



Infecciones parasitarias en las etapas tempranas de producción de peces: una revisión

Parasitic infections during early fish production stages: a review

Ricardo Alejandro Pérez-Lizama¹, Jesús Genaro Sánchez-Martínez^{1*}, Roberto Pérez-Castañeda¹, María de la Luz Vázquez-Sauceda¹, Zeferino Blanco-Martínez¹, Flaviano Benavides-González¹, Pablo González-Alanis¹, Jaime Luis Rábago-Castro²

RESUMEN

Las infecciones parasitarias representan una limitante sanitaria clave en la producción acuícola intensiva, especialmente en etapas tempranas del ciclo de vida de los peces. La alta densidad, el estrés ambiental y la inmadurez inmunológica aumentan la susceptibilidad a protozoarios y helmintos con ciclos directos o indirectos. Esta revisión analiza los principales grupos de parásitos presentes en *hatcheries* (criaderos de peces) y sistemas de cría: ciliados, dinoflagelados, monogéneos, mixosporidios, tremátodos digéneos y céstodos. Se examinan su prevalencia, estacionalidad, transmisión y efectos patológicos en alevines, crías y reproductores. Los sistemas cerrados reducen el riesgo de parásitos heteroxenos, mientras que los estanques rústicos favorecen su transmisión por hospederos intermediarios. La interacción entre ambiente y densidad determina la expresión clínica y el impacto productivo. El monitoreo epidemiológico y el conocimiento de los ciclos biológicos son esenciales para estrategias preventivas eficaces.

Palabras clave: acuicultura, alevines, helmintos, protozoarios

ABSTRACT

Parasitic infections represent a major health constraint in intensive aquaculture production, particularly during the early stages of the fish life cycle. High stocking densities, environmental stress, and immunological immaturity increase susceptibility to protozoan and helminth parasites with either direct or indirect life cycles. This review examines the main groups of parasites found in hatcheries and fish-rearing systems, including ciliates, dinoflagellates, monogeneans, myxosporeans, trematodes, and cestodes. Their prevalence, seasonality, transmission dynamics, and pathological effects on larvae, juveniles, and broodstock are discussed. Closed production systems reduce the risk of heteroxenous parasites, whereas earthen ponds favor their transmission through intermediate hosts. The interaction between environmental conditions and stocking density determines the clinical expression of disease and its impact on production. Epidemiological monitoring and a thorough understanding of parasite life cycles are essential for the development of effective preventive strategies.

Keywords: aquaculture, alevins, helminths, protozoa

*Autor para correspondencia: jgsanchez@docentes.uat.edu.mx

Fecha de aceptación: 6 de julio de 2026

Fecha de recepción: 20 de marzo de 2026

Fecha de publicación: 15 de julio de 2026

¹Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Ciudad Victoria, Tamaulipas, México.

²Universidad Autónoma de Tamaulipas, Ciudad Victoria, Tamaulipas, México.

INTRODUCCIÓN

La acuicultura se ha consolidado como uno de los sectores productivos de mayor crecimiento en el ámbito alimentario global. Tras la estabilización de las capturas pesqueras hacia finales del siglo XX, el incremento sostenido de la demanda de proteína acuática ha sido compensado principalmente por la expansión de la producción acuícola (Boyd, 2013; Cai & Zhou, 2019; FAO, 2020). De acuerdo con la FAO (2020), la acuicultura representó aproximadamente el 46% del total de productos pesqueros destinados al consumo humano en 2018, tendencia que continúa en ascenso. Este crecimiento, sin embargo, ha ido acompañado de desafíos sanitarios relevantes, entre los cuales destacan las enfermedades parasitarias.

Al igual que ocurre con otras patologías infecciosas, los peces cultivados son susceptibles a infecciones causadas por virus, bacterias, hongos y parásitos (Tabla 1), pero a diferencia de los organismos homeotermos, su fisiología está fuertemente modulada por la calidad del agua particularmente la temperatura (Noga, 2010; Post, 1987). La naturaleza poiquilotérmica de los peces implica que pequeñas variaciones térmicas pueden alterar tanto la dinámica del parásito como la respuesta inmune del hospedero. Además, parámetros como el pH, la concentración de amonio, la salinidad y la densidad de cultivo influyen significativamente en la presentación clínica de las infecciones (Alam et al., 2012; Snieszko, 1974).

■ Tabla 1. Principales grupos parasitarios en crías de peces

Grupo parasitario	Géneros/especies	Localización	Efectos patológicos	Relevancia epidemiológica
Protozoarios ciliados	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> ; <i>Trichodina</i> spp.	Piel y branquias	Hiperplasia epitelial, necrosis branquial	Brotes asociados a temperatura y calidad de agua (Bruno et al., 2006; Noga, 2010)
Protozoarios flagelados	<i>Ichthyobodo necator</i>	Piel y branquias	Lesiones epidérmicas, alteración osmótica	Alta transmisión horizontal (Isaksen et al., 2010)
Dinoflagelados	<i>Piscinoodinium pillulare</i> ; <i>Amyloodinium ocellatum</i>	Branquias	Necrosis y fusión lamelar	Brotes explosivos en sistemas abiertos (Woo & Ardelli, 2014)
Monogéneos	<i>Dactylogyrus</i> spp.; <i>Gyrodactylus</i> spp.	Branquias y piel	Hiperplasia lamelar, hemorragias	Alta especificidad hospedera (Cable et al., 2002)
Mixosporidios	<i>Myxobolus</i> spp.; <i>Henneguya</i> spp.	Branquias y órganos internos	Proliferación branquial	Asociados a hospederos intermediarios (Kent et al., 2001)
Tremátodos digéneos	<i>Diplostomum</i> spp.	Cristalino y tejidos	Alteraciones visuales	Asociados a caracoles (Voutilainen et al., 2010)
Céstodos	<i>Bothriocephalus acheilognathi</i>	Intestino	Enteritis, retraso de crecimiento	Transmisión por copépodos (Scholz et al., 2021)
Nemátodos	<i>Contracaecum</i> spp.; <i>Eustrongyloides</i> spp.	Cavidad y musculatura	Lesiones tisulares	Mayor presencia en sistemas abiertos (Paperna, 1991)
Crustáceos parásitos	<i>Lernaea</i> ; <i>Argulus</i> ; <i>Ergasilus</i>	Piel y branquias	Lesiones ulcerativas	Predisponen infecciones bacterianas (Wafer et al., 2015)

Este efecto es particularmente importante en los sistemas de producción intensiva, donde, especialmente durante las etapas tempranas de vida como alevinaje y cría, los peces presentan una mayor susceptibilidad a agentes parasitarios debido a la inmadurez funcional de su sistema inmune (Faruk & Anka, 2017; Soliman et al., 2013). El estrés derivado del hacinamiento, la manipulación y los cambios ambientales actúa como factor predisponente, completando la clásica tríada epidemiológica agente–hospedero–ambiente (Snieszko, 1974). En este contexto, las parasitosis no solo generan mortalidades directas, sino también pérdidas económicas por disminución del crecimiento, susceptibilidad a infecciones secundarias y rechazo comercial del producto (Alkali et al., 2021). La presente revisión analiza los principales grupos parasitarios que afectan la producción de crías de peces, enfatizando su epidemiología, patogenia y relevancia productiva.

DESARROLLO DEL TEMA

Protozoarios

Los protozoarios constituyen uno de los grupos parasitarios más relevantes en fases tempranas de producción. Incluyen organismos oportunistas, comensales y altamente especializados, con ciclos de vida generalmente directos que favorecen su rápida diseminación en sistemas intensivos (Martins et al., 2015; Woo & Ardelli, 2014).

Entre ellos, los ciliados ocupan un lugar destacado debido a su impacto patológico; en particular, *Ichthyophthirius multifiliis* es reconocido como uno de los patógenos más importantes en agua dulce, responsable de la enfermedad conocida como “punto blanco” (Bruno et al., 2006; Noga, 2010). Su ciclo depende estrechamente de la temperatura, lo que explica la estacionalidad observada en múltiples sistemas productivos (Ghiraldelli et al., 2006; Ventura et al., 2013). En crías de carpa y tilapia, se han documentado prevalencias variables con picos durante periodos de temperaturas moderadas a bajas (Mortuza & Al-Misned, 2015; Yevtushenko, 2020).

Los tricodinidos, particularmente *Trichodina* spp., representan otro grupo de alta prevalencia en hatcheries y estanques de cría. Estos ectoparásitos se localizan principalmente en piel y branquias, provocando hiperplasia epitelial, hipersecreción mucosa y compromiso respiratorio cuando las cargas parasitarias son elevadas (Mitiku et al., 2018; Valladão et al., 2016), las cuales generalmente están asociadas con condiciones de mala calidad de agua y alta carga orgánica (Mitiku et al., 2018). *Ichthyobodo necator* es un protozoario flagelado especialmente relevante en salmónidos y otras especies de cultivo intensivo. Su capacidad de transmisión en sistemas con abastecimiento de agua aparentemente libre de peces silvestres sugiere una notable eficiencia en la transmisión horizontal, produciendo lesiones epidérmicas que afectan la osmorregulación y pueden reducir la tolerancia al cambio de salinidad en estas especies anádromas (Isaksen et al., 2010).

Esta elevada capacidad de propagación no es exclusiva, sino que también se observa en otros grupos de protozoarios de importancia acuícola, como los dinoflagelados del orden Oodiniaceae. Especies como *Piscinoodinium pillulare* y *Amyloodinium ocellatum*, poseen ciclos monoxenos con fases libres que facilitan brotes explosivos en sistemas abiertos o con alta aireación (Guerra-Santos et al., 2012; Woo & Ardelli, 2014). Las infecciones severas producen necrosis epitelial branquial, fusión lamelar y mortalidades masivas, particularmente en juveniles (Arbildo-Ortiz et al., 2020). En términos generales, las infecciones protozoarias en crías se caracterizan por alta transmisibilidad, marcada influencia ambiental y potencial sinergismo con infecciones bacterianas secundarias (Austin et al., 1998).

Monogéneos

Los monogéneos son helmintos ectoparásitos de ciclo directo con elevada especificidad hospedero-parásito. Los géneros *Dactylogyrus* sp. y *Gyrodactylus* sp. predominan en sistemas de producción de crías, localizándose en branquias y piel respectivamente (Reed et al., 2012).

En carpas comunes, las prevalencias de *Dactylogyrus* sp. pueden superar el 80% en ciertas épocas del año (Yevtushenko, 2020), mientras que en tilapias se pueden presentar en todos los estadios de cultivo (Bertaglia et al., 2023; Rojas-García et al., 2020). La dinámica estacional suele correlacionarse con incrementos de temperatura y sólidos suspendidos en el agua (Arguedas et al., 2017). A diferencia de *Dactylogyrus* sp., *Gyrodactylus* sp. es vivíparo, esto le otorga una ventaja reproductiva significativa: al retransmitir crías ya desarrolladas directamente sobre el hospedero, puede aumentar su tasa de crecimiento poblacional, sin depender de etapas libres o de condiciones ambientales específicas para la diseminación (Cable et al., 2002). Las lesiones inducidas incluyen hiperplasia lamelar, hemorragias y deterioro de la función respiratoria. En crías, donde la superficie branquial es proporcionalmente menor, estas alteraciones pueden tener consecuencias críticas en términos de oxigenación y equilibrio osmótico.

Mixosporidios

Los mixosporidios (Clase Myxozoa) son parásitos obligados con ciclos heteroxenos que involucran generalmente anélidos como hospederos intermediarios (Kent et al., 2001). Géneros como *Myxobolus* sp. y *Henneguya* sp. afectan, tanto órganos internos, como branquias (Adriano et al., 2014; Wise et al., 2008), y se han reportado en las etapas de alevín y crías de varios peces cultivados, incluidos carpas, salmónidos y bagre; en crías de carpa, las infecciones con *Myxobolus* sp. pueden mostrar estacionalidad con picos en verano y otoño (Yevtushenko, 2020), mientras que *M. encephalicus* puede afectar alevines y crías de carpa y *M. cerebralis* alevines de salmónidos (Banu & Rathinam, 2023). Aunque muchas infecciones son subclínicas, algunas especies inducen proliferación branquial severa, como ocurre con *Henneguya ictaluri* en crías de bagre de canal (Banu & Rathinam, 2023; Wise et al., 2008). La complejidad del ciclo y la presencia de hospederos intermediarios en estanques rústicos explican la mayor incidencia en sistemas semi-intensivos frente a hatcheries cerrados.

Tremátodos digéneos

Las metacercarias de tremátodos digéneos constituyen un problema frecuente en estanques donde coexisten moluscos hospederos intermediarios (Bagnato et al., 2015). La transmisión ocurre cuando las cercarias liberadas por caracoles penetran en los tejidos del pez, enquistándose en piel, músculo, cristalino u órganos internos (Bruno et al., 2006). Algunos tremátodos digéneos como el género *Diplostomum* sp. pueden llegar al cristalino donde puede inducir alteraciones visuales, afectando la alimentación y aumentando la vulnerabilidad a depredadores (Voutilainen et al., 2010). Además, algunas especies de tremátodos digéneos como *Haplorchis pumilio*, *H. taichui*, *H. yokogawai*, *Echinochasmus japonicus*, *E. perfoliatus*, *Echinostoma cinetorchis*, y *Centrocestus formosanus* poseen relevancia zoonótica cuando los peces actúan como segundos hospederos intermediarios (Chai, 2007; Lan-Anh et al., 2009).

La presencia y transmisión de estos helmintos están estrechamente condicionadas por las características ecológicas de los sistemas de producción, lo que explica las marcadas diferencias observadas entre hatcheries y estanques de cría, donde los factores ambientales y la biodiversidad local desempeñan un papel central en la epidemiología de estos helmintos (Thien et al., 2009).

Céstodos y nemátodos

Los céstodos como *Bothriocephalus acheilognathi* han mostrado alta prevalencia en crías de carpa, con impactos severos sobre el crecimiento y mortalidad cuando las cargas son elevadas (Scholz et al., 2021; Yevtushenko, 2020), cuya transmisión depende de copépodos (*Lernaea cypricaea* y *Argulus foliaceus*) como hospederos intermediarios, lo que vincula la infección con la ecología del estanque.

Los nemátodos larvarios de géneros como *Contracaecum* sp. y *Eustrongyloides* sp. pueden localizarse en cavidad peritoneal y musculatura, afectando la comercialización por razones estéticas y sanitarias (Paperna, 1991). Aunque menos frecuentes en hatcheries, su presencia aumenta en sistemas abiertos con interacción con fauna silvestre.

Crustáceos parásitos

Géneros como *Lernaea* sp., *Argulus* sp. y *Ergasilus* sp. afectan principalmente etapas juveniles y reproductores, aunque pueden presentarse en crías (Wafer et al., 2015); su acción hematófaga y traumática genera lesiones ulcerativas que predisponen a infecciones secundarias bacterianas (Bruno et al., 2006). La estacionalidad varía según la región y especie hospedera (Yevtushenko, 2020).

Discusión

La evidencia revisada confirma que las etapas tempranas de producción de peces son particularmente vulnerables a parasitosis debido a la combinación de inmadurez inmunológica, estrés ambiental y alta densidad de cultivo (Soliman et al., 2013; Faruk & Anka, 2017). Los sistemas cerrados de incubación ofrecen protección relativa frente a helmintos de ciclo de vida complejo, pero los protozoarios y monogéneos de ciclo directo continúan representando riesgos importantes (Tabla 2). La interacción entre parásitos y otros patógenos sugiere la necesidad de enfoques integrales de

■ Tabla 2. Factores epidemiológicos asociados a parasitosis

Factor epidemiológico	Influencia	Grupos afectados	Referencias
Temperatura del agua	Modula ciclos y brotes	Protozoarios y monogéneos	(Ghiraldelli et al., 2006; Ventura et al., 2013)
Densidad de cultivo	Facilita transmisión directa	Protozoarios; monogéneos	(Soliman et al., 2013)
Calidad del agua	Favorece ectoparásitos oportunistas	Trichodina; Ichthyobodo	(Mitiku et al., 2018)
Hospederos intermediarios	Permiten ciclos heteroxenos	Mixosporidios; digéneos; céstodos	(Kent et al., 2001; Scholz et al., 2021)
Tipo de sistema de cultivo	Estanques abiertos aumentan exposición	Helmintos	(Yevtushenko, 2020)
Estrés e inmunidad inmadura	Aumenta susceptibilidad	Todos los grupos	(Austin et al., 1998; Noga, 2010)

manejo sanitario, donde el monitoreo periódico, la calidad del agua y la bioseguridad desempeñen un papel central (Austin et al., 1998; Noga, 2010) (Tabla 3).

■ Tabla 3. Estrategias de control y prevención

Estrategia	Descripción	Parásitos controlados	Referencias
Monitoreo sanitario	Examen microscópico periódico	Protozoarios; monogéneos	(Noga, 2010)
Manejo de densidad	Reducción del hacinamiento	Protozoarios; monogéneos	(Soliman et al., 2013)
Calidad del agua	Control de carga orgánica	Protozoarios oportunistas	(Boyd, 2013)
Bioseguridad	Filtración y desinfección	Protozoarios; helmintos	(Woo & Ardelli, 2014)
Control de intermediarios	Eliminación de caracoles y copépodos	Digéneos; céstodos	(Kent et al., 2001)
Manejo de sedimentos	Secado y encalado de estanques	Helmintos	(Paperna, 1991)
Tratamientos terapéuticos	Baños químicos controlados	Protozoarios; monogéneos	(Noga, 2010)
Control ecológico	Manejo de fauna silvestre	Digéneos; nemátodos	(Chai, 2007)
Buenas prácticas	Reducir estrés y manipulación	Todos	(Austin et al., 1998)

CONCLUSIONES

Las infecciones parasitarias continúan siendo un desafío estructural para la producción de crías de peces. Los protozoarios de transmisión directa representan la principal amenaza en hatcheries, mientras que los helmintos de ciclo de vida complejo adquieren relevancia en estanques abiertos. La interacción entre factores ambientales, densidad y estado inmunológico determina la magnitud del impacto productivo. El monitoreo sistemático y el conocimiento de los ciclos biológicos permiten diseñar estrategias preventivas basadas en bioseguridad y manejo ambiental. El futuro del control de parasitosis en la producción de crías de peces dependerá de la integración de vigilancia epidemiológica temprana, herramientas diagnósticas moleculares y estrategias de manejo basadas en riesgo. A medida que la acuicultura continúa expandiéndose globalmente, la intensificación productiva y el cambio climático probablemente modificarán la distribución estacional y geográfica de protozoarios y helmintos, favoreciendo la emergencia de nuevos patrones epizooticos. En este contexto, la incorporación de sistemas de recirculación con mayor bioseguridad, el monitoreo automatizado de calidad de agua y el uso racional de tratamientos antiparasitarios deberán complementarse con enfoques preventivos como la selección genética por resistencia y el fortalecimiento de la inmunocompetencia temprana. La investigación futura deberá centrarse en comprender las interacciones hospedero-parásito-ambiente bajo escenarios de mayor densidad y variabilidad térmica, con el objetivo de transitar desde modelos reactivos hacia programas preventivos y predictivos de sanidad acuícola.

CONTRIBUCIONES DE LOS AUTORES

Todos los autores contribuyeron de igual manera en la concepción o diseño del trabajo, redacción, revisión crítica y final del manuscrito.

REFERENCIAS

Adriano, E. A., Silva, M. R., Atkinson, S. D., Bartholomew, J. L., & Maia, A. A. (2014). *Myxidium ceccarellii* n. sp. (Myxosporidia) from the gallbladder of *Leporinus elongatus* (Anostomidae) from the São Francisco River, Brazil. *Parasitology Research*, 113(7), 2665-2670. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-0411-4>

- org/10.1007/s00436-014-3921-x
- Alam, M. M., Khan, M. A., Hussain, M. A., Moumita, D., Mazlan, A. G., & Simon, K. D. (2012). Intensity of parasitic infestation in silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*. *Journal of Zhejiang University SCIENCE B*, 13(12), 1024-1028. <https://doi.org/10.1631/jzus.B1200121>
- Alkali, A. L., Yila, L. S., Faruk, M. H., & Yusha, B. (2021). Influence of age on the prevalence of gill parasites and associated lesions in cultured African Catfish (*Clarias gariepinus*) in Sokoto, Nigeria. *International Journal of Agriculture, Forestry and Fisheries*, 9(3), 32-41.
- Arguedas, D., Ortega, C., Martínez, S., & Astroza, Á. (2017). Parasites of Nile tilapia larvae *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae) in concrete ponds in Guanacaste, northern Costa Rica. *Cuadernos de Investigación UNED*, 313-319. <https://www.scielo.sa.cr/pdf/cinn/v9n2/1659-4266-cinn-9-02-00313.pdf>
- Arbildo-Ortiz, H., Alvez-Robledo, J., Chuquipiondo Guardia, C., & Silva de Souza, A. K. (2020). Primer registro de infestación de *Piscinoodinium pillulare* (Dinoflagellida) en juveniles de *Colossoma macropomum* (Characiformes: Serrasalminidae) en cultivo semi-intensivo en Loreto, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(3), e16662. <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i3.16662>
- Austin, B., Austin, D. A., Dalsgaard, I., Gudmundsdóttir, B. K., Høie, S., Thornton, J. M., Larsen, J. L., O'Hici, B., & Powell, R. (1998). Characterization of atypical *Aeromonas salmonicida* by different methods. *Systematic and Applied Microbiology*, 21(1), 50-64. [https://doi.org/10.1016/S0723-2020\(98\)80008-8](https://doi.org/10.1016/S0723-2020(98)80008-8)
- Bagnato, E., Gilardoni, C., Di Giorgio, G., & Cremonte, F. (2015). A checklist of marine larval trematodes (Digenea) in molluscs from Argentina, Southwestern Atlantic coast. *Check List*, 11(4), 1706. <https://doi.org/10.15560/11.4.1706>
- Banu, H., & Rathinam, R. B. (2023). Myxozoan fish diseases: possible treatment and zoonoses. *Journal of Parasitic Diseases*, 47, 215-223. <https://doi.org/10.1007/s12639-023-01568-9>
- Bertaglia, E. d. A., Furtado, W. E., Silva e Souza, Â. T., Fernandes, M. C., Pereira, S. A., Brasil, E. M., Mourinho, J. L. P., Jerônimo, G. T., & Martins, M. L. (2023). Influence of seasonality and culture stage of farmed Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) with monogenean parasitic infection. *Animals*, 13, 1525. <https://doi.org/10.3390/ani13091525>
- Boyd, C. E. (2015). *Water quality* (pp. 223-241). Cham, Switzerland: Springer International Publishing AG.
- Bruno, D. W., Nowak, B., & Elliott, D. G. (2006). Guide to the identification of fish protozoan and metazoan parasites in stained tissue sections. *Diseases of Aquatic Organisms*, 70(1-2), 1-36. <https://doi.org/10.3354/dao070001>
- Cable, J., Tinsley, R. C., & Harris, P. D. (2002). Survival, feeding and embryo development of *Gyrodactylus gasterostei* (Monogenea: Gyrodactylidae). *Parasitology*, 124(1), 53-68. <https://doi.org/10.1017/s0031182001008861>
- Cai, J., & Zhou, X. (2019). Contribution of aquaculture to total fishery production: the 50-percent mark. *FAO Aquaculture Newsletter*, 60, 43-45.
- Chai, J. Y. (2007). Intestinal flukes. En *Food-borne parasitic zoonoses: fish and plant-borne parasites* (pp. 53-115). Boston, MA: Springer US.
- FAO. (2020). *The state of world fisheries and aquaculture 2020*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 1020-5489 9789251326923 <https://digitallibrary.un.org/record/3934505/export/x?>
- Faruk, M. A. R., & Anka, I. Z. (2017). An overview of diseases in fish hatcheries and nurseries. *Fundamental and Applied Agriculture*, 2(3), 311-316. <https://doi.org/10.5455/faa.277539>
- Ghiraldelli, L., Martins, M. L., Jeronimo, G. T., Yamashita, M. M., & Adamante, W. D. B. (2006).

- Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 1(2), 181-190. <https://doi.org/10.3923/jfas.2006.181.190>
- Guerra-Santos, B., Albinati, R. C., Moreira, E. L. T., Lima, F. W., Azevedo, T. M. D., Costa, D. S., Medeiros S. D. C., & Lira, A. D. (2012). Parâmetros hematológicos e alterações histopatológicas em bijupirá (*Rachycentron canadum* Linnaeus, 1766) com amyloodiniose. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 32(11), 1184-1190. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2012001100019>
- Isaksen, T. E., Karlsbakk, E., Sundnes, G. A., & Nylund, A. (2010). Patterns of *Ichthyobodo necator* sensu stricto infections on hatchery-reared Atlantic salmon *Salmo salar* in Norway. *Diseases of Aquatic Organisms*, 88, 207-214. <https://doi.org/10.3354/dao02173>
- Kent, M. L., Andree, K. B., Bartholomew, J. L., El-Matbouli, M., Dessser, S. S., Devlin, R. H., Feist, S. W., Hedrick, R. P., Hoffmann, R. W., Khattra, J., Hallett, S. L., Lester, R. J., Longshaw, M., Palenzeula, O., Siddall, M. E., & Xiao, C. (2001). Recent advances in our knowledge of the Myxozoa. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 48(4), 395-413. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.2001.tb00173.x>
- Lan-Anh, N. T., Phuong, N. T., Murrell, K. D., Johansen, M. V., Dalsgaard, A., Thu, L. T., Kim-Chi, T. T., & Thamsborg, S. M. (2009). Animal reservoir hosts and fish-borne zoonotic trematode infections on fish farms, Vietnam. *Emerging Infectious Diseases*, 15(4), 540-546. <https://doi.org/10.3201/eid1504.081147>
- Martins, M. L., Cardoso, L., Marchiori, N., & Benites de Pádua, S. (2015). Infecções por protozoários em peixes cultivados no Brasil: Diagnóstico e patogênese. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24, 1-20. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015013>
- Mitiku, M. A., Konecny, R., & Haile, A. L. (2018). Parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from selected fish farms and Lake Koftuin central Ethiopia. *Ethiopian Veterinary Journal*, 22(2), 65-80. <https://doi.org/10.4314/evj.v22i2.6>
- Mortuza, M. G., & Al-Misned, F. A. (2015). Prevalence of ectoparasites in carp fry and fingerlings of Rajshahi district, Bangladesh. *Journal of Parasitic Diseases*, 39(2), 130-133. <https://doi.org/10.1007/s12639-013-0296-3>
- Noga, E. J. (2010). *Fish disease: Diagnosis and treatment* (2nd ed.). Wiley-Blackwell.
- Paperna, I. (1991). Diseases caused by parasites in the aquaculture of warm water fish. *Annual Review of Fish Diseases*, 1, 155-194. [https://doi.org/10.1016/0959-8030\(91\)90028-I](https://doi.org/10.1016/0959-8030(91)90028-I)
- Post, G. W. (1983). *Textbook of fish health* (p. 256).
- Reed, P., Francis-Floyd, R., Klinger, R., & Petty, D. (2012). Monogenean Parasites of Fish: FA28/FA033, rev. 6/2012. EDIS, 2012(8). <https://doi.org/10.32473/edis-fa033-2012>
- Rojas-Garcia, C., Jimenez-Garcia, I., & Mendoza-Franco, E. (2020). Ecto-parasitic infection in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fry during male reversal in Veracruz, México. *International Aquatic Research*, 12(3) <https://doi.org/10.22034/iar.2020.1898558.1046>
- Scholz, T., Kuchta, R., & Oros, M. (2021). Tapeworms as pathogens of fish: A review. *Journal of Fish Diseases*, 44(12), 1883-1900. <https://doi.org/10.1111/jfd.13526>
- Snieszko, S. F. (1974). The effects of environmental stress on outbreaks of infectious diseases of fishes. *Journal of Fish Biology*, 6(2), 197-208. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1974.tb04537.x>
- Soliman, F. M., Abd El-Galil, M. A. A., Adly, M. A., & Ahmed, F. A. A. (2013). Studies on trichodinosis of some cultured freshwater fishes at Sohag Governorate. *Life Science Journal*, 10(4), 1400-1409. https://www.lifesciencesite.com/ljs/life1004/185_21149life1004_1400_1409.pdf
- Thien, C. P., Dalsgaard, A., Nhan, N. T., Olsen, A., & Murrell, K. D. (2009). Prevalence of zoonotic trematode parasites in fish fry and juveniles in fish farms of the Mekong Delta, Vietnam. *Aquaculture*, 295(1-2), 1-5. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.06.033>

- Valladão, G. M. R., Alves, L. D. O., & Pilarski, F. (2016). Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment. *Aquaculture*, 451, 444-450. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.09.030>
- Ventura, A. S., Jerônimo, G. T., Gonçalves, E. L. T., Tamporoski, B. R. F., Martins, M. L., & Ishikawa, M. M. (2013). Fauna parasitária dos híbridos siluriformes cachapinta e jundiara nos primeiros estágios de desenvolvimento. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48(8), 943-949. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2013000800019>
- Voutilainen, A., Huuskonen, H., & Taskinen, J. (2010). Penetration and migration success of *Diplostomum* spp. cercariae in Arctic charr. *The Journal of Parasitology*, 96(1), 232-235. <https://doi.org/10.1645/GE-2095.1>
- Wafer, L. N., Whitney, J. C., & Jensen, V. B. (2015). Fish lice (*Argulus japonicus*) in goldfish (*Carassius auratus*). *Comparative Medicine*, 65(2), 93-95. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC4408894/>
- Wise, D. J., Griffin, M. J., Terhune, J. S., Pote, L. M., & Khoo, L. H. (2008). Induction and evaluation of proliferative gill disease in channel catfish fingerlings. *Journal of Aquatic Animal Health*, 20(4), 236-244. <https://doi.org/10.1577/H08-023.1>
- Woo, P. T. K., & Ardelli, B. F. (2014). Protozoan parasites of fish. In P. T. K. Woo (Ed.), *Fish diseases and disorders* (Vol. 1). CABI.
- Yevtushenko, A. V. (2020). Features of the parasitic system formation in common carp in the aquaculture of the north-eastern and eastern regions of Ukraine. *Journal for Veterinary Medicine, Biotechnology and Biosafety*, 6(2), 9-15. <https://doi.org/10.36016/JVMBBS-2020-6-2-2>