto dano quanto a *Lernaea* porque mudam muito de local num mesmo peixe para picar e se alimentar de células epiteliais e mucosas, quando liberam toxinas que causam degeneração linfocítica.

Todos os crustáceos parasitos podem causar danos nas brânquias, principalmente na fase de copepodito, quando se movimentam muito no corpo do hospedeiro (Martins & Souza Junior, 1995). Com isto as brânquias têm sua função respiratória diminuída pela ação alimentar dos parasitos e sua fixação. *Argulus* sp pode causar lesões oculares devido à fixação no globo ocular, provocando lesões superficiais que são agravadas por infecções secundárias por fungos e bactérias. Parasitoses por crustáceos freqüentemente provocam perda de peso nos peixes.

Considerações finais

Com o avanço da piscicultura no Brasil, a partir da década de 80, surgiram novas técnicas de criação e também alternativas quanto às espécies de peixes a serem cultivadas. Com a criação de empreendimentos do tipo pesque-pague, em algumas regiões, houve um aumento do número de pisciculturas e a intensificação das criações. O transporte de peixes do ambiente natural para o cativeiro ou entre diferentes criatórios é fator estressante, devido ao manejo de captura e ao próprio transporte, que muitas vezes é feito em condições de superpopulação ou aeração inadequada. Aliado ao fato de que os peixes são comprados de diferentes fornecedores e transportados em grandes densidades de estocagem, há o risco real de disseminação de doenças entre diferentes propriedades. Desse modo, se por um lado há aumento do número de criações de peixes, por outro há aumento da ocorrência de enfermidades, com sérios prejuízos aos criadores.

Referências

-
- ANDERSON, R. C.; CHABAUD, A. G.; WILLMOTT, S. 1974. *CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates*. England: Commonwealth Agricultural Bureaux.
- BÉKÉSI, L. 1992. Evaluation of data on ichthyopathologic analyses in the brazilian northern. *Ciência e Cultura*, 44: 400-403.
- BOEGER, W. A.; HUSAK, W. S.; MARTINS, M. L. 1995. Neotropical Monogenoidea. 25. *Anacanthorus penilabiatus* n. sp. (Dactylogyridae, Anacanthorinae) from *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes, Serrasalminae), cultivated in the State of São Paulo, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 90:699-701.
- BOEGER, W. A.; POPAZOGLO, F. 1995. Neotropical Monogenoidea. 23. Two new species of Gyrodactylus (Gyrodactylidae) from a Cichlid and na Erythrinid Fish of Southeastern Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 90:689-694.
- BRASIL-SATO, M. C.; PAVANELLI, G. C. 1999. Ecological and reproductive aspects of *Neoechinorhynchus pimelodi* Brasil-Sato & Pavanelli (Eoacanthocephala, Neoechinorhynchidae) of *Pimelodus maculatus*

- Lacépède (Siluroidei, Pimelodidae) of the São Francisco river, Brazil. *Rev. Bras. Zool.*, 16:73-82.
- BUCHMANN, K. 1987. The effects of praziquantel on the monogenean gill parasite *Pseudodactylogyrus bini*. *Acta Vet. Scandinavica*, 28:447-450.
- BUCHMANN, K.; KOIE, M.; PRENTO, P. 1987. The nutrition of the gill parasitic monogenean *Pseudodactylogyrus anguillae*. *Parasitol. Res.*, 73:532-537.
- BUCHMANN, K.; BJERREGAARD, J. 1990. Comparative eficacies of commercially available benzimidazoles against *Pseudodactylogyrus* infestations in eels. *Dis. Aquatic Org*, 9:117-120.
- CAMPOS, C. F. M. 2006. *Fauna parasitária e alterações teciduais em três espécies de peixes dos rios Aquidauana e Miranda, Pantanal Sul Mato-Grossense*. Tese (Doutorado em Aquicultura) – Centro de Aquicultura da Unesp, Jaboticabal.
- CAMPOS, C. F. M.; TOMBINI, A. A. M.; FONSECA, V. E.; SILVA, R.; ALMEIDA, V. F.; GONÇALVES, S.; TOMBINI, A. A. M. 2002. Parasitos, metazoários de pacu *Piaractus mesopotamicus*, cultivados em viveiro, na Bacia do Alto Paraguai, MS, Brasil. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p.162.
- CAMPOS, C. F. M.; FONSECA, V. E.; GIESEN, S. C.; ONAKA, E. M.; MORAES, F. R. 2004. Mixosporídeos em pacus *Piaractus mesopotamicus* capturados no rio Aquidauana, MS. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE AQUICULTURA E BIOLOGIA AQUÁTICA, 1, Vitória, ES. *Anais...*São Paulo: TecArt.
- CASTELO, F. P. 1984. Ocorrência de cistos de *Clinostomum marginatum* Rudolphi, 1819, “yellow spot disease” em filé de jaraqui (*Semaprochilodus insignis* Schomburgk, 1814). *Acta Amazonica*, 13: 325-326.
- CECCARELLI, P. S. 1988 Susceptibilidade à infestação de *Lernaea* (Copepoda: Lernaeidae) Linnaeus em diferentes espécies de peixes cultivados no CEPTA e testes de infestação no pacu *Piaractus mesopotamicus* em laboratório. *Bol. Téc. CEPTA*, 1:31-35.
- CECCARELLI, P. S.; FIGUEIRA, L. B.; LIMA, C. L. B. F. de; OLIVEIRA, C. A. 1990. Observações sobre a ocorrência de parasitas em no CEPTA entre 1983 e 1990. *Bol. Téc. CEPTA*, 3:43-54.
- CONROY, G. A. 1987. *Curso de Ampliación de Conocimientos sobre Ictiopatología*. Venezuela: Organización de las Naciones Unidas para Agricultura y la Alimentación.
- EIRAS, J. C. 1994. *Elementos de ictioparasitologia*. Porto, Portugal: Fundação Eng. Antônio de Almeida, 339 p.
- EIRAS J. C.; REGO A. A. 1989. Histopatologia em peixes resultante de infecções parasitárias. *Publ. Inst. Zool. Dr. Augusto Nobre*, Portugal , 208:1-11.
- EVANS, R. S.; HECKERMAN, R. A.; PALMIERI, J. R. 1976. Diplostomatosis in Utah. *Proc. Utah Acad. Sc.*, 53:23-25.
- EWING, M. S.; KOCAN, K. M. 1988. *Ichthyophthirius* (Ciliophora): population studies suggest reproduction in host epithelium. *J. Protozool.*, 35:549-552.
- EWING, M. S.; KOCAN, K. M.; EWING, S. A. 1985. *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) invasion of gill epithelium. *J. Protozool.*, 32:305-310.
- FERRAZ, E.; THATCHER, V. E. 1990. *Camallanus acaudatus* sp. n. (Nematoda: Camallanidae) é uma descrição do macho de *Camallanus*

- tridentatus* (D., 1884) parasitas de peixes da Amazônia Brasileira. *Amazoniana*, 11:135-145.
- FIGUEIRA, L. B.; CECCARELLI, P. S. 1991. Observações sobre a presença de ectoparasitas em pisciculturas tropicais de interior (CEPTA e REGIÃO). *Bol. Téc. CEPTA*, 4:57-65.
- FORTES, E.; HOFFMANN, R. P. 1995. Levantamento da fauna parasitária de peixes do Lago Guaíba, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev. Bras. Med. Vet.*, 17:107-111.
- FORTES, E.; HOFFMANN, R. P.; QUEROL, M. V. M. 1999. Presença de *Raphidascaris* (*Sprentascaris*) *mahnerti* (Pettet Et Cassone, 1984) Nematoda, Anisakidae em *Loricariichthys platymetopon* (cascudo viola), da Bacia do Rio Uruguai Médio, Uruguaiana, Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev. Bras. Med. Vet.*, 21:13-14.
- FORTES, E.; HOFFMANN, R. P.; SCARIOT, J. 1996. Trematódeos digenéticos de *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) do lago Guaíba, Porto Alegre, RS, Brasil. *Rev. Bras. Med. Vet.*, 8:230-248.
- FUJIMOTO, R. Y.; NAKAMURA, M.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. 2002. Avaliação da fauna parasitária de helmintos monogenéticos em juvenis de pacus (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg 1887) suplementados com cromo na dieta e submetidos a duas densidades de estocagem. 1. Resultados preliminares. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p.73.
- GARCIA, F.; FUJIMOTO, R.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. 2002. Identificação de *Urocleidoides* SP (Helmintos Monogenóides) em *Xiphophorus* sp de uma piscicultura de peixes ornamentais do município de Araraquara, São Paulo, Brasil. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p.141.
- GODOY, M. P. 1975. Peixes do Brasil: subordem Characoidei da Bacia do Rio Mogi Guassu. Piracicaba: Editora Franciscana:p. 2-4.
- GUIDELLI, G. M.; ISAAC, A.; PAVANELLI, G. C. 2002. *Sanguinicola platyrhynchi* n. sp. (Digenea: Sanguinicolidae) parasite in visceral cavity of *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) (Pisces: Pimelodidae) from the floodplain of the Upper Paraná River, Brazil. *Rev. Bras. Biol.*, 62:801-806.
- GUIDELLI, G. M.; ISAAC, A.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. 2003. Endoparasite infracommunities of *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) (Pisces: Pimelodidae) of the baía river, upper Paraná river floodplain, Brazil: specific composition and ecological aspects. *Braz. J. Biol.*, 63:261-268.
- HAENEN, O. L. M.; VAN BANNING, P.; DEKKER, W. 1994. Infection of eel *Anguilla anguilla* (L.) and smelt *Osmerus eperlanus* (L.) with *Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea) in the Netherlands from 1986–1992. *Aquaculture*, 126:219–229.
- HAMANN, M. I. 1982. Parasitos del pacu (*Colossoma mitrei*) del rio Paraná médio, Republica Argentina (pisces, Serrasalminidae). *Historia Natural, Corrientes*, 2:153-160.
- HOFFMANN, R. W.; MEDER, J.; KLEIN, M.; OSTERKORNJ, K.; NEGELE R.D. 1986. Studies on lesions caused by plerocercoids of *Triaenophorus*

- nodulosmin* some fish of an alpine lake, the Königssee *Journal of Fish Biology* 28(6):701 – 712.
- JOYON, L.; LOM, J. 1969. Etude cytologique, systématique et pathologique d'*Ichthyobodo necator* (Henneguy, 1883) Pinto, 1928 (Zooflagelle). *J. Protozool.*, 16:703-719.
- KABATA, Z.; COUSENS, B. 1972. The structure of the attachment organ of lernaeopodidae (Crustacea: Copepoda). *J. Fish Res. Bd. Canada*, 29: 1015-1023.
- KINKELIN, P.; MICHEL, C.; GHITTINO, P. 1991. *Tratado de las Enfermedades de los Peces*. Zaragoza, España: Editora Acribia.
- KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M.; Macedo, B.; Abramson, B. 1985. Helminths parasites of freshwater fishes from Pirassununga, SP, Brazil. *Mem. Instit. Oswaldo Cruz* 80(3):327-336.
- KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M. 1987. Estudo comparativo dos helmintos parasitos de peixes do rio Mogi Guassu, coletados nas excursões realizadas entre 1927 e 1985. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 82(4):483-500.
- KRITSKY, D. C.; THATCHER, V. E.; KAYTON, R. J. 1979. Neotropical monogenea. 2. The Anacanthorinae Price, 1967, with the proposal of four new species of *Anacanthorus* Mizelle & Price, 1965, from amazonian fishes. *Acta Amazonica*, 9:355-361.
- KRITSKY, D. C.; BOEGER, W. A.; THATCHER, V. E. 1988a. Neotropical monogenea. 11. *Rhinoxenus*, new genus (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) with descriptions of three new species from the cavities of Amazonian characoidea. *Proc. Biol. Soc. Wash.*, 101:87-94.
- KRITSKY, D. C.; THATCHER, V. E.; BOEGER, W. A. 1988b. Neotropical monogenea. 13. *Rhinonastes pseudocapsaloideum* n. gen., n. sp. (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae), a nasal parasite of curimatã, *Prochilodus nigricans* Agassiz (Cypriniformes, Prochilodontidae), in Brazil. *J. Parasitol.*, 74:695-698.
- KUROSIVSKAYA, L. N.; OSADCHAYA, S. A. 1993. The influence of *Ichthyophthirius multifiliis* on underyearling carp, *Cyprinus carpio*. *J. Ichthyol.*, 33:81-92.
- LOM, J. 1973. The adhesive disc of *Trichodinella epizootica*. Ultrastructure and injury to the host tissue. *Folia Parasitol.*, 20:193-202.
- MACHADO, M. H.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. 1995. Influence of type of environment and of the hydrological level variation in endoparasitic infrapopulations of *Pseudoplatystoma corruscans* (Agassiz) and *Schizodon borelli* (Boulenger) (Osteichthyes) of the high Paraná river, Brazil. *Revta Brasil. Zool.*, 12:961-976.
- MACHADO, M. H.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. 1996. Structure and diversity of endoparasitic infracommunities and the trophic level of *Pseudoplatystoma corruscans* and *Schizodon borelli* (Osteichthyes) of the high Paraná river. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 91:441-448.
- MALTA, J. C. O.; VARELLA, A. 1983. Os argulídeos (Crustacea: Branchiura) da Amazônia brasileira 3. Aspectos da ecologia de *Dolops striata* Bouvier, 1899 e *Dolops carvalhoi* Castro, 1949. *Acta Amazonica*, 13:299-306.
- MALTA, J. C. O.; ANDRADE, S. M. S.; AQUINO-PEREIRA, S. L.; TAVARES-DIAS, M.; VARELLA, A. M. B. 2009. Parasitos do matrinxã *Brycon amazonicus* Spix & Agassiz, 1829 (Characidae: Bryconinae) na Amazônia

- central. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, p. 425-437.
- MARKIW, M. E.; WOLF, K. 1983. *Myxosoma cerebralis* (Myxosoa: Myxosporea) etiologic agent of salmonid whirling disease requires tubificid worm (Annelida: Oligochaeta) in its life cycle. *J. Protozool.*, 30:561-564.
- MARTINS, M. L.; ROMERO, N. G. 1996. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitologico e histopatologico. *Rev. Bras. Biol.*, 13:489-500.
- MARTINS, M. L.; URBINATI, E. C. 1993. *Rondonia rondoni* Travassos, 1919 (Nematoda: Atractidae) parasite of *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). *Ars Veterinária*, 9:75-81.
- MARTINS, M. L.; SOUZA JUNIOR, F. L. 1995. Infestação experimental em girinos de *Rana catesbeiana* Shaw, 1802 por copepoditos de *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 (Copepoda: Lernaeidae). *Rev. Bras. Zool.*, 12:619-625.
- MARTINS, M. L.; SOUZA, V. N.; MORAES, F. R.; MORAES, J. R. E.; COSTA, A. J. 1995. Surto de mixosporidiose em *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887. Características comportamentais, anátomopatológicas e patogenicidade. In: SEMANA SOBRE HISTOLOGIA DE PEIXES, 6., 1995, Jaboticabal. *Anais...* Jaboticabal: FCAV-Unesp.
- MARTINS, M. L.; FUJIMOTO, R. Y.; NASCIMENTO, A. A.; MORAES, F. R. 1999. Ocorência de *Diplostomum* sp. Nordmann, 1832 (Digenea: Diplostomidae) em *Plagioscion squamosissimus* Heckel, 1840 proveniente do reservatório de Volta Grande, MG, Brasil. *Acta Scientiarum*, 21:263-266.
- MARTINS, M. L.; MORAES, F. R.; FUJIMOTO, R. Y.; ONAKA, E. M.; SCHALCH, S. H. C.; SILVA, E. D.; NOMURA, D. T.; SILVA, C. A. H. 2000. Parasitic infections in cultivated brazilian freshwater fishes. A survey of diagnosticated cases from 1993 to 1998. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, 9:23-28.
- MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; MORAES, F. R.; BOZZO, F. R.; PAIVA, A. M. F. C.; GONÇALVES, A. 2002. Recent studies on parasitic infections of freshwater fish in the State of São Paulo, Brazil. *Acta Scientiarum*, 24:981-985.
- MELLERGAARD, S.; DALSGAARD, I. 1987. Disease problems in Danish eel farms. *Aquaculture*, 67:139-146.
- MERLINI, L. S.; FARIA, R. H. S.; VARGAS, L.; TONINATO, J. C.; RIBEIRO, R. P.; MOREIRA, H. L. M. 2002. Ocorrência Sazonal de ectoparasitas em Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em um pesque e pague de Umuarama-PR. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p. 92.
- MIYAZAKI, T.; ROGER, W. A.; PLUMB, J. A. 1986. Histopathological studies on parasitic protozoan diseases of the channel catfish in the United States. *Bull. Fac. Fish. Mie Univ.*, 13:1-9.
- MORAES, F. R.; MARTINS, L. M.; ONAKA, E. M.; CASTAGNOLLI, K. C.; NOMURA, D. T.; FUJIMOTO, R. Y. 1999. Eficácia de diflubenzuron, levamisole e mebendazole contra helmintos monogenóides parasitos de brânquias de carpas *Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758. In: SEMINARIO BRASILEIRO DE PARASITOLOGIA VETERINARIA, 11.; SEMINARIO DE PARASITOLOGIA VETERINARIA DOS PAISES DO MERCOSUL, 2.; SIMPÓSIO

- DE CONTROLE INTEGRADO DE PARASITOS DE BOVINOS, 1., 1999, Salvador. *Anais...* Salvador: Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária, p. 186.
- MORAVEC, F.; KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M. 1992. Nematode parasites of fishes of the Paraná River, Brazil. Part 1. Trichuroidea, Oxyuroidea and Cosmocercoidea. *Folia Parasitol.*, 39:327-353.
- NOGA, E. J. 1996. *Fish Disease. Diagnosis and Treatment*. St Louis, Missouri: Mosby-Year Book, 367 p.
- NOGA, E. J.; FLOWERS, J. R. 1995. Invasion of *Tilapia mossambica* (Cichlidae) viscera by the monogenea *Enterogyrus cichlidarum*. *J. Parasitol.*, 81:815-817.
- OLIVEIRA, C. A.; CECCARELLI, P. S. 1988. Sanidade, patologia e controle de enfermidades. *Red. Acuic. Bol.* 1(2):13.
- ONAKA, E. M. 2001. *Eficácia do mebendazol e do levamisol no controle de parasitos monogenóides e eventuais alterações no hemograma de pacu, Piaractus mesopotamicus Holmberg, 1887 (Osteichthyes:Characidae)*. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) – Centro de Aquicultura da Unesp, Jaboticabal.
- ONAKA, E. M. 2005. *Infestação experimental por Dolops carvalhoi (Crustacea:Branchiura) em peixes tropicais e seu controle com diflubenzuron na ração*. Tese (Doutorado em Aquicultura) – Centro de Aquicultura da Unesp, Jaboticabal.
- ONAKA, E. M.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. 2003. Eficácia do albendazol e praziquantel no controle de *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea: Dactylogyridae), parasito de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae). I. Banhos terapêuticos. *B. Inst. Pesca*, 29:101-107.
- PAMPLONA-BASILIO, M. C.; KOHN, A. 2001. New host records and description of the egg of *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea, Dactylogyridae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 96:667-668.
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. 2002. *Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 2. ed. Maringá: EDUEM: NUPÉLIA, 305p.
- PAVANELLI, G. C.; MACHADO, M. H.; TAKEMOTO, R. M. 1997. Fauna helmíntica de peixes do rio Paraná, região de Porto Rico, Paraná. In: VAZZOLER, A. E. A. M.; AGOSTINHO, A. A. *A planície de inundação do alto rio Paraná: aspectos físicos, biológicos e socioeconômicos*. Maringá: EDUEM, Cap. II.
- PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. 1995. New species of *Proteocephalus* (Cestoda: Proteocephalidae) parasitic in fishes from the Paraná River, Paraná, Brasil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 90:593-596.
- PELLITERO, P. A. 1988. *Enfermedades producidas por parasitos. en peces*. In: CAYCIT. *Patologia en Acuicultura: Plan de Formacón de Técnicos en Acuicultura*. Madrid, p. 215-326.
- PEREIRA JUNIOR, J.; COSTA, M. A. S. 1996. Cucullanidae (Nematoda: Seratoidea) em *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823) (Sciaenidae) do Rio Grande do Sul, com descrição de *Cucullanus cassinensis* sp. n. e *Dichelyne* (Dichelyne) *micropogonii* sp. n.. *Comum. Mus. Ciên. Tecnol. (PUC/RS)* 9: 11-30.
- PEREIRA, JUNIOR, J.; VIANA, R. T. 1998. Ocorrência Sazonal de *Gyrodactylidae* em *Corydoras paleatus* Jenyns, 1842 (Callichthyidae) em

- função da temperatura. In: SEMANA NACIONAL DE OCEANOGRAFIA, 11., 1998, Rio Grande, RS. *Resumos Expandidos*. Pelotas: UFPel.
- PÉREZ, A. C. A. 1999. Empreendimentos piscícolas e o médico veterinário. *Revista de Educação Continuada do CRMV-SP*, São Paulo, v. 2, fascículo 2, p. 043-065.
- POPAZOGLO, F. 1997. *Monogenoidea Platyhelminthes de Corydoras spp. (Siluriformes, Callichthyidae) e avaliação da sua utilidade na discriminação de espécies simpátricas de seus hospedeiros*. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
- POST, G. 1987. *Textbook of Fish Health*. New Jersey: TFH publ.
- PRIETO, A.; FAJER, E.; VINJOY, M.; MARTÍNEZ, M. 1994. *Parasites of freshwater cultured fish. Differential diagnostic Keys*. Mexico: FAO/Aquila: II Project.
- REGO, A. A.; MACHADO, P. M.; PAVANELLI, G. C. 1999. *Sciadocephalus megalodiscus* Diesing, 1850 (Cestoda: Corallobothriinae), a parasite of *Cichla monoculus* Spix, 1831 (Cichlidae), in the Paraná River, State of Paraná, Brazil. *J. Helminthol. Soc. Wash.*, 66:133-137.
- REGO, A. A.; PAVANELLI, G. C. 1987. Cestóides proteocefalídeos do jaú, *Paulicea luetkeni*, peixe pimelodídeo do Brasil. *Rev. Brasil. Biol.*, 47:357-361.
- REICHENBACH-KLINKE, H.-H. 1982. *Enfermedades de los Peces*. Zaragoza, España: Editora Acribia.
- ROBERTS, R. J. 1981. *Patologia de los Peces*. Madrid: Mundi-Prensa.
- ROGERS, W. A.; GAINES, J. L. 1975. Lesions of protozoan diseases in fish. In: RIBELIN, W. E.; MIGAKI, G. *Pathology of Fishes*. Madison: Wisconsin Press, p. 117-141.
- ROGERS, W. A.; PLUMB, J. A.; JEZEK, D. A. 1983. Effect of the eye fluke on the growth and survival of the channel catfish. *Highlights Agric. Res.*, 30:20.
- SANTOS, R. S.; MARTINS, M. L.; MARANGONI, N. G.; TAKAHASHI, H. K.; ONAKA, E. M. 2002. Ocorrência de larvas de *Contracaecum* sp. (Nematoda: anisakidae) em três espécies de peixes do rio Paraná, Presidente Epitácio, SP, Brasil. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p.138.
- SANTOS, R. S.; MARTINS, M. L.; TAKAHASHI, H. K.; MARANGONI, N. G.; FUJIMOTO, R. Y. 2002. Ocorrência de larvas de *Eustrongylides* sp. (Nematoda: diotophymatidae) em três espécies de peixes do rio Paraná, Presidente Epitácio, SP, Brasil. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p.139.
- SARAIVA, A.; EIRAS, J.; CRUZ, C.; SANTOS, M. J. 2002. Diagnóstico de doenças de peixes. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO, 3.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, 7., 2002, Foz do Iguaçu. *Anais...* [S.l.: s.n.], p 13.
- SCHÄFFER, G. V.; REGO, A. A.; PAVANELLI, G. C. 1992. Peritoneal and visceral cestode larvae in brazilian freshwater fishes. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 87: 257-258.

- SCHALCH, S. H. C. 2002. *Apreciação da fauna ictioparasitária em pesqueiro tipo pesque-pague do município de Guariba-SP*. Dissertação (Mestrado) – Centro de Aquicultura da Unesp, Jaboticabal.
- SCHMIDT, G. D.; HUGGHINS, E. J. 1973. Acanthocephala of south american fishes. Part I, Eoacanthocephala. *J. Parasit.*, 59:829-835.
- SCHMAHL, G.; MEHLHORN, H. 1985. Treatment of fish parasites: **1**. Praziquantel effective against Monogenea (*Dactylogyrus vastator*, *Dactylogyrus extensus*, *Diplozoon paradoxum*). *Z. Parasitenkd.*, 71:727-737.
- SCHMAHL, G.; TARASCHEWSKI, H. 1987. Treatment of fish parasites: **2**. Effects of praziquantel, niclosamide, levamisole-HCl, and metrifonate on Monogenea (*Gyrodactylus aculeati*, *Diplozoon paradoxum*). *Parasitol. Res.*, 73:341-351.
- SCHOLZ, T.; CHAMBRIER, A.; PROUZA, A.; ROYERO, R. 1996. Redescription of *Proteocephalus macrophallus*, a parasite of *Cichla ocellaris* (Pisces: Cichlidae) from south America. *Folia Parasitol.*, 43:287-291.
- SIN, Y. M.; LING, K. H.; LAM, T. J. 1994. Passive transfer of protective immunity against ichthyophthiriasis from vaccinated mother to fry in tilapias, *Oreochromis aureus*. *Aquaculture*, 120:229-237.
- SOUZA, M. L. R.; MARTINS, M. L.; SANTOS, J. M. 2000. Microscopia eletrônica de varredura de parasitas branquiais de *Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887, cultivados no Estado de São Paulo-SP. *Acta Scientiarum*, 22: 527-531.
- SZEKÉLY, C.; MOLNAR, K. 1991. Praziquantel (Droncit) is effective against diplostomosis of grasscarp *Ctenopharyngodon idella* and silver carp *Hypophthalmichthys molitrix*. *Dis. Aqua. Org.*, 11:147-150.
- TAVARES-DIAS, M.; MORAES, F. R.; MARTINS, M. L.; KRONKA, S. N. 2001. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pagues” do município de Franca, São Paulo, Brasil. II. Metazoários. *Rev. Bras. Zool.*, 18:81-95.
- TAVARES-DIAS, M.; LEMOS, J. R. G.; ANDRADE, S. M. S.; AQUINO-PEREIRA, S. L. 2006 Ocorrência de ectoparasitos em *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 (Characidae) cultivados em estação de piscicultura na Amazônia Central. [S.l.]: CIVA, p. 726-731. Disponível em: <http://www.civa2006.org>. Acesso em:
- THATCHER, V. E. 1979a. *Brasicystis benneti* n. gen., n. sp. (Trematoda: Didymozoidae) parasita de pescada (Scianidae) da Amazônia, Brasil. *Acta Amazonica*, 9:747-749.
- THATCHER, V. E. 1979b. Paramphistomidae (Trematoda: Digenea) de peixes de água doce: dois novos gêneros da Colômbia e uma redescrição de *Dadaytrema oxycephala* (Diesing, 1836) Travassos, 1934, da Amazônia. *Acta Amazonica*, 9:203-208.
- THATCHER, V.E. 1980. *Rhadinorhynchus plagioscionis* sp. nov. (Acanthocephala:Rhadinorhynchidae) da pescada (*Plagioscion squamosissimus*) da Amazônia Brasileira. *Acta Amazonica*, 10(4):835-839.
- THATCHER, V. E. 1981. Patologia de peixes da Amazônia brasileira. Aspectos gerais. *Acta Amazonica* 11:125-140.
- THATCHER, V. E. 1991. Amazon fish parasites. *Amazoniana*, 11:263-572.
- THATCHER, V. E.; BOEGER, W. A. 1983. The parasitic crustaceans of fishes from the brazilian Amazon. 4. *Ergasilus colomesus* n.sp. (Copepoda:

- Cyclopoida) from an ornamental fish, *Colomesus asellus* (Tetraodontidae) and aspects of this pathogenicity. Trans. Am. Microsc. Soc. 102(4):371-379.
- THATCHER, V. E.; KRITSKY, D. C. 1983. Neotropical monogenoidea.4. *Linguadactyloides brinkmanni* gen. et sp. n. (Dactylogyridae: Linguadactyloidea) subfam. n. with observations on its pathology in a brazilian freshwater fish, *Colossoma macropomum*. Proc. Helminthol. Soc. Wash., 50:305-311.
- THATCHER, V. E.; NETO, J. B. 1994. Diagnóstico, Prevenção e Tratamento das enfermidades de peixes neotropicais de água doce. Rev. Brasil. Med. Vet., 16:111-128.
- Thatcher, V. E.; Varella, A. B. 1980. A malignant tumor of the gills related to metacercaria of a trematode. Acta Amazonica 10:651-656.
- THATCHER, V. E.; VARELLA, A. B. 1981. Duas espécies de *Megacoelium* Szidat, 1954. (Trematoda: Haploporidae), parasitos estomacais de peixes da Amazônia brasileira, com uma redefinição do gênero. Acta Amazonica, 11:285-289.
- TOJO, J.; SANTAMARINA, M. T.; UBEIRA, F. M. 1992. Anthelmintic activity of benzimidazoles against *Gyrodactylus* sp infecting rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. Dis. Aqua. Org., 12:185-189.
- TRAVASSOS, L.; KOHN, A. 1965. Lista dos helmintos parasitas de peixes encontrados na Estação Experimental de Biologia e Piscicultura de Emas, Pirassununga, Estado de São Paulo. Pap. Avulsos Dep. Zool. 17(5):35-52.
- VARGAS, L. 2001. Patologia de peixes. In: HEDEN LUIZ MARQUES MOREIRA; LAURO VARGAS; RICARDO PEREIRA RIBEIRO; SERGIO ZIMMERMANN. (Org.). Fundamentos da moderna aquicultura. 1:123-133.
- VENTURA, M. T.; PAPERNA, I. 1985. Histopathology of *Ichthyophthirium multifiliis* infections in fishes. J. Fish Biol., 27(2):185-203.

Capítulo 22

Principais métodos terapêuticos para peixes em cultivo

Sérgio Henrique Canello Schalch, Marcos Tavares-Dias & Eduardo Makoto Onaka

Resumo

Neste capítulo, são apresentados e discutidos os produtos químicos, usualmente, empregados na aquicultura mundial e também usados na piscicultura de água doce brasileira, para controle e/ou tratamento de diferentes agentes infecciosos e parasitários. Além disso, são destacados as forma de uso destes produtos, tratamento, tempo de sua carência e as recomendações relevantes para uso na piscicultura. Entretanto, a prevenção é a melhor maneira de se evitar problemas de enfermidades nos peixes durante o cultivo.

Abstract

This chapter presents and discusses the common products chemotherapeutic used in world aquicultura, which are also used in Brazilian fish farms for treatment of infectious and parasitic agents. The use these products chemotherapeutic in control and treatment these diseases, as well as the time to lack of each one are also emphasized here. Furthermore, are emphasized the products must be used with caution, under orientation and supervision of a qualified professional to decide on its necessity of its use in the control and treatment of diseases, as well as the concentration for each case were reported. However, the prevention is the best way to prevent problems of diseases on culture fish.

Introdução

O ambiente aquático de criatórios artificiais facilita a invasão dos peixes por agentes patogênicos graças à maior concentração de animais por unidade de espaço, quando comparada à de ambiente natural. Além disso, a limitação imposta aos predadores de peixes doentes também colabora para a perpetuação e difusão dos patógenos no ambiente. Diversos sinais de comportamento anormal causado por patógenos podem ser observados nos peixes enfermos, tais como a letargia (movimentação lenta), anorexia (falta de apetite), perda de equilíbrio (peixe nada em espiral ou vertical), agrupamento na superfície ou entrada d'água, respiração agitada (maior batimento opercular), produção excessiva de muco provocando uma aparência opaca, erosão na pele e/ou nadadeiras, brânquias inflamadas ou pálidas, abdômen inflamado e algumas vezes com de líquido sanguinolento ou não, ânus inchado e enrijecido, exoftalmia (proeminência ocular), apatia, peixes isolados do cardume e morte.

Os parasitos são as maiores causas de perdas econômicas nas pisciculturas em todo o mundo, levadas perdas econômicas significativas. Por exemplo, no Japão estas perdas passam dos US\$ 5,5 milhões (Hirazawa et al., 2001). No Brasil, ainda não se tem uma estimativa das perdas econômicas causadas por doenças nestas espécies. Porém, com o desenvolvimento da piscicultura e uso, há o crescente interesse de pesquisadores e criadores, no que se refere a estes prejuízos causados por mortalidade e problemas na produção de peixes, principalmente os nativos. Os cuidados na prevenção e controle das enfermidades para evitar perdas provocadas por doenças, infecciosas e parasitárias, em ambiente restritivo envolvem investimentos financeiros muito maiores se comparados aos sistemas extensivos. Assim, o monitoramento da criação e o manejo profilático devem ser constantes, pois sem que técnicas profiláticas sejam devidamente aplicadas nesses ambientes restritivos, as enfermidades podem ser fatores limitantes ao aumento nos ganhos econômicos.

Os parasitos podem provocar doenças e mortalidade indiretamente, já que favorecem a entrada de patógenos (bactérias, fungos e vírus), que muitas vezes são mais prejudiciais que eles próprios. Porém, estrutura de comunidades em associações de hospedeiro-parasito, é determinada por fatores como a idade, estrutura genética e hábitat da população hospedeira, bem como por interações entre as espécies de parasitos (Dobson & Keymer 1990). Assim, as enfermidades com ou sem mortalidades, em geral, não são mono-etiológicas. Contudo, para o desenvolvimento destas enfermidades, concorrem as más condições da água, o desequilíbrio fisiológicos do peixe, bem como a presença de agentes oportunistas e/ou patogênicos conviventes.

O tratamento de peixes parasitados deve ser realizado somente se estritamente necessário, uma vez que qualquer tipo de intervenção profilática ou terapêutica pode ocasionar estresse, o qual pode agravar ainda mais o estado de saúde desses animais, que muitas vezes podem estar bastante debilitados pela ação dos parasitos. Assim, deve ser usado sob a orientação e supervisão de um profissional capacitado, o qual deve decidir a necessidade de seu uso e as concentrações para o controle e tratamento das enfermidades.

A Figura 1 mostra alguns fatores que devem ser levados em consideração para a aplicação de qualquer produto em tanques/viveiros de cultivos ou aquários, com eficácia. Outros fatores como: níveis oxigênio dissolvido na água dos tanques/viveiros, níveis de amônia, pH, temperatura, densidade populacional, volume de água, teor de matéria orgânica e cálculos adequados do medicamento a ser usado, também devem ter atenção especial. Tais parâmetros físico-químicos da água devem ser monitorados antes e durante a aplicação de qualquer produto quimioterápico.

As concentrações usadas nos tratamentos antiparasitários, muitas vezes podem ser próximas da concentração letal para determinada espécie. Por isso, a Concentração Letal Média (CL_{50}) de cada substância deve ser previamente conhecida, para cada espécie de peixe, para que se possa assim realizar a profilaxia ou tratamento na criação. Essa determinação da toxicidade é feita com a exposição dos peixes a diferentes concentrações da substância de interesse, por um período de 24 a 96 horas (CL_{50} -24-96h). Com estes estudos de toxicidade, se obtém informações para se estabelecer a margem de segurança para uso do produto em determinada espécie, pois a duração de aplicação de cada produto é específica para cada espécie de peixe, idade e grupo de parasitos.

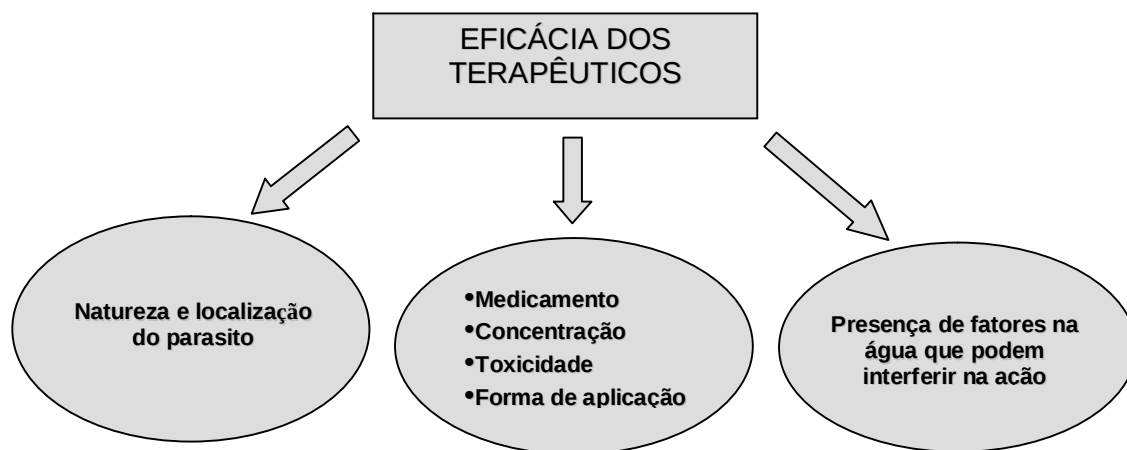


Figura 1. Importantes fatores a ser analisados antes do uso para controle e tratamentos parasitário em peixes na piscicultura.

Antes da aplicação de um produto nos tanques/viveiros, deve-se testá-lo em um pequeno lote de peixes, para evitar possíveis perdas do plantel. É importante salientar ainda, que todo e qualquer tratamento deve ser acompanhado por um profissional especializado e seguir normas de segurança que garantam a saúde do homem, quanto ao consumo desses peixes, além de evitar possíveis riscos de contaminação ambiental com a substância a ser usada.

As intervenções terapêuticas podem ser feitas através de diversas formas (Figura 2), mas os banhos de longa e curta duração, após diluição do terapêutico desejado, são os mais freqüentemente usados para tratamento de parasitos externos. Porém, a realização de tratamentos em tanques/viveiros de grandes dimensões é, geralmente, inviável do ponto de vista prático e econômico.

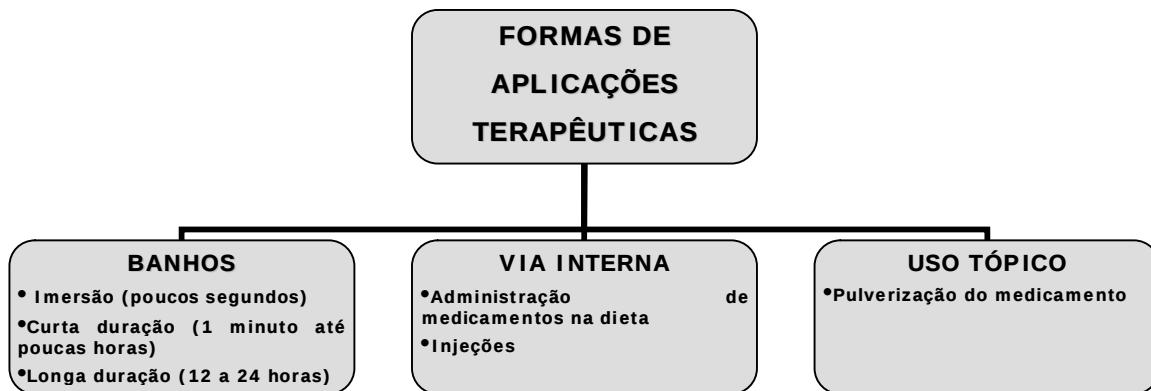


Figura 2. As diferentes formas de aplicação das substâncias terapêuticas em peixes.

Principais terapêuticos usados na aquicultura para patógenos e parasitos de peixes

Dependendo do agente patogênico, diferentes substâncias terapêuticas têm sido recomendadas para tratar peixes parasitos (Tabela 1). Porém, para aplicação em tanques/viveiros de grandes dimensões, muitos produtos são escolhidos devido ao baixo custo e facilidade na aquisição e aplicação, quando comparados a outros. Um exemplo disso é o sal (NaCl), que embora tenha elevado preço quando comparado ao sulfato de cobre e verde de malaquita (Carneiro et al., 2005), pode controlar

infestações causadas por diferentes parasitos, os quais o produtor não está apto a identificá-los, mas muitas vezes conhecem os sinais clínicos que os peixes apresentam. Porém, a aplicação incorreta de qualquer substância química como terapêutico, pode ocasionar aumento dos agentes patogênicos e estresse nos peixes, e por consequência mortalidade.

Portanto, em piscicultura, há sempre a necessidade de se obter informações prévias e precisas, para ter uma margem de segurança de qualquer produto químico para cada espécie peixe, garantindo a eficácia no controle e tratamento contra os parasitos e o sucesso na sobrevivência do plantel. Pois as informações sobre a concentração e a duração da exposição destes produtos não são específicas para cada espécie de peixe, tamanho (idade) e espécie de parasitos. Além disso, a concentração subletal de determinado produtos que pode ser usada para o peixe, nem sempre é letal para determinada espécie de parasito ou patógeno.

Tabela 1. Principais produtos usados na aquicultura para tratamento de patógenos em peixes de água doce e fatores que podem limitar sua aplicação em tanques/viveiros.

Substâncias	Principais patógenos	Fatores limitantes do uso
Cloreto de Sódio (NaCl) ou sal	<i>I. multifiliis</i> , <i>Trichodina</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , fungos, Monogenea, Ergasilídeos, <i>Lernaea</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , <i>Flavobacterium</i>	Não há fatores conhecidos que impossibilitam o uso.
Permanganato de Potássio (KMnO ₄)	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , bactérias gram negativas	Não deve ser usado em água com pH < 5,0 e com excesso de matéria orgânica; reduz fitoplâncton; concentrações terapêuticas podem ser tóxicas para algumas espécies.
Sulfato de Cobre (CuSO ₄)	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>I. multifiliis</i> , <i>Chilodonella</i> , bactérias, fungos	Alcalinidade < 50 mg/L de CaCO ₃ aumenta toxicidade; alcalinidade > 250 mg/L de CaCO ₃ o produto é não efetivo; deixa resíduo de cobre nos tecidos por $\cong$ 25-30 dias
Sulfamerazina	Antibiótico para bactérias do gênero <i>Pseudomonas</i>	Pode ser tóxica quando administrada na dieta em concentração > 220 mg/kg de peso corporal
Tetraciclina	Antibiótico para bactérias do gênero <i>Aeromonas</i> , <i>Pseudomonas</i> , <i>Edwardsiella</i>	
Cloramina-T	Monogenea, bactérias de pele e brânquias	Dose alta pode ser tóxica para algumas espécies. Dose usada depende do pH e dureza da água.
Formalina	Monogeneas, <i>I. multifiliis</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>Trichodina</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , fungos	Toxicidade aumenta em temperatura > 22°C.
Peróxido de Hidrogênio (H ₂ O ₂)	Monogenea, fungos, bactérias	Toxicidade aumenta em temperatura elevada e concentrações terapêuticas podem ser estressantes para algumas espécies.
Ácido acético	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>Chilodonella</i>	
Diflubenzuron	<i>Lernaea</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i>	
Praziquantel	Monogenea, Cestoda, Digenea	Não há fatores conhecidos que impossibilitam o uso.
Levamisol	Monogenea	
Albendazol	Monogenea	
Mebendazol	Monogenea	

Bactérias

Determinadas espécies de bactérias são potencialmente patogênicas para os peixes, principalmente em cultivo. Algumas espécies são consideradas oportunistas, uma vez que fazem parte da microbiota da água, pele, brânquias e intestino dos peixes, mas quando há um desequilíbrio no sistema bactéria-hospedeiro-ambiente, podem ocorrer epizootias. Por exemplo, *Edwardsiella tarda* uma bactéria emergente ocorre frequentemente no ambiente aquático e no intestino de peixes e outros vertebrados, porém em temperatura média de 30°C como as que ocorrem nas regiões tropicais, essa bactéria pode ser patogênica e causar a doença conhecida como septicemia dos peixes tropicais. Em peixes cultivados no Brasil, *Edwardsiella tarda* tem sido isolada em híbridos de pintado ou surubim (*Pseudoplatystoma fasciatum* x *P. curruscans*), *Colossoma macropomum*, tilápias *Oreochromis niloticus* e bagre do canal *Ictalurus punctatus* (Alexandrino et al., 1998/1999; Costa, 2004). Em tilápias (Muratori et al., 2001) e bagre do canal (Alexandrino et al., 1998/1999) esta bactéria causou septicemia e mortalidade.

Em geral, as bacterioses exigem a administração de antibióticos apropriados. *Flavobacterium columnare* isoladas de *I. punctatus*, *Ictalurus furcatus*, *Micropterus salmoides* e *Pimephales promelas* foram sensíveis a ampicilina, tetraciclina, cloranfenicol e eritromicina, mas resistente a gentamicina e neomicina (Shamsudin & Plumb, 1994). Alexandrino et al.(1998/1999) relatam que *E. tarda* coletadas de trutas arco-íris cultivadas foi sensível aos antibióticos tetraciclina, amoxilina, gentamicina e cloranfenicol, mas tetraciclina foi mais indicado para tratamento desta bacteriose. Contudo, o uso de cloranfenicol é proibido no Brasil, pois este antibiótico deixa resíduos que constituem um risco para a saúde do homem (Andrade et al., 2006), assim outros antibióticos são mais recomendados.

Bactérias do gênero *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Aeromonas* e *Vibrio* isoladas de tainhas *Mugil platanus* foram sensíveis ao cloranfenicol, tetraciclina e oxitetraciclina (Sousa et al., 1999). Carnevia et al.(2003) demonstram em estudos *in vitro*, que *Aeromonas hydrophila* é resistente a antibióticos como a ampicilina, sulfatrimetoprim, cloranfenicol e tetraciclina, mas não a gentamicina e kanamicina. Em bagre do canal *I. punctatus*, a oxitetraciclina na dieta foi efetiva no tratamento de colunariose (Thomas-Jinu & Goodwin, 2004). Porém, em tilápias esse antibiótico causou imunodepressão e grave processo anemiante, após oito semanas de administração terapêutica na dieta dos peixes (Omoregie & Oyeban, 2002). Além disso, várias dessas bactérias e outras (Sorum, 1999; Lima et al., 2006), tem sido descritas como resistentes a diferentes antibióticos, devido ao seu uso indiscriminado na aquicultura. Por isso, outros produtos vêm sendo também testados para o tratamento de infecções bacterianas. Contudo, recentemente foi demonstrado que bactérias *Aeromonas salmonicida*, isoladas de *Oreochromis niloticus*, *Brycon orbignyanus*, *Pseudoplatystoma coruscans* e *Rhamdia quelen*, não apresenta resistência ao florfenicol e biciclomicina (Godoy et al., 2008).

Em bagres do canal *I. punctatus* altamente infectados com *F. columnare* (colunariose), banhos com 2 mg/L de permanganato de potássio (KMnO₄), 1 mg/L de sulfato de cobre (CuSO₄), 75 mg/L de peróxido de

hidrogênio (H_2O_2) e 15 mg/L de cloramina-T, por tempo indefinido, causaram elevada mortalidade nos peixes (Thomas-Jinu & Goodwin, 2004). Isso indica que peixes altamente infectados não toleram altas doses desses quimioterápicos. Por isso, para bagre do canal com colunariose, o $KMnO_4$ tem sido recomendado somente para uso profilático, mas não para tratamento desta infecção (Darwish et al., 2009).

Para trutas-arco-iris *Oncorhynchus mykiss*, dois banhos semanais com 200 mg/L de H_2O_2 foram efetivos para a colunariose (Speare & Arsenault, 1997). Todavia, a toxicidade do H_2O_2 aumenta com a temperatura da água (Johnson et al., 1993), assim deve ser usado com cautela para peixes tropicais. Estudos recentes demonstraram que, para o tambaqui *Colossoma macropomum*, em temperatura média de 27°C, concentrações de até 126 mg/L de peróxido de hidrogênio não foram estressantes (Affonso et al., 2009).

Devido todos estes problemas com uso dos antibióticos na piscicultura, métodos alternativos no tratamento de algumas espécies de bactérias patogênicas para os peixes têm sido investigados. Nuñez et al. (2001) relatam atividade antimicrobica de extratos do eucalipto (*Eucalyptus* sp.), aroeira (*Schinus terebinthifolius*) e fedegoso-gigante ou mangerioba-do-pará (*Cassia alata*) contra *Aeromonas Salmonicida* e *Aeromonas hydrophila*, obtidas de peixes enfermos. Similarmente, Castro et al. (2008) encontraram atividade antimicrobica contra *Streptococcus agalactiae*, *F. columnare* e *A. hydrophila* em 31 extratos dos 40 investigados. Prieto et al. (2005) citam que 50 mg de extrato o alho por dia (*Allium sativum*), durante três dias consecutivos, tem o mesmo efeito que antibiótico que penicilina, em infecções causadas por *A. hydrophila* e *Pseudomonas fluorescens*. Em *Labeo rohita*, foi demonstrado que o uso de 1 g alho/kg de ração já suficiente para estimular o sistema imunológico, tornando os peixes mais resistentes a infecções por *A. hydrophila* (Sahu et al., 2007). Similarmente, Shalaby et al. (2006) recomendam que 3% de alho adicionado à ração para *O. niloticus*, além de auxiliar no crescimento reduz o número de bactérias e melhora a saúde dos peixes. Assim, no Brasil, tratamentos com estas substâncias naturais, farmacologicamente ativas, poderão ser uma alternativa viável para diminuir estes danos causados pelos antibióticos na aquicultura, bem como os gastos com tratamentos.

Tabela 2. Alguns antibióticos indicados para controle e tratamento de diferentes espécies de bacterioses em peixes.

Bactérias	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>F. columnaris</i>	80 mg/Kg oxitetraciclina	Adicionado à ração	Thomas-Jinu & Goodwin (2004)
<i>F. columnaris</i>	200 mg/L H_2O_2	Banho: 60 min	Speare & Arsenault (1997)
<i>T. maritimum</i>	240 mg/L H_2O_2	Incubação <i>in vitro</i> : 24 horas	Avendaño-Herrera et al. (2006)
<i>E. tarda</i>	80 mg/Kg oxitetraciclina	Ração	Alexandrino et al. (1998/ 1999)
<i>A. hydrophila</i>	1 mg/L cloranfenicol+4 mg/L de NaCl	Banhos	Andrade et al. (2006)
<i>A. hydrophila</i>	4 mg/L cloranfenicol+4 mg/L NaCl	Banho	Andrade et al. (2006)

Fungos

As infecções fúngicas, são em geral, causadas pela baixa qualidade da água, má nutrição, danos de manejo, estresse por elevada densidade populacional, queda brusca de temperatura, estresse de reprodução e parasitos externos. Além disso, pode também ocorrer como infecção secundária, em consequência de bacterioses e viroses. A pele, nadadeiras e brânquias dos peixes de água doce e de estuários podem ser parasitadas por vários fungos, principalmente, Phycomycetos dos gêneros *Saprolegnia* (*S. diclina*, *S. ferax*, *S. parasitica*), *Achlya* (*A. debaryana*, *A. flagellata*, *A. klebsiana*), *Aphanomyces*, *Branchiomyces* (*B. sanguinis*, *B. demigrans*), *Exophiala* (*E. salmonis* e *E. psychrophilia*), *Pythium* e *Ichthyophonus*. No Brasil, a saprolegniose é a doença fúngica mais comum e ocorre frequentemente na época mais fria do ano (outono e inverno) nas regiões Sul e Sudeste. Na Amazônia, às elevadas temperaturas, não favorecem o surgimento de doenças fúngicas nos peixes, embora espécies patogênicas podem estar presentes no ambiente aquático.

Em *Ictalurus punctatus*, 25 mg/L formol foi efetivo tanto na profilaxia como tratamento da saproleniose, enquanto que 0,1 mg/L de sulfato de cobre (CuSO_4) e 5g de NaCl foram efetivos somente quando usados como profiláticos, pois não tiveram efeito no tratamento dos peixes doentes (Li et 1996). Em *Catla catla*, *Labeo rohita* e *Cirrhinus mrigala* parasitados por *S. parasitica*, banhos com 0,01 mg/L verde malaquita mostrou 95% de efetividade (Singhal et al., 1986). Estudos *in vitro*, com ovos de truta arco-iris, demonstraram que altas concentrações de verde malaquita (5 mg/L), formol (1,7 mg/L) tem atividade fungicida. Porém, 30 mg/L de NaCl e 200 mg/L de glutaraldeído são compostos mais efetivos, enquanto 100 mg/L de permanganato de potássio é mais eficiente quando em elevados níveis de infecção (Schreck et al., 1992). Outros produtos químicos indicados para tratamento de peixes com fungos estão na Tabela 3.

As doenças fúngicas, principalmente aquelas causadas por ficomicetes saprófitas, pode causar epizootias tanto em peixes de consumo como em peixes ornamentais, e o tratamento é difícil e oneroso (Prieto et al., 2005). Em trutas-arco-iris infectadas por *S. parasítica*, tratamentos com 50, 100 e 150 mg/L de formol reduziu em 40-59% a mortalidade dos peixes, quando comparados aos peixes não tratados (Gieseke et al., 2006). Porém, em geral, o formol pode ser tóxico para os peixes, dependendo da concentração usada e da espécie hospedeira. Além disso, a sua toxicidade aumenta com a temperatura, o que limita seu uso em regiões com temperaturas elevadas.

Assim, tem sido sugerido que tratamentos com extratos de plantas podem ser uma alternativa para uso em pisciculturas. Em uma recente revisão, Prieto et al. (2005) citam algumas plantas cujos extratos podem ser usados na piscicultura para o tratamento de doenças fúngicas: o alho (*A. sativum*), erva-de-bicho (*Polygonum hydropiper*), burra-leiteira (*Sapium sebiferum*), acalifa (*Acalypha australis*), arbusto cairatia (*Cayratia japonica*), artemisia (*Artemisia argyi*), morango silvestre (*Duchesnea indica*), helenio (*Helenium quadridentatum*), e cravo-da-Índia (*Syzygium aromaticum*). Além de algumas dessas plantas serem encontradas no Brasil, as sete primeiras supracitadas, segundo estes mesmo autores, também tem efeito bactericida

para espécies de bactérias patogênicas de peixes, o que torna seu uso viável e interessante.

Tabela 3. Produtos químicos indicados para tratamento de fungos em diferentes de peixes de água doce.

Hospedeiros	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Catla catla</i> , <i>Labeo rohita</i> e <i>Cirrhinus mrigala</i>	100 mg/L KMnO ₄	Banho: 5 min	Singhal et al.(1986)
<i>Catla catla</i> , <i>Labeo rohita</i> e <i>Cirrhinus mrigala</i>	30 mg/L NaCl	Banho: 2 min	Singhal et al.(1986)
<i>Catla catla</i> , <i>Labeo rohita</i> e <i>Cirrhinus mrigala</i>	20 mg/L CuSO ₄	Banho: 2 min	Singhal et al.(1986)
<i>Ictalurus punctatus</i>	25 mg/L formol	Na água	Li et al.(1996)
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	100 mg/L formol	Banho: 4 h	Gieker et al.(2006)

Protozoários parasitos

A - *Ichthyophthirius multifiliis*

Este é o protozoário causador da ictiofitiríase, patologia conhecida como “doença dos pontos brancos”, e muito comum em peixes cultivados em pisciculturas de algumas regiões brasileiras, bem como em diversas partes do mundo. O controle e tratamento desta parasitose em tanques/viveiros, pode ser feito usando diversos quimioterápicos (Tabela 4), além de 10-15 mL de formol comercial (Moraes & Martins, 2004).

Em *Rhamdia quelen*, parasitados por *A. hydrophila* e *I. multifiliis* tratamentos com sal não iodado associado ao cloranfenicol ou à tetraciclina foram efetivos para ictiofitiríase (Andrade et al., 2006), devido à ação do sal, como tem sido demonstrado por Miron et al.(2003), nesse mesmo bagre.

O sulfato de cobre (CuSO₄), produto amplamente utilizado no controle de algas em tanques/viveiro (Perschbacher, 2005), também tem sido usado para controle de infecções por *I. multifiliis*. Porém, análise prévia dos parâmetros físico-químicos da água é de grande importância se evitar toxicidade do sulfato de cobre (Martins, 2004; Perschbacher, 2005). Este produto não é recomendado para uso em águas com baixa alcalinidade (<50 mg/L CaCO₃), pois é muito tóxico para os peixes. Porém, em água com alcalinidade acima de 250 mg/L não tem qualquer efeito terapêutico.

A toxicidade do (CuSO₄) além de ser altamente influenciada pela alcalinidade, também sofre influência dureza da água, pois quando aplicado em águas com baixas concentrações de CaCO₃ (Wurts & Perschbacher, 1994; Straus, 2003; Adhikari, 2003) os íons cúpricos (Cu⁺⁺) causam sérios danos à fisiologia dos peixes. Nos peixes de água doce, a absorção do sulfato de cobre é feita na forma de Cu⁺⁺, que pode absorvido pela pele e/ou brânquias.

Mas o seu transporte é feito pelo sangue quando os íons Cu^{++} se ligam a proteínas e podem chegar até os tecidos hematopoiéticos, rim, baço e fígado (órgãos produtores de células sanguíneas), que podem ser comprometidos, assim como as brânquias.

Em geral, tem sido recomendada a aplicação de 1 mg de CuSO_4 para cada 100 mg de CaCO_3 na água. Entretanto, a sua toxicidade pode variar também entre as espécies de peixes e na dependência do tamanho dos animais. Assim, é importante conhecer a CL_{50} -96h previamente estabelecida para a espécie a ser tratada. Schlenk (1998) relata que em *I. punctatus*, pode 0,4 mg/L de CuSO_4 pode ser usado durante cinco dias para tratamento de *I. multifiliis*, em água com elevada alcalinidade ($176,6 \pm 28,1$) e pH alcalino, mas o excesso de matéria orgânica na água tem mais efeito da eficácia deste químico que a alcalinidade. Portanto, a eficácia do CuSO_4 pode ser reduzida na presença de sólidos suspensos na água (Schlenk et al., 1998; Moraes & Martins, 2004).

Tabela 4. Produtos indicados para controle e tratamento de *I. multifiliis* em diferentes de peixes de água doce.

Hospedeiros	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Rhamdia quelen</i>	4 mg/L NaCl	-	Miron et al.(2003)
<i>Rhamdia quelen</i>	4 mg/L NaCl	Banho: 96 h	Andrade et al. (2006)
<i>Rhamdia quelen</i>	10 g/L NaCl	Banho:192 h	Carneiro et al.(2005)
<i>Rhamdia quelen</i>	0,63 mg/L CuSO_4	Banho:192 h	Carneiro et al.(2005)
<i>Poecilia sphenops</i> , <i>Xiphophorus helleri</i> e <i>Hyphessobrycon</i> <i>herbertaxelrodi</i>	5 g/kg quinina	Adicionado na ração	Schamahl et al. (1996)
<i>Steindachneridion</i> sp.	25 mg/L	Adicionado na água: 7 dias	Klein et al. (2004)

Em *O. niloticus*, banhos de 10 minutos com sal a 3,0% ou 50 e 250 mg de formol não foram eficientes no tratamento da ictioftiríase (Vargas et al., 2003). Klein et al. (2004) relataram que em surubim *Steindachneridion* sp. infectados com *I. multifiliis*, tratamento com sal a 3% e permanganato de potássio não foram eficientes quanto 25 mg/L de formol. Por outro lado, 250 mg/L de formol mais foi eficiente que 25 mg/L, mas nesta alta concentração sobrevivência dos peixes foi menor. Estudos em *C. macropomum* demonstraram que formol nas concentrações de 100 e 150 mg/L durante 30,60 e 120 minutos, bem como nas concentrações de 200 e 250 mg/L, até 30 minutos, não comprometem a homeostasia dos peixes, ao contrário do que ocorre com 200 e 250 mg/L quando em banhos prolongados (Araújo et al., 2004). Esses resultados sugerem que dependendo da dose do produto e

do tempo de exposição, o formol é tóxico para os peixes, e consequentemente causa estresse e alterações fisiológicas.

Para o tratamento da ictioftiríase, foi sugerida a associação de verde de malaquita com formol, para reduzir surtos de mortalidade dos peixes (Figueira et al., 1991). Em alevinos de *P. mesopotamicus*, após 72 horas de tratamento a combinação formol (1,0%) e verde malaquita (0,015%) foi mais efetiva que o uso do formol ou verde malaquita, apenas (Alcântara et al., 1994). Para larvas e alevinos de jundiá *Ramdia* sp., foi sugerido o uso de 3 mg/L de NaCl ou solução de verde malaquita (25 mL/1000 litros de água) com formol (4 g de verde malaquita diluído em um litro de formol 40%) para o controle de *I. multifiliis*, mas para o tratamento com 6 mg/L de NaCl ou 10 mL/1000 litros de água de verde malaquita com formol, durante cinco dias contínuos (Brito et al., 2000). Contudo, o verde malaquita não é recomendado para uso em peixes de consumo em diversos países, pois além de acumular nos tecidos dos peixes causando grande risco ao consumo pelo homem (Jiang et al., 2009), pois considera-se que este químico é teratogênico e carcinogênico (Schamahl et al., 1996; Pironet & Jones, 2000; Diggles, 2000; Jiang et al., 2009). Assim, verde malaquita tem sido usado somente para tratar protozoários (*I. multifiliis*, *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp.) em peixes ornamentais, adicionado à ração (Schamahl et al., 1996).

Devido às várias limitações destes produtos químicos, esforços têm sido direcionados para os extratos de plantas para tratar peixes parasitados por *I. multifiliis*, com alguns resultados promissores. Em *Carassius auratus auratus*, banhos de 72 horas com 200 mg/L de mucuna-preta (*Mucuna pruriens*) ou com papaia (*Carica papaya*) reduziram em 90% o número de *I. multifiliis*, enquanto tratamento *in vitro* com 150 mg/L de mucuna-preta ou 200 mg/L de papaia causou a mortalidade de 100% dos parasitos (Ekanem et al., 2004). Prieto et al. (2005) sugerem que extratos de pinheiro do gênero *Pinus* e alho (*A. sativum*) também podem ser usados para controle e tratamento de *I. multifiliis* em peixes cultivados.

B - Piscinoodinium pillulare

A maioria dos parasitos frequentes nas pisciculturas é considerada organismos comensais e só em condições propícias, que em geral, são fornecidas por este ambiente, exercem o parasitismo propriamente dito em peixes de cultivo. O *P. pillulare* que embora seja encontrado nos peixes, também está presente no substrato dos tanques de criação. Esse dinoflagelado é primitivo, e tem como uma de suas características marcantes, a presença de cloroplastos (Lom, 1981), os quais poderiam ter função de fotossíntese e, nesse caso, o parasitismo pode não ser obrigatório, sendo o peixe apenas mais um substrato para sua fixação.

Todavia, causam hemorragias petequiais no tegumento, degeneração e necrose das células afetadas, podendo haver inflamação. Quando nas brânquias, provocam hiperplasia interlamelar nas lamelas secundárias, diminuindo da capacidade respiratória. Em poucos dias pode haver mortalidade maciça nos peixes da piscicultura, altamente parasitados (Onaka, 2009).

O controle das infecções causadas por *P. pillulare* em tanques/viveiros pode ser feito com cloreto de sódio e formol, de modo similar ao tratamento para

ictioftiríase (Moraes & Martins, 2004). Em *O. niloticus*, banhos com solução de formol a 4,0% por três dias, durante 30 minutos, mostraram bons resultados no controle deste protozoário (Muratori et al., 2000), mas 25 mg/L foram tóxicas e causaram anemia e hiperglicemia (Omeregíe et al., 1994). Essa hiperglicemia indica sinais de estresse causado pelo produto.

O sulfato de cobre também pode ser usado no tratamento de *P. pillulare*, mas esse produto é contaminante do ambiente aquático, exercendo diferentes efeitos agudos e crônicos em populações de peixes. Ele pode danificar as brânquias, fígado e rim dos peixes (Sanchez et al., 2005) tratados, bem como causar alterações fisiológicas (Tavares-Dias et al., 2002). O uso deste quimioterápico deve ser parcimonioso, pois sua toxicidade varia entre as espécies de peixes (Sanchez et al., 2005) e esse agente que exerce efeitos estressantes, pode comprometer a sobrevivência e o desempenho zootécnico dos peixes, em particular das espécies que preferem viver no fundo do tanques/viveiros.

C – *Trichodina* sp.

As infecções causadas por *Trichodina* sp. (tricodiníase) podem ser tratadas com sal (NaCl) ou formol (Tabela 5). Em *Astyanax bimaculatus*, infectados por *Trichodina* sp., banhos com formol ou verde malaquita foram efetivos no tratamento, mas a combinação formol e verde malaquita foi mais eficaz que ambos produtos isolados (Alcântara et al., 1993). Em alevinos de *P. mesopotamicus*, banhos de formol (0,017% ou 0,025%) combatem os parasitos, mas são letais para os peixes (Ceccarelli et al., 1993). Porém, sugere-se que o controle da tricodiníase pode ser feito com os mesmos produtos utilizados para o controle de outros protozoários, desde que se mantenha o cuidado com a temperatura e a qualidade da água no momento da aplicação. Todavia, o acompanhamento sanitário da criação e aplicações profiláticas de 40 a 100 mg de cloreto de sódio/L de água possui ação (Moraes & Martins, 2004), pois dosagens inferiores a essas não são efetivas na eliminação desses protozoários.

Vargas et al. (2003) relataram que em *O. niloticus*, banhos de 10 minutos com cloreto de sódio a 3,0% reduziu o número de *Trichodina* sp., mas não eliminou o parasito à semelhança do que ocorreu com 250 mg de formol. Para tratamento da tricodiníase, no peixe marinho *Colistium nudipinnis*, foi demonstrado que 200 mg/L de formol eliminou os parasitos e promoveu a sobrevivência de 100% dos peixes, mas uma menor concentração de formol (25 mg/L) quando associada ao verde malaquita (0,08mg/L) também teve efeito similar; enquanto 3 mg/L de CuSO_4 causou 100% de mortalidade dos peixes sem eliminar os parasitos (Diggles, 2000). Contudo, este autor utilizou CuSO_4 em água alcalina, mas sem descrever a alcalinidade e dureza da água para esse tratamento com o CuSO_4 .

Em *Anguilla anguilla*, criadas em sistema de recirculação, concentrações de formol variando de 50 a 120 mg/L podem ser efetivas no tratamento de tricodiníase, mas não controlam a infecção, assim como 200 mg/L de extrato de alho (Madsen et al., 2000). Portanto, em peixes mantidos em tanques/viveiros os resultados poderam ser mais significativos.

Tabela 5. Produtos indicados para controle e tratamento de *Trichodina* sp. em diferentes espécies de peixes.

Hospedeiros	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>H. molitrix</i>	3 g/L NaCl	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	3 g/L NaCl	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>H. molitrix</i>	0,005 mg/L formol	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	0,005 mg/L formol	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>H. molitrix</i>	0,001 mg/L ácido acético	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	0,001 mg/L ácido acético	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>P. mesopotamicus</i>	0,017-0,025% formol	Banho: 30 min	Ceccarelli et al.(1993)
<i>P. mesopotamicus</i>	250 mg/L formol	Banho:30-60 min	Ceccarelli et al.(1993)
<i>C. nudipinnis</i>	200 mg/L formol	Banho:30-60 min	Diggles (2000)
<i>A. bimaculatus</i>	0,0025% formol	Banho:72 h	Alcântara et al.(1993)
<i>A. anguilla</i>	1 mg/L verde malaquita	Banho:3 h	Madsen et al.(2000)
<i>A. anguilla</i>	20 mg/L KMnO ₄	Banho: 3 h	Madsen et al.(2000)
<i>A. anguilla</i>	200 mg/L extrato alho	Banho: 3 h	Madsen et al.(2000)
<i>A. anguilla</i>	50 Cloramina T	Banho: 3 h	Madsen et al.(2000)
<i>A. anguilla</i>	85 mg/L formol	Banho: 3 h	Madsen et al.(2000)

H. molitrix: *Hypophthalmichthys molitrix*; *C. nudipinnis*: *Colistium nudipinnis*

Mixosporídeos

Os mixosporídeos são parasitos de diversos órgãos dos peixes e a maioria destes parasitos ataca somente uma única espécie. Entretanto, uma espécie de peixe pode albergar dezenas de espécies de mixosporídeos (Békési et al., 2002). O tratamento para mixosporídeos é muito difícil, devido à formação de cistos nos tecidos (pele, brânquias, coração, músculos, rim, baços, fígado, gônadas, e outros) e estes cistos impedem a penetração de medicamentos. Além disso, os esporos dos mixosporídeos podem viver por longo tempo, alguns chegam a durar mais de um ano. Em geral, deve ser eliminado o estoque infectado, nos casos de infecção muito grave, e erradicar os parasitos dos tanques/viveiros, uma vez que não há tratamento efetivo. Singhal et al. (1986) sugerem que tanques/viveiros com infecção por mixosporídeos devem ser secos e desinfetados com 1 mg/L de permanganato de potássio ou 1 mg/L de hidróxido de cálcio.

Em geral, as espécies de mixosporídeos que infectam os peixes cultivados no Brasil, não causam mortalidade como ocorre em outras doenças parasitárias. Apesar dos poucos conhecimentos para tratar infecções por mixosporídeos (mixosporidiose), tem sido sugerido que em *P. mesopotamicus* o controle de *Henneguya piaractus* com óxido de cálcio (14g/L) pode reduzir os esporos (Moraes & Martins, 2004). Para *Myxobolus* sp. em *C. mrigala* e *Channa punctatus*, 1-10 mg/L de hidróxido de cálcio, 20 mg/L de permanganato de potássio ou 0,004 mg/L de formol pode eliminar 100% dos esporos (Singhal et al., 1986). Hirazawa et al. (2001) usando estudos *in vitro*, verificaram que 1 mM

de ácido de caprílico, extraído do óleo de coco ou outro óleo comestíveis, eliminou os esporos de *Kudoa shiomitsui*, mixosporídeo de peixes marinhos.

Crustáceos parasitos

Os crustáceos podem causar sérios danos, principalmente, em peixes cultivados. Há registros de crustáceos causando problemas em diversas espécies em cultivo em países de todos os continentes. No Brasil, a *Lernaea cyprinacea* encontra-se amplamente disseminada nas pisciculturas de quase todas as regiões. Por isso, é um dos parasitos causando prejuízos aos criadores e peixes (Tóro et al., 2003; Pavanelli et al., 2008). Infestações maciças tornam os peixes completamente desfigurados e são rejeitados pelos consumidores devido ao seu aspecto. Os peixes altamente parasitados se chocam contra as paredes do tanque, sobem à superfície e se aglomeram na entrada da água e apresentam-se apáticos, anoréticos e com hemorragias puntiformes no corpo (Moraes & Martins, 2004). Consequentemente, a ocorrência de infecções secundárias por bactérias e/ou fungos é relativamente comum nesses peixes parasitados.

Para o controle da enfermidade de parasitos crustáceos o ideal é o acompanhamento constante e a prevenção, para impedir a contaminação ambiental, pois o tratamento não é adequado por várias razões. Há recomendações para o uso de banhos com organofosforados como 0,25 mg/L de triclofon e neguvon, mas há o risco da contaminação ambiental e o desenvolvimento de resistência pelo parasito (Tonguthai, 1997; Moraes & Martins, 2004). Outro organofosforado recomendado é o folidol, na concentração de 0,25 mg/L de água em quatro tratamentos semanais ao longo de 30 dias, onde as formas juvenis dos parasitos são totalmente eliminadas.

Para *L. cyprinacea*, a associação de folidol com ascículas de pinus (*Pinnus elliot*) foi avaliada com relativo sucesso em *P. lineatus*, *P. masopotamicus*, *C. macropomum* e híbrido tambacu (Vilem et al., 1998). Estudos *in vitro*, demonstraram que resina este de pinus foi efetiva para matar *L. cyprinacea* e concentração subletal para tratamento de *Leporinus piau* com esta substância deve ser abaixo de 200 mg/L (Toró et al., 2003).

Foi demonstrado que em *P. mesopotamicus* o tratamento com 200 g de diflubenzuron/m³ de água eliminou 100% dos parasitos presentes nos peixes. O diflubenzuron além de não ser tóxico para o animal inibe a formação de quitina (Moraes & Martins, 2004). Recentemente, após avaliar a toxicidade do diflubenzuron (5-500 mg/L) para alevinos de jaú *Zungaro zungaro*, Pelli et al. (2008) consideraram que este produto pode ser usada na piscicultura, para outros peixes também. Como produtos os químicos para controle de parasitoses quando não causam estresse nos peixes podem prejudicar o meio ambiente aquático, assim há necessidade de métodos alternativos para controle de parasitos crustáceos, bem como de outras doenças parasitárias.

Outros crustáceos importantes na piscicultura são os ectoparasitos do gênero *Argulus* e *Dolops*, também conhecidos como carrapatos ou piolhos de peixes. Cosmopolitas, ocorrem tanto em peixes de água doce como salgada. No hospedeiro, localizam-se em geral na superfície do corpo, nadadeiras e brânquias. Em aquário ou caixa de água, com peixes infectados é mais fácil

observar os ovos nas paredes, do que os animais adultos sobre os hospedeiros. Após um período de incubação de 10 a 20 dias, os jovens argulídeos liberam-se e nadam à procura de um peixe hospedeiro.

Os efeitos das infestações por argulídeos podem ser tanto diretos quanto indiretos. Os diretos estão associados às lesões causadas no tegumento dos peixes, com ruptura da integridade da epiderme e conseqüente instalação de infecção secundária, por microrganismos oportunistas. Os efeitos indiretos estão relacionados ao estresse, que quando crônico pode causar imunossupressão, tornando os peixes susceptíveis a outras infecções. Além disso, quando os peixes estão altamente parasitados, a mortalidade no cultivo é normalmente devido ao desequilíbrio iônico provocado por estes parasitos, bem como pelo aumento da susceptibilidade às infecções secundárias (Castro & Fernandes, 2009).

Infecções por argulídeos são difíceis de prevenir ou tratar. No caso de aquários, a primeira indicação de problemas são os ovos aderidos no vidro. Porém, em tanques/viveiros essa constatação é feita, geralmente, após observado o parasito no corpo dos peixes. O tratamento pode ser feito então com banhos de neguvon ou triclorfon. No caso de aquários, o mais conveniente é enchê-lo com uma solução de hipoclorito de sódio a 5%, por 10 horas. Os tanques ou viveiros com grande infecção devem ser drenados e o fundo coberto com óxido de cálcio, por 2-3 dias. Contudo, o formol, independente da dose aplicada, não é efetivo no tratamento de *Argulus* sp. (Souza & Afonso, 1993), bem como de outros crustáceos.

Tabela 7. Produtos indicados para controle e tratamento de infestações causadas por crustáceos argulídeos do gênero *Dolops* e *Argulus*, em diferentes peixes de água doce.

Hospedeiro	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Catla catla</i>	3 g/L NaCl	Banho: 2 -5 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. idella</i>	3 g/L NaCl	Banho: 2 -5 min	Singhal et al. (1986)
<i>Labeo rohita</i>	3 g/L NaCl	Banho: 2 -5 min	Singhal et al. (1986)
<i>H. molitrix</i>	3 g/L NaCl	Banho: 1 -2 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	3 g/L NaCl	Banho: 1-2 min	Singhal et al. (1986)

Nas carpas *Catla catla*, *C. idella* e *Labeo rohita*, banhos de 2 a 5 minutos com cloreto de sódio 3,0% reduz em 97% a infestação de *Argulus indicus*; enquanto em *Hypophthalmichthys molitrix* e *Cirrhinus mrigala*, banho de apenas 1 a 2 minutos foi suficiente para eliminação desse crustáceo. O início da infestação pode ser controlado com banhos de 0,01 mg/L de ácido acético, por 5 minutos. Porém, 0,5 mg/L de permanganato de potássio reduz somente 60% dessa infestação (Singhal et al., 1986), indicando que possivelmente uma maior concentração poderia apresentar melhores resultados. Assim, em tanques ou aquários de pequenas dimensões a utilização de banhos diários de cloreto de sódio de 1,0 a 3,0% elimina os

parasitos da superfície corporal dos peixes (Moraes & Martins, 2004). De forma, para controle da parasitose podem ser usados os mesmos produtos que são usados para tratar a lerneose, mas apesar da redução dos parasitos com o tratamento, os peixes podem apresentar alterações fisiológicas.

Em *C. carpio* o tratamento com 2,5 g/L de neguvon, em banhos de 10 minutos, para *Argulus* sp., aumentou o número de eritrócitos e leucócitos, concentração de hemoglobina (Ranzani-Paiva et al., 1987) e os valores plasmáticos de sódio e potássio (Ranzani-Paiva et al., 1989). Similarmente, em *P. mesopotamicus*, tratamento com 0,4 mg/L de triclorfon para argulose provocou redução do número de eritrócitos e concentração de hemoglobina (Tavares-Dias et al., 1999). Entretanto, as alterações fisiológicas podem variar com a espécie de peixe e o produto empregado no tratamento dessas parasitoses.

Monogenoidea

Peixes recém obtidos, de qualquer origem, devem ser examinados e tratados antes de ser introduzidos em tanques/viveito ou aquários contendo animais sadios. O controle e tratamento desses helmintos parasitos podem ser feito com diferentes substâncias (Tabela 6). Porém, o tempo e forma de tratamento são variáveis, pois diferentes espécies de peixes têm grau de tolerância distinto aos produtos químicos, assim como os monogenóides.

Estudos demonstraram que 5,0 mg/L de mebendazol aplicado na forma de banhos com 24 horas de duração, apresentou 100% de eficácia em carpas *Cyprinus carpio* e 81,3% no pacu, *P. mesopotamicus* na eliminação de monogenóides. A diferença de eficácia do produto entre os dois peixes provavelmente se deva ao fato de que o pacu é mais susceptível ao parasito do que a carpa (Moraes & Martins, 2004). Em pacus esse tratamento causou aumento do hematócrito, concentração de hemoglobina e percentual de trombócitos e linfócitos, na dependência na dose empregada (Martins et al., 2001). Por outro lado, em *Pagrus pagrus*, banho de uma hora com 400 mg/L de mebendazol não teve efeito na infestação branquial por *Microcotyle* sp. (Katharios et al., 2006), pois esse antihelmintico é mais efetivo contra esse monogenético quando administrado na dieta.

Em juvenis de *C. macropomum*, banhos de 15, 30, 45 e 60 minutos com 250 mg/L de permanganato de potássio não tiveram efeitos sobre a infestação de monogenóides *Anacanthorus spathulatus* e *Notozothecium janauchaensis*. Porém, tratamento com 250 mg/L nessas mesmas condições, mostrou que banhos de 60 min tiveram maior eficácia (Porto et al., 2005). Em peixes marinhos, *Glaucosoma hebraicum*, banho de cinco horas com 1,1 mg/L de triclorfon ou com 150 mg/L de formol, por uma hora, não foram efetivos no tratamento de monogenóides da subfamília Axininae, enquanto banho com 1,25 mg/L de triclorfon, por 15 horas, foi parcialmente efetivo e matou 50% dos peixes. Porém, 4,2 mg/L de permanganato de potássio causou mortalidade de 100% dos peixes (Pironet & Jones, 2000), mostrando ser altamente tóxico para esse peixe de água salgada.

Tabela 6. Produtos indicados para controle e tratamento de diferentes espécies de Monogenoidea de peixes.

Monogenoidea	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Pseudodactogirus</i> sp.	1 mg/L mebendazol	Banho: 24 h	Buchamann & Bjerregaard (1990)
<i>P. anguillae</i> , <i>P. bini</i>	2-20 mg/L KMnO ₄	Banho: 5 h	Umeda et al. (2006)
<i>P. anguillae</i> , <i>P. bini</i>	2,4-3,4 g/L NaCl	Banho: 5 h	Umeda et al. (2006)
<i>P. anguillae</i> , <i>P. bini</i>	24-60 mg/L cloramina-T	Banho: 5 h	Umeda et al. (2006)
<i>Gyrodactylus</i> sp.	25 mg/L mebendazol	Banho: 12 h	Tojo et al. (1992)
<i>A. penilabiatus</i>	10 mg/L mebendazol	Banho: 24 h	Martins et al. (2001)
<i>Dawestrema</i> sp.	100 mg/L mebendazol	Banho: 30 min	Cavero et al. (2002)
<i>Haliotrema abaddon</i>	2 mg/L praziquantel	Banho: 30 h	Stephens et al. (2003)
<i>A. penilabiatus</i>	10 mg/L levamisol + 10mg/L mebendazol	Banho: 24 h	Onaka (2001)
<i>Linguadactyloides</i> sp.	250 mg/L formol	Banho: 30-60min	Ceccarelli et al. (1993)
<i>Microcotyle</i> sp.	400 mg/L formol	Banho: 60 min	Katharios et al. (2006)
<i>Zeuxapta seriola</i>	300 mg/L H ₂ O ₂	Banho: 10 min	Mansell et al. (2005)
<i>A. penilabiatus</i>	7 mg/L paration	Banho: 16-24 h	Cruz et al. (2008)

Estudos em *P. mesopotamicus* com dactilogirose demonstram que banhos com cloreto de sódio (NaCl) a 22,8%, durante 10 minutos, foi eficiente no tratamento, enquanto dosagens a partir de 55,0% mostraram-se letais para os peixes, pois os animais apresentaram hemorragia branquial, desprendimento das mucosas e opacidade da córnea (Ceccarelli & Oliveira, 1986). Em pirarucu *Arapaima gigas*, banhos com NaCl a 2% ou 4,0% por 20 min foram pouco efetivos no tratamento para *Dawestrema* sp. e causou grande mortalidade nos peixes (Cavero et al., 2002). Porém, em *O. niloticus* banhos de 10 minutos com 3 g/L de cloreto de sódio ou 250 mg/L de formol reduziram o número de *Gyrodactylus* sp., mas não de *Dactylogyrus* sp. (Vargas et al., 2003), enquanto tratamentos com 2,5-3,4 g/L de sal para oncomiracídios de *Pseudodactylogyrus anguillae* e *P. bini* foram efetivos (Umeda et al., 2006). Estes resultados sugerem que o sal tem pouco efeito no tratamento de monogenóides adultos, mas pode eliminar oncomiracídios.

Em *P. mesopotamicus* jovens parasitados com adultos de *Linguadactyloides* sp., com banhos de 0,025% formol por 30 ou 60 minutos, foram eficazes (Ceccarelli et al., 1993). Por outro lado, banhos com 25 mg/L de formol, durante 10,5 horas foram pouco efeitos na eliminação de *Haliotrema abaddon*, das brânquias de *G. hebraicum* (Stephens et al., 2003). Porém, concentrações mais elevadas de formol (250-300 mg/L) também não matam 100% desta e de outras espécies de monogenóides marinhos e ainda podem ser tóxicas para os peixes.

Em *G. hebraicum*, exposto a 15 mg/L de triclorfon, por duas horas, para tratamento de *H. abaddon* houve elevada toxicidade sem eliminação do parasito (Stephens et al., 2003). Similarmente, triclorfon em concentrações de 0,2; 0,5 e 1,0 mg/L, em única aplicação, teve pouco efeito em

oncomiracídeos de *P. anguillae* e *P. bini*. Porém, permanganato de potássio e cloramina-T eliminam os oncomiracídeos, mas não seus ovos. Assim, é necessário tratamento durante vários dias seguidos para eliminar esses parasitos, quando qualquer um desses três produtos é usado contra monogenóides (Umeda et al., 2006). Para enguias *Anguilla anguilla* infectadas por monogenóides, concentrações terapêuticas de permanganato de potássio e cloramina-T foram altamente tóxicas (Madsen et al., 2000). Similarmente, na Austrália, para eliminar monogenóides de *Seriola lalandi*, comumente tem sido usado 300 mg/L de peróxido de hidrogênio, mas este produto é estressante para esse peixe (Mansell et al., 2005), bem como para outras espécies, dependendo da espécie, concentrações usadas e da temperatura.

Métodos terapêuticos alternativos também têm sido testados para eliminar monogenóides. Hirazawa et al. (2001) relata que 1 mM de ácido de caprilico eliminou oncomiracídeos e adultos de *Benedenia seriolae*, *in vitro*. Em *P. mesopotamicus*, o uso de 2000 mg de alho/kg de ração, por 15 dias, reduziu em até 50,0% a quantidade de *A. penilabiatus* nas brânquias dos peixes parasitados (Martins et al., 2002b). Neste mesmo hospedeiro, tratamento 2,9 mg/L de extrato aquoso de folhas de nim (*Azadirachta indica*), por 120 horas, eliminou 89,2% dos monogenóides *A. penilabiatus* nas brânquias dos peixes (Cruz et al., 2008).

Extrato de santa-bárbara ou paraíso (*Melia azedarach*) tem sido testado com sucesso para tratar monogenóides de peixe marinho no Brasil (Osoria, 2003). Recentemente, Valentim-Zabott et al. (2008) relataram que o uso de um complexo homeopático (Homeopatila RS®) na ração de pós-larvas de *O. niloticus* eliminou os pasitos *Gyrodactilus* e *Trichodina* sp.

Nematóides

Levantamentos recentes indicam que existem inúmeras espécies de nematóides, os quais podem ser encontrados em peixes dulciaquícolas no Brasil (Vicente & Pinto, 1999; Onaka, 2009). Os nematóides adultos podem viver tanto no trato digestório como nas cavidades corporais do hospedeiro. A fertilização é interna, pela inserção dos espículos do macho na vagina da fêmea. Os machos geralmente possuem papilas e uma bolsa ou ventosa genital para se copular com as fêmeas, e dependendo da espécie as fêmeas são ovíparas ou vivíparas. Apresentam quatro estágios larvais antes de atingir a fase adulta e, no caso dos parasitos de peixes, o primeiro estágio larval é livre na água e os demais estágios são parasitários.

Os danos causados ao hospedeiro dependem da espécie do nematóide, do órgão invadido e do número de parasitos (Thatcher & Neto, 1994; Onaka, 2009). As infecções por nematóides retardam o crescimento dos peixes e causam grave patogenia (Prieto et al., 2005), e até mesmo a morte; situações indesejáveis em uma piscicultura. Infecção hepática causada por *Neocucullanus neocucullanus*, pode causar perfuração no estroma do órgão, desorganização tecidual e grave processo inflamatório nos peixes infectados (Rodrigues et al., 2002). Contudo, *Rodonia rondoni* são parasitos freqüentemente encontrados em grande número no trato digestório de peixes, mas parecem não causar prejuízos à saúde dos peixes infectados (Cecarelli et al., 1990; Martins & Urbinati, 1993; Dias et al., 2004),

independente da quantidade de parasitos no hospedeiro (Martins & Urbinati, 1993).

Nematóides com cutícula espinhosa penetram na mucosa gastrointestinal causando hemorragias e severa reação inflamatória, como é o caso do *Goezia leporini* (Anisakidae) encontrado parasitando o trato digestório de *Leporinus macrocephalus* de criação. Este parasito causou grave anemia, com redução do hematócrito e concentração de hemoglobina, além de anisocitose e poiquilocitose, devido às ulcerações hemorrágicas provocadas no hospedeiro (Tavares-Dias & Moraes, 2004; Martins et al., 2004).

Os parasitos nematóides podem ter ou não especificidade, sendo que um não específico pode utilizar um vasto número de espécies de hospedeiros distinto (Pavanelli et al., 2000). Por exemplo, *R. rondoni* comumente encontrado em pacu *P. mesopotamicus*, também tem sido descrito em várias outras espécies de peixes (Parra et al., 1997), e tratamento com 20 ou 40 mg de fembendazol/kg de ração não foi eficaz no tratamento deste nematóides neste peixe (Parra et al., 1997).

Há poucos estudos sobre tratamentos contra nematóides. Porém, para espécies encontradas no Brasil estes são quase inexistentes, pois o tratamento contra nematóides é difícil, principalmente, em pisciculturas. Contudo, o ciclo de vida desses parasitos pode ser interrompido com tratamentos de 0,5-1,0 mg/L de dipterex (Tonguthai, 1997).

Em recente revisão, Prieto et al. (2005) relataram que diversas substâncias medicinais têm sido usadas com sucesso no tratamento contra vários nematóides, em Cuba e no México. Sementes de papaia (*C. papaya*) têm efetividade contra *Cucullanus* sp., parasitando tilápias. Tratamento único com de 200 mg/L de alho (*A. sativum*) ou cebola (*Allium cepa*) mostraram bons resultados no tratamentos contra *Capillaria* sp. e *Spirocamallanus* sp., em tilápias e carpas. Similarmente, a castanha (*Castanea sativa*) quando moída e diluída água foi também um bom anti-helmintico contra *Capillaria* sp. e *Spirocamallanus* sp. Tratamento em única dose de 10 g/L com erva-de-Santa-Maria (*Chenopodium ambrosioides*), também eliminou 92% dos ovos de nematóides. Portanto, como estas espécies de nematóides também parasitam são encontrados no Brasil, bem como as plantas com princípios farmacologicamente ativos, assim estas poderão ser usadas na piscicultura. Contudo, são necessários estudos mais detalhados sobre as concentrações efetivas contra cada espécie de nematóide, como também sobre a toxicidade da erva-de-Santa-Maria para os peixes.

Considerações finais

No Brasil, há falta de informações sobre os cuidados adequados para impedir a invasão dos patógenos na criação. Assim, produtores não incluem a construção de quarentenários e não exige certificação sanitária de doenças nos peixes que adquirem. Consequentemente, pode ocorrer então uma disseminação de agentes, potencialmente, perigosos na piscicultura. Na tentativa de minimizar os prejuízos causados pelas enfermidades, têm sido utilizados vários produtos terapêuticos. No entanto, muitas vezes estes produtos também apresentam resultados, geralmente, prejudiciais à produção. Estes resultados ocorrem quando é feito de forma indiscriminada o

uso dos produtos, com cálculos errôneos da quantidade de aquisição e uso. Além disso, não é respeitado o tempo de carência para consumo dos peixes tratados com estes produtos, e por fim desistem da atividade.

Outro fato preocupante é que, atualmente no Brasil, tem sido registrado e liberado a utilização de produtos químicos, por os órgãos responsáveis pela fiscalização do uso destes produtos na aquicultura, os quais normalmente têm causado efeitos adversos aos prescritos para seu uso no controle de enfermidades em peixes. Portanto, estes produtos não deveriam ser liberados sem comprovada eficácia e segurança, uma vez que os produtores usam estas substâncias de efetividade duvidosa, sem conhecimento. Consequentemente se caminha na direção contrária do desenvolvimento da atividade economicamente relevante, pois devem ser usados produtos que comprovadamente causam benefícios aos peixes sem danificar meio ambiente e, consequentemente, auxilie o produtor a ter lucros com a atividade.

Contudo, alguns cuidados simples podem determinar a uma maior sobrevivência dos peixes e aumento da produção, garantindo assim maior lucro para o produtor – o respeito à capacidade-suporte dos tanques/viveiros da piscicultura, a não exposição desnecessária dos peixes a situações estressantes, manutenção de uma boa entrada de água com qualidade nos tanques/viveiros, além de evitar a entrada de agentes patogênicos. Consequentemente, o produtor poderá obter um produto final de melhor qualidade, o que é fundamental para incremento da cadeia do pescado.

Referências

-
- AFFONSO, E. G.; BARROS, F. P.; BRASIL, E. M.; TAVARES-DIAS, M.; ONO, E. A. 2009. Indicadores fisiológicos de estresse em peixes expostos ao peróxido de hidrogênio (H₂O₂). In: TAVARES-DIAS, M. (Org). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, p. 346-360.
- ALCÂNTARA-ROCHA, R. C. G.; CECCARELLI, P. S.; MELO, J. S. C.; SOUZA-FILHO, V. M. 1993. Eficiência de produtos químicos no combate a infestação do parasito *Trichodina* sp em lambari, *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758). *Bol. Téc. Cepta*, 6: 31-39.
- ALCÂNTARA-ROCHA, R. C. G.; CECCARELLI, P. S.; SANTOS NETO, J. C.; RODRIGUES, A.; CERVI, R. C.; RIBEIRO, P. 1994. Eficácia de diferentes produtos químicos no controle de *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876, em alevinos de pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887. *B. Téc. Cepta*, 7:1-8,1994.
- ALEXANDRINO, A. C.; OKUMURA, M. P. M.; BALDASSI, L.; TABATA, Y. A.; PAULI, A. O. S.; ARAÚJO, A. P. ROSA, M. B. 1998/1999. Ocorrência de infecção por *Edwardsiella tarda* em trutas-arco íris (*Oncorhynchus mykiss*) em cultivo intensivo. *B. Inst. Pesca*, 25: 121-123.
- ANDRADE, L. S.; ANDRADE, R. L. B; BECKER, A. G. 2006. Survival and behavior of silver, *Rhamdia quelen*, submitted to antibiotics and sodium chloride treatments. *Ciê. Rural*, 36: 1004-1007.
- ARAÚJO, L. D.; CHAGAS, E. C.; GOMES, L. C.; BRANDÃO, F.R. 2004. Efeito de banhos terapêuticos com formalina sobre indicadores de estresse em tambaqui. *Pesq. agrop. bras.*, 39: 217-221.

- AVENDAÑO-HERRERA, R.; MAGARIÑOS, B.; IRGANG, R.; TORANZO, A. E. 2006. Use of hydrogen peroxide against the fish pathogen *Tenacibaculum maritimum* and its effect on infected turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture*, 257: 104-110.
- BUCHMANN, K.; BJERREGAARD, J. 1990. Comparative eficacies of commercially available benzimidazoles against *Pseudodactylogyrus* infestations in eels. *Dis. Aqua. Org.*, 9:117-120.
- CARNEIRO, P. C. F.; SCHORER, M.; MIKOS, J. D. 2005. Tratamentos terapêuticos convencionais no controle do ectoparasita *Ichthyophthirius multifiliis* em jundiá (*Rhamdia quelen*). *Pesq. agrop. bras.*, 40: 99-102.
- CARNEVIA, D.; CHAVES, L.; KEREKI, C. F. 2003. Caracterización de siete cepas de *Aeromonas hydrophila* (Bactéria, Aeromonadaceae) aisladas de peces ornamentales tropicales de Uruguay. CIVA2003, p. 966-970. [Disponível em: www.revistaaquatic.com/civa2003].
- CASTRO, F. J.; FERNANDES, M. N. 2009. Efeitos da infestação por parasitos argulídeos na fisiologia e mecanismos de defesa inata em peixes cultivados. In: TAVARES-DIAS, M. (Org). Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, p. 361-388.
- CASTRO, S. B. R.; LEAL, C. A. G. ; CARVALHO, D. A. ; OLIVEIRA, D. F.; FIGUEIREDO, H. C. P. Antibacterial activity of plant extracts from Brazil against fish pathogenic bacteria. *Braz. J. Microbiol.*, 39: 1-4, 2008.
- CAVERO, B. A. S.; ITUASSU, D. R.; PEREIRA FILHO, M.; CRESCÊNCIO, R.; GANDRA, A. L.; ROUBACH, R. 2002. In: *XII Simpósio Brasileiro de Aquicultura*, Goiânia, 2002, p. 1-14.
- CECCARELLI, P. S. 1988. Susceptibilidade à infestação por *Lerneae* (Copepoda: Lerneidae) Linnaeus em diferentes espécies de peixes cultivados no CEPTA e testes de infestação no pacu *Piaractus mesopotamicus* em laboratório. *Bol. Téc. Cepta*, 1:31-35.
- CECCARELLI, P. S. OLIVEIRA, C. A. 1986. Ocorrências de helmintos, parasitas de *Colossoma mitrei* Berg, 1984 em ambiente natural. Simpósio Brasileiro de Aquicultura, 5., Cuiabá, 1986. *Anais...*p.203-205,.
- CECCARELLI, P. S.; ALCÂNTARA ROCHA, R. C. G.; MELO, J. S. C. E. 1993. Efeito do formaldeído sobre a *Trichodina* sp. e *Linguadactyloides* sp. em alevinos de pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887. *Bol. Téc. Cepta*, 6: 23-30.
- COSTA, A. B. 2004. Estratégias para o estudo de bactérias potencialmente patogênicas na piscicultura. In: *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. Cyrino et al. (Ed.). São Paulo: TecArt. p. 387-403.
- CRUZ, C.; MACHADO NETO, J. G.; FUJIMOTO, R. Y.; HENARES, M. N. P.; DUÓ, D. A. 2008. Eficácia do paration metílico e do extrato aquoso de folhas secas de nim no controle de *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenoidea) em pacu (*Piaractus mesopotamicus*). *B. Inst. Pesca*, 34: 61 – 69.
- DARWISH, A. M.; MITCHELL, A. J.; STRAUS, D. L. 2009. Evaluation of potassium permanganate against an experimental subacute infection of *Flavobacterium columnare* in channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). *J. Fish Dis.*, 32:193–199.
- DIAS, P.G.; FURUYA, W.M.; PAVANELLI, G.C.; MACHADO, M.H. & TAKEMOTO, R.M. 2004. Carga parasitária de *Rondonia rondoni* Travassos, 1920

- (Nematoda, Atractidae) e fator de condição do armado, *Pterodoras granulosus* Valenciennes, 1833 (Pisces, Doradidae). *Acta Scientiarum*, 26: 151-156.
- DIGGLES, B.K. 2000. Chemotherapy of the ciliate *Trichodina* sp., on juvenile turbot (*Colistium nudipinnis*) with notes on the susceptibility of fish with abnormal pigmentation. *New Zealand J. Mar. Freshwater Res.*, 34: 645-652.
- DOBSON, A. P.; KEYMER, A. E. 1994. Population dynamics and community structure of parasite helminths. In: SHORROCKS, B.; SWINGLAND, L. A. *Living in a patchy environment*. Oxford: Oxford University Press, p. 107-125.
- DOBSON, A.P.; ROBERTS, M. 1990. The population dynamics of parasite helminth communities. *Parasitology*, 109: S97- S108.
- EKANEM, A. P; OBIEKEZIE, A.; KLOAS, W.; KNOPF, K.2004. Effects of crude extracts of *Mucuna pruriens* (Fabacea) and *Carica papaya* (Caricacea) against the protozoan fish parasite *Ichthyophthirius multifiliis*. *Parasitol. Res.*, 92: 361-366.
- GIESEKER, C. M.; SERFLING, S. G.; REIMSCHUESSEL, R. 2006. Formalin treatment to reduce mortality associated with *Saprolegnia parasitica* in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture*, 253: 120-129.
- GODOY, D.; MIAN, G.; ZANOLO, R.; YUHARA, T.; FARIA, F.; FIGUEIREDO, H. C. P. 2008. Patterns of resistance to florfenicol and bicyclomycin in Brazilian strains of motile aeromonads. *Aquaculture*, 258:255-259.
- HIRAZAWA, N.; OSHIMA, S.; HATA, K. 2001. In vitro of the antiparasitic effect of caprylic acid against several fish parasites. *Aquaculture*, 200: 251-258.
- JOHNSON, S. C.; CONSTIBLE, J. M.; RICHARD, J. 1993. Laboratory investigations on the efficacy of hydrogen peroxide against the salmon louse *Lepeophtheirus salmonis* and its toxicological and histopathological effects on Atlantic salmon *Salmo salar* and chinook salmon *Oncorhynchus tshawytscha*. *Dis. Aquat. Org.*, 17:197-204.
- JIANG, Y.; XIE, P.; LIANG, G. 2009. Distribution and depuration of the potentially carcinogenic malachite green in tissues of three freshwater farmed Chinese fish with different food habits. *Aquaculture*, 288:1-6.
- KATHARIOS, P.; PAPANDROULAKIS, N.; DIVANACH, P. 2006. Treatment of *Microcotyle* sp. (Monogenea) on the gills of cage-cultured red porgy, *Pagrus pagrus* following baths with formalin and medendazole. *Aquaculture*, 251: 167-171.
- KLEIN, S; FEIDEN, A.; BOSCOLO, W. R.; REIDEL, A.; SIGNOR, A.; A. SIGNOR, A. A. 2004. Utilização de produtos químicos no controle de *Ichthyophthirius multifiliis*, Fouquet (1876) em alevinos de surubim do Iguaçu *Steindachneridion* sp., Garavello (1991). *Semina: Ciên. Agr.*, 25: 51-58.
- LI, MH.; WISE, D. J; ROBINSON, E. H. 1996. Chemical prevetion and treatment of winter saprolegniroseis ("winter kill") in channel catfish *Ictalurus punctatus*. *J. Word Aquacult. Soc.*, 27:1-6.
- LIMA, R. M. S.; FIGUEIREDO, H. C. P; FARIA, F. C. F; PICOLLI, R. H; BUENO FILHO, J. S. S; LOGATO, P. V. R. 2006. Resistência a antimicrobianos de bactérias oriundas de ambiente de criação e filés de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*). *Ciênc. agrotec.*, 30:126-132.

- LOM, J. 1981. Fish invading dinoflagellates: a synopsis of existing and newly proposed genera. *Folia Parasitol.*, 28:3-11.
- MADSEN, H. C. K.; BUCHMANN, K.; MELLERGAARD, S. 2000. Treatment of trichodiniasis in eel (*Anguilla anguilla*) reared in recirculation systems in Denmark: alternatives to formaldehyde. *Aquaculture*, 186: 221-231.
- MANSELL, B.; POWELL, M. D.; ERNST, I.; NOWAK, B. F. 2005. Effects of the gill monogenean *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) and treatment with hydrogen peroxide on pathophysiology of kingfish, *Seriol lalandi* Valenciennes, 1833). *J. Fish Dis.*, 28: 253-262.
- MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; MORAES, F. R.; FUJIMOTO, R. Y. 2001. Mebendazole treatment against *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea, Dactylogyridae) gill parasite of cultivated *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes, Characidae) in Brazil. Efficacy and hematology. *Acta Parasitol.*, 46: 332-336.
- MARTINS, M. L.; MORAES, F. R.; BOZZO, F. R.; PAIVA, A. M. F. C.; GONÇALVES, A. 2002a. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. *Acta Scientiarum*, 24: 981-985.
- MARTINS, M.L.; MORAES, F. R.; MIYAZAKI, D. M. Y.; BRUM, C. D.; ONAKA, E. M.; FENERICK, J.; BOZZO, F. R. 2002b. Alternative treatment for *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea: Dactylogyridae) infection in cultivated pacu *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) in Brazil and their haematological effects. *Parasite*, 9: 175-180.
- MARTINS, M. L.; YOSHITOSHI, E. R. 2003. A new nematode species *Goezia leporini* n. sp. (Anisakidae) from cultured freshwater fish *Leporinus macrocephalus* (Anostomidae) in Brazil. *Braz. J. Biol.*, 63: 497-506.
- MIRON, D. S.; SILVA, L. V. F.; GOLOMBIESKI, J. I.; BALDISSEROTTO, B. 2003. Efficacy of different salt (NaCl) concentrations in the treatment of *Ichthyophthirius multifiliis* in infected silver catfish *Rhamdia quelen*, fingerlings. *J. Appl. Aquacul.*, 14: 155-161.
- MORAES, F. R.; MARTINS, M. L. 2004. Condições predisponentes e principais enfermidades de teleósteos em piscicultura intensiva. In: *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. Cyrino et al. (Ed.). São Paulo: TecArt. p. 343-386.
- MURATORI, M. C.; MARTINS, N. E.; PEIXOTO, M. T. D.; ARARIPE, M. N. B.; MENDONÇA, I. L. 2000. Ocorrência de *Piscinoodinium pillulare* em tilápia *Oreochromis niloticus*. In: Encontro Brasileiro de Patologistas de Organismos Aquáticos, 6 e Encontro Latino-Americano de Patologistas de Organismos Aquáticos, 2., 2000, Florianópolis, SC. Anais...p.117.
- MURATORI, M. C. S.; MARTINS, N. E.; PEIXOTO, M. T. D.; OLIVEIRA, A. L., RIBEIRO, L. P.; COSTA, A. P. R.; SILVA, M. C. C.; LEITE, R. C. 2001. Mortalidade por "septicemia dos peixes tropicais" em tilápias criadas em consorciação com suínos. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 53:658-662.
- NUÑEZ, M.; POZO, M.; VALLADARES, J. 2001. Concentración inhibitoria mínima de tres extractos de plantas medicinales sobre bacterias del género *Aeromonas*, causantes de enfermedad en peces. *Rev. AquaTic*, 14: [Disponível el 16/05/2009 en URL: <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=h&c=123>].

- ONAKA, E. M. 2009. Principais parasitoses em peixes de água doce no Brasil. In: TAVARES-DIAS, M. (Org). Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, p. 536-574.
- OSORIA, R. A. F. 2003. Evaluación de extratos de plantas medicinales com actividad antiparasitaria. CIVA 2003, p.358-370 [Disponível em: www.revistaaquatic.com/civa2003].
- OMOREGIE, E.; ESEYIN, T. G.; OFOJEKWU, P. C. 1994. Chronic effects of formalin on erythrocytes counts and plasma glucose of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Asian Fish. Sci.*, 7: 1-6.
- OMOREGIE, E.; OYEBANJI, S. M. 2002. Oxytetracycline-induced blood disorder in juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Trewavas). *J. World Aquacul. Soc.*, 33: 377-382.
- PARRA, J. R. G; BRANDÃO, D. A.; CECCARELLI, P. S. 1997. Eficácia do fembendazole no controle de nematódeos de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1987). *Ciê. Rural*, 27: 297-299
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. 2000. Sanidade de Peixes. *Inform. Agrop.*, 21:48-52.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C. TAKEMOTO, R.M. 2008. *Doenças de peixes: Profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 3ª Ed. Maringá: UEM.
- PELLLI, A.; PAULA, D. R.; ARRUDA, A. A. M.; LOPES, P.M.; RAMOS, S.M.; REZENDE, A.P.S. 2008. Toxicidade aguda e crônica de difloebnzuron para jaú, *Zungaro zungaro* (Humboldt, 1821)(Pisces, Pimelodidae). *Rev. Bras. Zool.*, 10: 51-54.
- PIRONET, F. N.; JONES, J. B. 2000. Treatments for ectoparasites and diseases in captive Western Australian huffish. *Aquacul. Internat.*, 8: 349-361.
- PRIETO, A.; OCAMPO, A. A.; FERNÁNDEZ, A.; PÉREZ, M. B. 2005. El empleo del medicina natural en el control de enfermedades de organismos acuáticos y potencialidades de uso en Cuba y México. *Rev. Especial. Cien. Químico Biológ.*, 8:38-49.
- RANZANI-PAIVA, M. J.; ISHIKAWA, C. M.; PORTELLA, M. C.; CELIBERTO, R. J. 1987. Hematologia da carpa comum *Cyprinus carpio*, infestada por *Argulus* sp. e após um tratamento com fosfato de 0,0-dimetil-oxi-2,2,2,-tricloroetilo (Neguvon). *B. Inst. Pesca*, 14: 83-92.
- RODRIGUES, E. L.; RANZANI-PAIVA, M. J. T.; SANTOS, A. A. Alterações histopatológicas em fígado de dourado *Salminus maxillosus* Valenciennes, 1840 (Osteichthyes, Characidae) causadas por *Neocucullanus neocucullanus* Travassos, Artigas & Pereira 1828 (Nematoda). *Acta Scientiarum*, 24: 455-459, 2002.
- SAHU, S.; DAS, B. K.; MISHRA, B. K.; PRADHAN, J.; SARANGI, N. 2007. Effect of *Allium sativum* on the immunity and survival of *Labeo rohita* infected with *Aeromonas hydrophila*. *J. Appl. Ichthyol.*, 23: 80-86.
- SANCHEZ, W.; PALLUEL, O.; MEUNIER, L.; COQUERY, M.; PORCHER, J. M.; AÏSSA, S. A. 2005. Copper-induced oxidative stress in three-spined stickleback: relationship with hepatic metal levels. *Environ. Toxicol. Pharmacol.*, 19: 177-183.
- SCHAMAH, G.; SCHIMIDT, H.; RITTER, G. 1996. The control ichthyophthiriasis by a medicated food containing quinine: efficacy tests and ultrastructure investigations. *Parasito. Res.*, 82: 697-75.

- SCHLENK, D. 1998. Efficacy of copper sulfate for the treatment of ichthyophthiriasis in channel catfish. *J. Aquatic Anim. Health*, 10: 390-396.
- SCHRECK, C. B.; FITZPATRICK, M. S.; MARKING, L. L.; RACH, J. J.; SCHREIER, T. M. 1992. *National Fisheries Research Center, Research to Identify Effective Antifungal Agents*. Annual Report, to Bonneville Power Administration, Portland, OR.
- SHALABY A. M.; KHATTAB, Y. A.; ABDEL RAHMAN, A. M. 2006. Effects of garlic (*Allium sativum*) and chloramphenicol on growth performance, physiological parameters and survival of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *J. Venom. Anim. Toxins incl. Trop. Dis.*, 12:172-201.
- SHAMSUDIN, M. N.; PLUMB, J. A. 1994. Morphological, biochemical, and physiological characterization of *Flexibacter columnaris* isolates from four species of fish. *J. Aquatic Anim. Health*, 8: 335-339.
- SPEARSE, D. J.; ARSENAULT, G. J. 1997. Effects of intermittent hydrogen peroxide exposure on growth and columnaris disease prevention of juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Can. J. Aqua. Sc.*, 54: 2653-2658.
- SINGHAL, R. N.; JEET, S.; DAVIES, R. W. 1986. Chemotherapy of six ectoparasitic diseases of cultured fish. *Aquaculture*, 54:165-171.
- SORUM, H. 1999. Antibiotic resistance in aquaculture. *Acta Vet. Scandinavia*, 92: 29-36.
- SOUSA, J. A.; EIRAS, J. C.; RANZANI-PAIVA, M. J. T.; Alexandrino, A. C. 1999. Bacteriology of wild grey mullets, *Mugil platanus* Günther, from Cananéia, São Paulo State, Brazil. *Revta bras. Zool.*, 16: 1065-1069.
- STEPHENS, F. J.; CLEARY, J. J.; JENKINS, G.; JONES, J. B.; RAIDAL, S. R.; THOMAS, J. B. 2003. Treatment to control *Haliotrema abaddon* in the West Australian dhufish, *Glaucosoma hebraicum*. *Aquaculture*, 215: 1-10.
- TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; KRONKA, S. N. 1999. Evaluation of the haematological parameters in *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (Osteichthyes: Characidae) with *Argulus* sp (Crustacea, Branchiura) infestation and treatment with organophosphate. *Revta. bras. Zool.*, 16: 553-555.
- TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; SCHALCH, S. H. C.; ONAKA, E. M.; MORAES, J. R. E.; QUINTANA, C. I. F.; MORAES, F. R. 2002. Alterações hematológicas e histopatológica em pacus *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae) tratados com sulfato de cobre (CuSO₄). *Acta Scientiarum*, 24:547-554.
- THATCHER, V. E.; BRITES-NETO, J. 1994. Diagnóstico, prevenção e tratamento das enfermidades de peixes neotropicais de água doce. *R. Bras. Med. Vet.*, 16: 111-128.
- THOMAS-JINU, S.; GOODWIN, A. E. 2004. Acute columnaris infection in channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque): efficacy of practical treatments for warmwater aquaculture ponds. *J. Fish Dis.*, 27: 23-28.
- TOJO, J.; SANTAMARINA, M. T.; UBEIRA, F. M.; ESTEVEZ, J.; SANMARTIN, M. L. 1992. Anthelmintic activity of benzimidazoles against *Gyrodactylus* sp. infecting rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Dis. Aqua. Org.*, 12: 185-189.
- TONGUTHAI, K. 1997. Control of freshwater fish parasites: A Southeast Asian perspective. *Inter. J. Parasitol.*, 27: 1185-1191.
- TÓRO, R. M.; GESSNER, A. A. L.; FURTADO, N. A. J. C.; CECCARELLI, P. S.; ALBUQUERQUE, S.; BASTOS, J. K. 2003. Activity of the *Pinus elliottii* resin