



Abanico Veterinario. Janeiro-Dezembro 2023; 13:1-25. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2023.4>  
Revisão da literatura. Recebido:07/06/2021. Aceito:25/02/2023. Publicado:28/04/2023. Chave:e2021-35.  
<https://www.youtube.com/watch?v=L81JDrqbSH4>

## Tilápia, peixe ciclídeo de alto valor socioeconômico, como hospedeiro de parasitas trematódeos com potencial zoonótico

Tilapia, high socio-economic cichlid fish, as host of trematode parasites with zoonotic potential



Acosta-Pérez Johan<sup>1</sup> ID, De-la-Rosa-Arana Jorge<sup>2</sup> ID, Vega-Sánchez Vicente<sup>1</sup> ID,  
Reyes-Rodríguez Nydia<sup>1</sup> ID, Zepeda-Velázquez Andrea<sup>1</sup> ID, Gómez-De-Anda  
Fabian<sup>1</sup> ID\*

<sup>1</sup>Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Instituto de Ciencias Agropecuarias, Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, México. <sup>2</sup>Microbiología en Salud Humana. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Universidad Nacional Autónoma de México. Avenida 1 de mayo S/N, Campo Uno, Cuautitlán Izcalli, CP 54743, Estado de México, México. \* Autor para correspondência: Gómez-De-Anda Fabián, Rancho Universitario Av. Universidad km 1, A.P. 32 CP.43600. 01771717 2000 ext. 2454, Ex-Hda. de Aquetzalpa, Hidalgo, México. josvi10itz@gmail.com, delarosa.jl@gmail.com, vicente\_vega11156@uaeh.edu.mx, nydia\_reyes@uaeh.edu.mx, andrea\_zepeda@uaeh.edu.mx, fabian\_gomez9891@uaeh.edu.mx

### Resumo

A produção e o consumo de tilápia (Cichlidae) são muito populares no mundo, de modo que a segurança da carne produzida deve ser garantida devido ao risco potencial de transmissão zoonótica de parasitas; portanto, o objetivo deste trabalho foi realizar uma revisão da literatura sobre a prevalência, a distribuição e os hospedeiros envolvidos no ciclo de vida de helmintos trematódeos que podem ser transmitidos zoonoticamente no consumo de tilápia. A revisão da literatura foi realizada usando seis mecanismos de busca especializados. Um total de 1.044 artigos foi analisado, dos quais 113 incluíam dados epidemiológicos. A tilápia foi relatada como hospedeira intermediária de 15 espécies de trematódeos que afetam os seres humanos, 6 parasitas foram relatados em nível de gênero e 2 parasitas em nível de família. Os trematódeos descritos pertencem às famílias Heterophyidae e Opisthorchiidae. As prevalências registradas variaram de 1% em infecções por *Haplorchis pumilio* e *Centrocestus formosanus* a 93,64% em infecções multiparasitárias por *Haplorchis yokogawi*, *Pygidiopsis genata* e *Phagicola ascolonga*. Embora a biodiversidade de helmintos documentada na tilápia seja abundante, ainda não há informações suficientes disponíveis, o que coloca a tilápia como um potencial transmissor desses helmintos para os seres humanos.

**Palavras-chave:** tilápia, trematódeos, parasitas zoonóticos, aquicultura, pesca, hospedeiros.

### Abstract

The production and consumption of tilapia (Cichlidae) are very popular in the world, so the safety of the meat produced must be ensured given the potential risk of zoonotic transmission of parasites; For this reason, the objective of this work was to carry out a bibliographic review on the prevalence, distribution and hosts that intervene in the life cycle of trematode helminths that can be transmitted zoonotically in the consumption of tilapia. The bibliographic review was carried out with six specialized search engines. 1,044 articles were analyzed, of which 113 included epidemiological data. Tilapia was reported as the intermediate host of 15 species of trematodes that affect humans, 6 parasites were reported at the genus level and 2



parasites at the family level. The described flukes belong to the families Heterophyidae and Opisthorchiidae. Reported prevalences range from 1% in infections by *Haplorchis pumilio* and *Centrocestus formosanus* to 93.64% in multiparasitic infections by *Haplorchis yokogawi*, *Pygidiopsis genata* and *Phagicola ascolonga*. Although the biodiversity of documented helminths in tilapia is abundant, the available information is still insufficient, situating tilapia as a potential transmitter of these helminths in humans.

**Keywords:** tilapia, trematodes, zoonotic parasites, aquaculture, fisheries, host.

## INTRODUÇÃO

Há muitos artigos que descrevem a importância nutricional e econômica da pesca e da aquicultura em todo o mundo (Adugna *et al.*, 2020; Chibwana *et al.*, 2020; Okoye *et al.*, 2014). Essas atividades produzem anualmente mais de 179 milhões de toneladas de peixes (FAO, 2021) e um dos mais produzidos é o peixe chamado "tilápia", um termo usado para se referir a peixes ciclídeos dos gêneros *Oreochromis*, *Sarotherodon* e *Tilapia*. No México, nos últimos 10 anos, foi registrado um aumento na produção de tilápia, com um crescimento médio anual de 3,1% (Huerta-Mata & Valenzuela-Oyadener, 2019; SIAP, 2022). Devido à expansão da pesca e da aquicultura, os requisitos das estratégias de segurança alimentar são obrigatórios, *v. gr.*, a presença de microrganismos potencialmente patogênicos, como os parasitas, compromete a segurança dos produtos pesqueiros (Ananda-Raja & Jithendran, 2015; Williams *et al.*, 2020<sup>a</sup>).

Entre os helmintos, os mais amplamente estudados por sua transmissão zoonótica a partir da carne de peixe são os trematódeos, coloquialmente chamados de "vermes", das famílias *Heterophyidae* (vermes intestinais), *Echinostomatidae* (vermes intestinais) e *Opisthorchiidae* (vermes hepáticos), que são representados pelas espécies *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis viverrini*, *O. felineus*, *Metagonimus yokogawai* e *Heterophyes* spp. (Lima dos Santos & Howgate, 2011; Wiriya *et al.*, 2013). As tênias *Diphyllobothrium latum* e *D. pacifica*, bem como os nematóides *Capillaria philippinensis*, *Gnathostoma hispidum*, *G. spinigerum*, *G. doloresi*, *G. nipponicum*, *Pseudoterranova decipiens*, *Contracaecum osculatum* e *Anisakis simplex* também são estudados. Como exemplo de importância médica e econômica, há anualmente mais de 1.000 casos clínicos de anisakidose no Japão transmitidos pela ingestão de mais de 100 espécies de peixes que são consumidos sem cozimento (Bao *et al.*, 2019). A gnatostomose é outra doença helmíntica relatada com frequência em turistas (Bravo and Gontijo, 2018). Embora mais de 1.000 casos de gnatostomose tenham sido registrados no México entre 1970 e 1999 (Lamothe-Argumedo, 1999), não há estudos sistemáticos suficientes sobre a prevalência e a distribuição de helmintos com potencial zoonótico que parasitam peixes de importância econômica (Carrique-Mas & Bryant, 2013; Pritt, 2015). No entanto, sabe-se que, na Ásia, 18 milhões de pessoas estão infectadas por trematódeos (Mahmoud *et al.*, 2016; Wiriya *et al.*, 2013) e, no mundo, há 500 milhões de pessoas em risco de infecção (Chi *et al.*, 2008). Dessa forma, considerando a importância dos helmintos e o nível comercial da



tilápia (Gulelat *et al.*, 2013; Mahmoud *et al.*, 2016; Soler Jiménez *et al.*, 2016; Watterson *et al.*, 2012); o objetivo deste trabalho foi realizar uma revisão da literatura sobre a prevalência e a distribuição dos helmintos trematódeos que podem ser transmitidos como zoonose durante a cadeia produtiva da tilápia.

## MATERIAL E METÓDOS

### Pesquisa bibliográfica

A revisão foi realizada com mecanismos de busca baseados no uso das palavras-chave: parasita zoonótico, trematódeo, parasitas de origem alimentar, *Oreochromis* e tilápia. As variantes que fazem referência à doença parasitária zoonótica foram centrocestiose (*Centrocestus*), clonorquíase (*Clonorchis*), opistorquíase (*Opisthorchis*), heterofiose (*Heterophyes*) e haplorquíase (*Haplorchis*). Levando em conta essas palavras, a inclusão como um todo foi estruturada da seguinte forma: "(*Centrocestus* ou centrocestiose) e (*Oreochromis* ou tilápia)" para cada organismo/doença parasitária. Foram utilizados seis mecanismos de pesquisa de bibliografia especializada (ScienceDirect, PubMed, Primo, CONRICyT, LILAES e AJOL), obtendo-se um total de 1.044 resultados de pesquisa, aos quais foram aplicados critérios de exclusão, eliminando doenças parasitárias zoonóticas em outros táxons de parasitas e de peixes que não estavam no escopo desta revisão. As réplicas foram eliminadas e os estudos foram definidos como aqueles que incluíam dados epidemiológicos básicos, prevalência e distribuição. A purificação delimitou 80 fontes bibliográficas para a análise qualitativa e 33 fontes bibliográficas referentes à prevalência que faziam parte das informações analisadas nesta revisão, portanto, um total de 113 artigos foram analisados. Posteriormente, as informações foram capturadas em tabelas para apresentação dos dados em mapa de distribuição geográfica, utilizando o programa de computador de acesso livre RStudio (Boston, MA, USES).

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### Ciclo de vida geral dos Trematódeos

Os trematódeos são helmintos taxonomicamente localizados no grupo dos vermes chatos. Em geral, os vermes chatos apresentam três características: são acelomados, protostomados e triblásticos (Negrete & Damborenea, 2017). Os trematódeos incluem várias espécies de animais parasitas que acidentalmente atingem os seres humanos. A maioria dos trematódeos tem ciclos de vida complexos que envolvem vários hospedeiros (Fang *et al.*, 2018). O ciclo de vida geral dos trematódeos começa com o verme adulto monóico que se estabelece nas vísceras do sistema digestivo de um vertebrado. Os vermes adultos põem ovos que usam as fezes do hospedeiro como veículo de dispersão. Os ovos são dispersos na água e, a partir daí, surge a primeira larva, que é chamada de miracídio e é móvel. O estágio de miracídio procura o primeiro hospedeiro intermediário



(molusco gastrópode), no hospedeiro desenvolve-se em um esporocisto e este, por sua vez, em rédias que se reproduzem assexuadamente, finalmente o molusco expulsa o estágio de cercárias. As cercárias nadam e se dispersam no ambiente aquático até encontrarem o segundo hospedeiro intermediário, que pode ser um peixe (Lima dos Santos & Howgate, 2011; Zhao-Rong *et al.*, 2005). No músculo esquelético do segundo hospedeiro intermediário, as cercárias se transformam em metacercárias, que são envoltas por uma parede de quitina que lhes permite resistir às mudanças climáticas ou simplesmente à passagem pelo trato digestivo do hospedeiro definitivo que, de forma natural, é um animal vertebrado com hábitos ictiófagos (Mutengu *et al.*, 2018). No hospedeiro definitivo, as metacercárias são liberadas da cápsula e se estabelecem em algumas das vísceras do sistema digestivo, para se tornarem o estágio de verme adulto (Galaktionov & Dobrovolskij 2003; Burton *et al.*, 2019). As zoonoses transmitidas por alimentos são infecções que afetam os seres humanos e são adquiridas por meio da ingestão de alimentos de origem animal vertebrada (Carrique-Mas & Bryant, 2013). Esse tipo de alimento pode transmitir a infecção aos seres humanos porque é proveniente de animais que fazem parte do ciclo de vida dos parasitas; por exemplo, da carne de peixe crua. Em particular, os vermes de peixe têm ciclos de vida com vários hospedeiros (Fang *et al.*, 2018), incluindo um único hospedeiro definitivo para o estágio de verme adulto e um ou mais hospedeiros intermediários, que abrigam os diferentes estágios de desenvolvimento do parasita (Chibwana *et al.*, 2020; Hung *et al.*, 2015). Os moluscos gastrópodes são hospedeiros intermediários primários (Chi *et al.*, 2008), enquanto os peixes são hospedeiros intermediários secundários e têm um papel transcendental na transmissão do parasita por meio da cadeia trófica (Koinari *et al.*, 2013

### **Cercárias em ambientes de tilápia**

Dada a importância dos moluscos gastrópodes no ciclo de vida dos trematódeos, recomenda-se a remoção dos caramujos dos tanques para a produção de tilápia (Kang *et al.*, 2013). Na aquicultura e na pesca, foram identificadas algumas espécies de gastrópodes como hospedeiros primários de trematódeos. A Tabela 1 mostra a prevalência de cercárias encontradas em vários moluscos envolvidos na cadeia produtiva da tilápia. Os principais dados são relatados na Ásia. Por exemplo, no Vietnã, onde convergem lagos e plantações de arroz, foram descritas pelo menos 15 ou mais espécies de gastrópodes, como *Melanoides tuberculata*, *Bithynia fuchsiana* e *Stenothyra messengeri*, com prevalência de infecção por cercárias de 8,9%, 6,4% e 1,5%, respectivamente (Madsen *et al.*, 2015). O trematódeo *Haplorchis pumilio* foi isolado em tanques de peixes com a presença de cinco espécies de gastrópodes, uma das quais pertence à família Viviparidae (*Angulyagra polyzonata*) e as outras quatro à família Thiariidae: *Melanoides tuberculata*, *Thiara scabra*, *Tarebia granifera* e *Sermyla requetii* (Van Phan *et al.*, 2010). Cercárias do gênero *Procerovum* foram registradas nos gastrópodes *Melanoides tuberculata* (0,92%) e *Bithynia fuchsiana* (0,11%). *Opisthorchis*



*viverrini* pode ser encontrado nos gastrópodes *Bithynia siamensis* goniomphalos (0,86%) e *B. funiculata* (0,14%) (Dao et al., 2017; Hung et al., 2015). Cercárias de *Clonorchis sinensis* foram registradas nas famílias *Hydrobiidae*, *Bithyniidae*, *Melaniidae*, *Assimineidae* e *Thiaridae* (Zhao-Rong et al., 2005), particularmente nas espécies *Alocinma longicornis* (27%), *Bithynia fuchsianus* (8%) e *Parafossarulus striatulus* (8%) (Petney et al., 2013; Zhao-Rong et al., 2005). As cercárias das famílias *Heterophyidae* e *Echinostomatidae* estão estabelecidas nos moluscos *Pomacea canaliculata*, *Bellamya aeruginosa* e *Cipangopaludina Oncomelania* (Kang et al., 2013). As cercárias de *Heterophyes heterophyes* estão relacionadas a quatro famílias de gastrópodes como hospedeiros primários (*Potamididae*, *Melaniidae*, *Pleuroceridae* e *Littorinidae*), embora a espécie mais recorrente seja *Pirenella conica* (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017). Da mesma forma, foram relatadas cargas de *Clinostomum complanatum* em *Radix swinhoei* como hospedeiro primário, com uma prevalência de 0,62 (Wang et al., 2017<sup>a</sup>). Na América, relatos de cercárias foram encontrados na Costa Rica, onde os gastrópodes *Melanoides turricula*, *Pomacea flagellata*, *Haitia cubensis* e o bivalve *Anodontites luteola* foram registrados como hospedeiros intermediários do *Centrocestus formosanus* (Cortés et al., 2010).

**Tabela 1. Prevalência de cercárias associadas à cadeia de produção e captura de tilápia para consumo**

Cercárias	Hospedeiro intermediário primário	Distribuição no continente	Prevalência de cercárias	Hospedeiro intermediário secundário	Referência
<b><i>Opisthorchis viverrini</i></b>	<i>Bithynia siamensis</i> <i>goniomphalos</i>	Ásia (Vietnã)	0.14	<i>Oreochromis niloticus</i>	(Dao et al., 2017)
	<i>Bithynia funiculata</i>		0.86		
<b><i>Clonorchis sinensis</i></b>	<i>Parafossarulus striatulus</i>	Ásia (China)	3-8	<i>Tilapia mossambica</i>	(Zhao-Rong et al., 2005)
	<i>Alocinma longicornis</i>		27	<i>Oreochromis mossambicus</i>	(Petney et al., 2013)
	<i>Bithynia fuchsianus</i>		8	<i>Oreochromis mossambicus</i>	
<b><i>Haplorchis</i> sp., <i>Procerovum varium</i> e Indefinidos</b>	<i>Bithynia fuchsiana</i> y <i>Melanoides tuberculata</i>	Ásia (Vietnã)	0.11-0.92	<i>Oreochromis niloticus</i>	(Hung et al., 2015)
<b><i>Haplorchis pumilio</i></b>	<i>Melanoides tuberculata</i> , <i>Bithynia fuchsiana</i> y <i>Stenothyra messageri</i>	Ásia (Vietnã)	1.5-8.9	<i>Oreochromis niloticus</i>	(Madsen et al., 2015)
<b><i>Clinostomum complanatum</i></b>	<i>Radix swinhoei</i>	Ásia (China)	0.62	<i>Tilapia zillii</i>	(Wang et al., 2017 <sup>a</sup> )



O estudo de moluscos gastrópodes é importante, uma vez que esses organismos são extremamente resistentes a fatores abióticos, como a *Pirenella conica*, que é resistente à salinidade entre 15 e 80 ppm (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017; Hung *et al.*, 2013). Um dos hospedeiros primários mais recorrentes é o molusco gastrópode *Melanoides tuberculata* (Cortés *et al.*, 2010; Hung *et al.*, 2013; Petney *et al.*, 2013; Pinto *et al.*, 2014; Zhao-Rong *et al.*, 2005), que é resistente à dessecação, a baixos níveis de oxigênio e à salinidade extrema, além de resistir a uma temperatura inferior a 18 °C (Fleming *et al.*, 2011). Nos tanques de cultivo, a vegetação circundante e os ambientes oligotróficos promovem o estabelecimento de diferentes populações de gastrópodes (Chi *et al.*, 2008; Cortés *et al.*, 2010). Devido a essas características, o manejo sanitário dos moluscos gastrópodes requer atenção especial.

### **Estágio de metacercária isolado em tilápia de pesca**

A tilápia tem sido relatada como transmissora de vermes zoonóticos, tornando-se um problema de saúde pública e, em alguns casos, prejudicando a percepção comercial da aquicultura (Adugna *et al.*, 2020; Chibwana *et al.*, 2020). A Tabela 2 mostra a prevalência de metacercárias em diferentes espécies de tilápia; a tabela também mostra que as cercárias não têm predileção pela região anatômica do peixe. Os relatórios analisados incluem diferentes espécies de trematódeos, como *Heterophyes heterophyes metacercariae*, que é parasita de *Tilapia simonis*, *T. nilotica* e *T. zillii* (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017). Em corpos d'água naturais, metacercárias de *Opisthorchis felineus*, *O. viverrini* e *Clonorchis sinensis* foram coletadas de *Oreochromis* e *Tilapia* (Petney *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2018; Williams *et al.*, 2020<sup>a</sup>; Zhao-Rong *et al.*, 2005), enquanto metacercárias de *Centrocestus formosanus* foram recuperadas de *Oreochromis niloticus* produzido em um lago artificial recreativo em Belo Horizonte, Brasil (Pinto *et al.*, 2014). A prevalência de metacercárias de *Opisthorchis viverrini* em tilápias jovens de *Oreochromis niloticus* que habitam um lago na província de Binh Dinh, Vietnã, foi de 18,8% (Dao *et al.*, 2017), enquanto em uma represa do Zimbábue, a prevalência de metacercárias de *Clinostomum* foi de 62,8% em *Oreochromis mossambicus* (Mutengu *et al.*, 2018). Em outro contexto, no Lago Agulu, na Nigéria, a prevalência de metacercárias de *Clinostomum tilapiae* em *Tilapia zillii* foi de 1,54% (Okoye *et al.*, 2014).

### **Metacercárias e infecções parasitárias concomitantes em peixes tilapia**

As coinfeções em tilápias por diferentes grupos taxonômicos são um evento comum. O estudo de infecções concomitantes é pertinente devido ao risco de morbidade e mortalidade na produção de peixes para fins comerciais e de consumo. Foram documentadas infecções concomitantes entre dois agentes etiológicos de diferentes grupos taxonômicos ou múltiplos agentes etiológicos do mesmo grupo taxonômico. No primeiro caso, podemos citar como exemplo a infecção entre os protozoários ciliados *Trichodina heterodentata* ou *Ichthyophthirius multifiliis* com a bactéria *Streptococcus iniae* (Abdel-Latif *et al.*, 2020). Com relação aos helmintos, a coinfeção entre o nematoide



*Contracaecum* multipapillatum (prevalência de 51,8%) e o trematódeo *Heterophyes* sp. (Prevalência de 19,6%) em *Tilapia zillii* ou *Oreochromis leucostictus* foi documentada no Lago Neivasha, no Quênia (Otachi *et al.*, 2014). Além disso, a infecção concomitante entre larvas do nematoide *Contracaecum* sp. (5,48%) e metacercárias de *Clinostomum* sp. (27,39%) foi encontrada no mesentério, na área pericárdica e na cavidade branquial de *Oreochromis niloticus* residente na reserva de água de Koka, na Etiópia (Gulelat *et al.*, 2013). No caso do multiparasitismo, os achados relatados em *Tilapia nilotica* e *Tilapia zillii* do Lago Manzala (água salobra) e do Rio Nilo (água doce) podem ser citados como exemplo. No primeiro caso, a frequência de infecção foi de 64,9%, enquanto no segundo caso foi de 17,6% e as metacercárias coletadas eram dos gêneros *Heterophyes heterophyes*, *H. aequalis*, *Pygidiopsis genata*, *Haplorchis yokogawai*, *H. pumilio*, *Phagicola ascolonga* e *Stictodora tridactyla* (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>; Hegazi & Abo-elkheir, 2014). Esses dados sugerem que a tilápia é um organismo que tolera o multiparasitismo. Além disso, alguns parasitas, como *Clinostomum* sp., apresentaram uma prevalência maior na infecção concomitante do que quando recuperados individualmente, o que pode ser devido ao fato de alguns microrganismos surgirem como infecções oportunistas em organismos que têm infecções primárias (Fajer-Ávila *et al.*, 2017).

**Tabela 2. Relatos de metacercárias em tilápias. Distribuição geográfica e anatômica dos parasitas; apenas os relatos que apresentam prevalência estão incluídos**

Tilápia	Cercárias	Distribuição	Prevalência de metacercárias	Distribuição anatômica	Referência
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Vietnã,	11.8%-12.5%	ca, mu, pi, al, br, es	(Chi <i>et al.</i> , 2008)
	<i>Haplorchis pumilo</i>	China			
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Opisthorchis viverrini</i>	Tailândia,	18.8%	-	(Dao <i>et al.</i> , 2017)
		Camboja,			
		Laos,			
<b><i>Oreochromis niloticus</i>, <i>T. zillii</i></b>	<i>Heterophyes heterophyes</i> ,	Egito	16.4%-17.6%	mu	(Elsheikha & Elshazly, 2008 <sup>a</sup> )
	<i>H. aequalis</i> ,				
	<i>Pygidiopsis genata</i> ,				
	<i>Phagicola</i> sp., <i>Haplorchis</i> sp.,				
	<i>Stictodora</i> sp.				



<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	Heterophyidae Echinostomatidae  <i>Heterophyes heterophyes</i> ,  <i>H. aequalis</i> ,	China	1.5%	ca, br, mu, al, pi, es	(Kang <i>et al.</i> , 2013)
<b><i>Oreochromis niloticus</i>,  <i>T. zillii</i></b>	<i>Pygidiopsis genata</i> ,  <i>Ascocotyle (Phagicola) ascolonga</i> ,  <i>Haplorchis yokogawi</i>	Egito	30% -33.3%	mu, ca	(Lobna <i>et al.</i> , 2010)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus</i> sp.	Egito  Brasil,	10%	br	(Mahmoud <i>et al.</i> , 2016)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Egito,  Vietnã,  Arábia Saudita	31.1%	br	(Pinto <i>et al.</i> , 2014)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Clonorchis sinensis</i> ,  <i>Haplorchis pumilio</i> ,  <i>H. taichui</i> ,  <i>Centrocestus formosanus</i>	Vietnã,  Coréia,  China,  Tailândia	2%-10%	-	(Van De <i>et al.</i> , 2012)
<b><i>Oreochromis niloticus</i>,  <i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Stellantchasmus falcatus</i> ,  <i>Haplorchis pumilio</i> ,  <i>Procerovum varium</i>	Tailândia,  Laos,  Camboja,  Vietnã	2%-50%	al	(Wiriya <i>et al.</i> , 2013)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Costa Rica	1026 (total number recovered)	br, al y te	(Cortés <i>et al.</i> , 2010)
<b><i>Oreochromis niloticus</i>  <i>T. zillii</i></b>	<i>Heterophyes</i> sp.,  <i>Pygidiopsis genata</i> ,  <i>Haplorchis pumilio</i> ,  <i>Phagicola</i> sp.,  <i>Stictodora tridactyla</i>	Egito,  Palestina,  Havaí,  Ucrânia,  Canadá,  Alasca	42.6% 64.9%	-	(Hegazi & Abo-elkheir, 2014)





		Laos,				
<i>Oreochromis niloticus</i> ,	<i>Haplorchis taichui</i>	Tailândia,	0%	-		(Kopolrat & Sithithaworn, 2015)
<i>O. mossambicus</i>		Camboja,				
		Vietnã				
<i>Tilapia sp.</i>	<i>Clonorchis sinensis</i>	China	0%	mu		(Wang et al., 2017 <sup>b</sup> )
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Heterophyes sp.</i>	Quênia	6%-8%	-		(Ojwala et al., 2018)
<i>Oreochromis sp.</i>	<i>Haplorchis pumilio</i>	Vietnã,	3%-15.6%	mu, hu, pi, ca, cau		(Chi et al., 2009)
		China				
<i>Oreochromis aureus</i>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Estados Unidos	0%	-		(Fleming et al., 2011)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Haplorchis sp.</i> ,	Vietnã	2.19%-23%	-		(Hung et al., 2015)
	<i>Procerovum varium</i>					
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Haplorchis pumilio</i>	Vietnã	32%	-		(Madsen et al., 2015)
<i>Oreochromis mossambicus</i>	<i>Clinostomum sp.</i>	Zimbábue	62.80%	cb, pi, oj		(Mutengu et al., 2018)
<i>Oreochromis leucostictus</i>	<i>Heterophyes sp.</i>	Quênia	19.6-51.8%	cp, br		(Otachi et al., 2014)
<i>Tilapia zillii</i>						
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Haplochis taichui</i>	Vietnã	24%	-		(Van Phan et al., 2010)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Clinostomum sp.</i>	Etiópia	32.4%-58.8%	cbr, cp		(Adugna et al., 2020)
<i>Tilapia guineensis</i>	<i>Clinostomum complanatum</i>	Nigéria,		cb, cbr, hu, oj, mu,		(Echi et al., 2009 <sup>b</sup> )
		Coréia,	39.99%	cp, cab, mes, vis,		
		Japão		vn		
<i>Sarotherodon melanotheron</i>	<i>Clinostomum complanatum</i>	Nigéria,				
		Coréia,	20.80%	cb, pi, oj		(Echi et al., 2009 <sup>a</sup> )
		Japão,				
		Gana				
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Clinostomum sp.</i>	Etiópia	5.48-27.39%	mes, cp, cbr		(Gulelat et al., 2013)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Clinostomum sp.</i>	Benin	6.17%	Pi, br, in, cb		(Sèdogbo et al., 2019)



<i>Tilapia zillii</i>	<i>Clinostomum</i> sp.	Nigéria	1.54%	cab	(Okoye <i>et al.</i> , 2014)
<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Clinostomum</i> sp.	Uganda	22%	pi, es	(Walakira <i>et al.</i> , 2014)

Abreviações: ca (cabeça), mu (músculo), pi (pele), al (nadadeiras), br (brânquias), es (escamas), est (estômago), in (intestinos), te (tegumento), hi (fígado), ri (rim), hu (osso), cau (região caudal), cb (cavidade oral), oj (olhos), cbr (cavidade branquial), cp (cavidade pericárdica), cab (cavidade abdominal), mes (mesentério), vis (vísceras) e vn (bexiga natatória)

### Metacercárias em fazendas de tilapia

Os estudos de prevalência em fazendas de peixes são de particular interesse para determinar a prevalência e a distribuição de agentes infecciosos que possam representar um risco de causar doenças em seres humanos ou animais domésticos. A maioria dos artigos analisados apresentou dados sobre a tilápia *Oreochromis* de países asiáticos. No Vietnã, uma prevalência de 32% de metacercárias de *Haplorchis pumilio* foi encontrada em adultos e filhotes (Chi *et al.*, 2008; Madsen *et al.*, 2015) e uma prevalência de 24% foi encontrada para *H. taichui* durante os meses de dezembro e janeiro (Van Phan *et al.*, 2010). Metacercárias do gênero *Clinostomum* foram encontradas na pele, brânquias, intestino e cavidade oral de tilápias da África, particularmente na República do Benin (6,17%), Uganda (22%) e Etiópia (32,4%), onde o *Clinostomium* foi encontrado concomitantemente (58,8%) com as larvas do nematoide *Contracaecum* sp, (Aduagna *et al.*, 2020; Cortés *et al.*, 2010; Sèdogbo *et al.*, 2019; Walakira *et al.*, 2014). A presença de metacercárias de *Centrocestus formosanus* foi documentada em peixes jovens (alevinos) com uma contagem de 1.026 larvas na Costa Rica (Cortés *et al.*, 2010) e no Vietnã com uma prevalência de 11,8%, onde *C. formosanus* também ocorreu em coinfeção com *Haplorchis pumilio* (Chi *et al.*, 2008). Outras metacercárias, das famílias *Heterophyidae* e *Echinostomatidae*, foram encontradas com uma prevalência de 1,5% em tanques de mono e policultura em Guangdong, China (Kang *et al.*, 2013).

### Estudos comparativos entre sistemas de pesca e aquicultura

Há vários estudos no campo da parasitologia para tentar definir o comportamento da parasitose em populações de vida livre e populações lotadas. No entanto, chama a atenção o fato de que só foram encontrados alguns estudos realizados no Vietnã e na Tailândia que abordam essa comparação. Nesses trabalhos, a tilápia *Oreochromis niloticus* estava em cativeiro em fazendas ou tanques de aquicultura e os dados obtidos foram comparados com os obtidos em peixes de vida livre. Em três estudos (Vietnã), verificou-se que os peixes apresentavam infecções únicas com *Haplorchis pumilio* ou infecções concomitantes com *Procerovum varium* ou *Centrocestus formosanus*. A prevalência de infecção em animais de vida livre foi de 14,3%, enquanto nas fazendas foi de 52,8%, considerando que a prevalência encontrada na fazenda foi sempre maior (Hung *et al.*, 2015). Em contraste, em um estudo realizado na Tailândia, três espécies de metacercárias (*Stellantchasmus falcatus*, *Haplorchis pumilio* e *Procerovum varium*) foram registradas em tilápias de vida livre, enquanto nenhum trematódeo foi encontrado em



peixes coletados em gaiolas e lagos (Wiriya *et al.*, 2013). A alta prevalência de populações de aquicultura pode ser devida à alta densidade de estocagem que é gerenciada em alguns sistemas.

### Hospedeiros definitivos de trematódeos transmitidos pela tilápia

A presença de hospedeiros definitivos que vivem ao redor dos corpos d'água é um indicador de que o ciclo de vida dos trematódeos pode ser concluído e perpetuado no ambiente (Horak *et al.*, 2019). No ciclo de vida dos trematódeos, em que as tilápias intervêm como hospedeiros intermediários secundários, várias espécies de aves piscívoras foram identificadas como hospedeiros definitivos. Por exemplo, a ave aninga africana (*Anhinga rufa*) é o hospedeiro definitivo do *Clinostomum* (Mutengu *et al.*, 2018). Outro tipo de hospedeiro definitivo é o chamado acidental. Relatos de prevalência de trematódeos associados à tilápia em hospedeiros acidentais são incomuns; na maioria dos casos, a descoberta de vermes adultos em hospedeiros incomuns é fortuita.

**Tabela 3. Prevalência de trematódeos zoonóticos em hospedeiros acidentais associados à produção e captura de tilápia**

Trematódeo	Hospedeiro intermediário secundário	Hospedeiro	Adulto Prevalência do parasita	Distribuição	Referência
<i>Heterophyes heterophyes</i>	<i>Tilapia nilótica</i> , <i>Tilapia zillii</i>	chacal,	14.2%,	Coréia	(Chai, 2014)
		raposa,	33.3%,		
		cão	2.5%		
<i>Clonorchis sinensis</i>	<i>Oreochromis</i> sp. <i>Tilapia</i>	camarão	3%	Austrália	(Wang <i>et al.</i> , 2018)
<i>Heterophyes heterophyes</i> , <i>H. aequalis</i> , <i>Pygidiopsis genata</i> , <i>Haplorchis yokogawai</i> , <i>Phagicola ascolonga</i>	<i>Tilapia nilótica</i> , <i>T. zillii</i>	cão	19.4%, 15.4%, 18%, 12% and 11.4% (Respectivamente para os parasitas relacionados)	Egito	(Elsheikha & Elshazly, 2008 <sup>b</sup> )
<i>Haplorchis</i> sp., <i>Procerovum varium</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	cão, gato, porco	32.7%, 49%, 13%	Vietnã	(Hung <i>et al.</i> , 2015)
<i>Haplochis taichui</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	gato, cão	70.2% y 56.9%	Vietnã	(Van Phan <i>et al.</i> , 2010)



A Tabela 3 mostra os relatórios de prevalência de trematódeos zoonóticos em hospedeiros acidentais que estão associados à produção e captura de tilápia. Animais vertebrados da vida selvagem, bem como animais domésticos que ocasionalmente incluem a tilápia em sua dieta, podem se tornar acidentalmente um hospedeiro definitivo ao consumir metacercárias que podem ser encontradas na tilápia (Chai, 2014; Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>; Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>). Em geral, observou-se que o porco (*Sus scrofa*) pode ser o hospedeiro definitivo de *Haplorchis taichui* e *Procerovum varium* (Hung *et al.*, 2015; Van Phan *et al.*, 2010). Um dos animais domésticos mais estudados é o cão (*Canis familiaris*), talvez devido à sua proximidade social com os seres humanos. Os filhotes de cães podem atuar como hospedeiros de *Heterophyes heterophyes*, *H. aequalis*, *Pygidiopsis genata*, *Haplorchis* sp., *Phagicola* sp., *Stictodora* sp., *Ascocotyle (Phagicola) ascolonga* e *Haplorchis yokogawai* (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>a</sup>; Hung *et al.*, 2015; Lobna *et al.*, 2010; Van Phan *et al.*, 2010). A identificação dos hospedeiros finais na transmissão de parasitas zoonóticos é uma ferramenta útil para o controle abrangente das cargas de parasitas.

### **Distribuição geográfica dos trematódeos transmitidos pela tilápia**

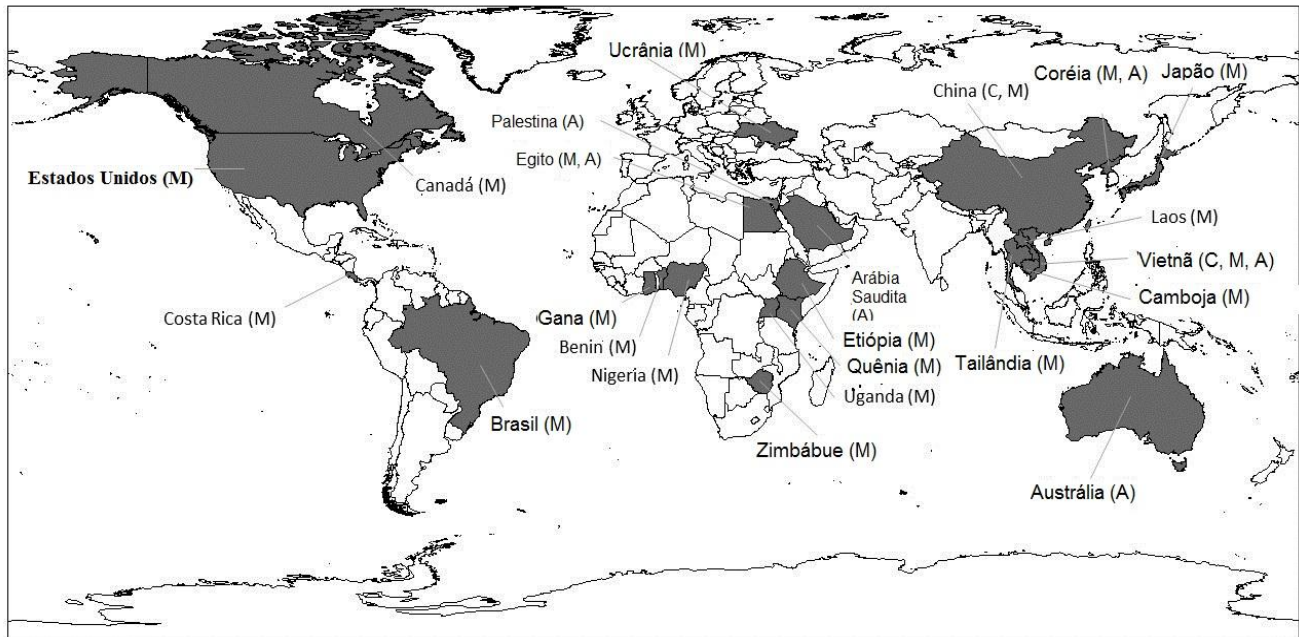
A distribuição mundial dos trematódeos transmitidos pelo consumo de carne de tilápia é mostrada na figura 1. Sem dúvida, vários estudos foram realizados no continente asiático para determinar a prevalência e a distribuição de trematódeos com potencial zoonótico, talvez motivados pelo fato de o consumo de carne de peixe crua ser comum. No Vietnã, China, Tailândia, Laos, Filipinas e Índia, foram descritos os gêneros *Centrocestus*, *Clonorchis*, *Echinostoma*, *Haplorchis*, *Heterophyes*, *Opisthorchis*, *Phagicola*, *Procerovum*, *Pygidiopsis*, *Stellantchasmus* e *Stictodora* (Chi *et al.*, 2008; Dao *et al.*, 2017; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Hung *et al.*, 2015; Kang *et al.*, 2013; Van De *et al.*, 2012; Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>; Wiriya *et al.*, 2013). No continente africano, geralmente caracterizado por sua abundante biodiversidade, os trematódeos *Ascocotyle (Phagicola) ascolonga*, *Haplorchis pumilio*, *H. yokogawai*, *Heterophyes aequalis*, *H. heterophyes*, *Pygidiopsis genata* e *Stictodora tridactyla* foram registrados no Egito (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>, 2008<sup>a</sup>; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Lobna *et al.*, 2010); enquanto na Nigéria, Quênia, Zimbábue, Etiópia, Benin e Uganda, foi documentada a presença dos gêneros *Clinostomum* (Aduagna *et al.*, 2020; Echi *et al.*, 2009<sup>a</sup>; Mutengu *et al.*, 2018; Okoye *et al.*, 2014; Sèdogbo *et al.*, 2019; Walakira *et al.*, 2014), *Centrocestus* (Mahmoud *et al.*, 2016) e *Heterophyes* (Ojwala *et al.*, 2018; Otachi *et al.*, 2015). No continente europeu, *Clonorchis sinensis*, *Heterophyes dispar* e *H. heterophyes* estão distribuídos na Grécia, Itália, Turquia, França, Espanha, Rússia e Ucrânia (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Hung *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2018). No continente americano, os estudos epidemiológicos de trematódeos em peixes ainda são insuficientes e a ocorrência de parasitas zoonóticos é documentada em alimentos gastronômicos de origem asiática (Castellanos-Garzón *et al.*, 2019; Leroy *et al.*, 2017);



portanto, a necessidade de realizar estudos de segurança da carne de peixe usada como fonte de alimento é importante (Gutiérrez-Jiménez *et al.*, 2019). Há relatos de *Centrocestus formosanus* no Brasil, na Costa Rica e nos Estados Unidos (Cortés *et al.*, 2010; Fleming *et al.*, 2011; Pinto *et al.*, 2018). No México, os estudos de parasitas recuperados de peixes estão concentrados na região sudoeste do país. Nos estados de Veracruz, Oaxaca e Puebla, foram descritas 39 famílias de helmintos que podem infectar 35 espécies de peixes. O *Centrocestus formosanus* pode se desenvolver em 16 espécies de peixes, incluindo os ciclídeos *Astatherops robertsoni*, *Cichlasoma fenestratum*, *Cichlasoma urophthalmus* e *Vieja synspila*. Em Chiapas, 72 espécies de helmintos foram identificadas em 54 espécies de peixes de água doce, 10 das quais são ciclídeos, e entre elas o trematódeo *Clinostomum complanatum* foi identificado em peixes do gênero *Vieja* (Salgado-Maldonado *et al.*, 2005, 2011).

### **Influência das atividades socioeconômicas na distribuição de trematódeos**

A distribuição dos parasitas zoonóticos que infectam a tilápia (figura 1) depende de vários fatores que podem influenciar sua dispersão. Isso é relevante porque a pesca e a aquicultura da tilápia ocorrem em mais de 100 países em todo o mundo. Os principais países produtores de tilápia são a China, com 1,8 milhão de toneladas por ano, a Indonésia, com 1,1 milhão de toneladas, e o Egito, com 875 milhões de toneladas (Abdel-Latif *et al.*, 2020). No entanto, a prevalência e a biodiversidade de trematódeos estão associadas às áreas geográficas onde os hospedeiros intermediários e definitivos convergem na mesma cadeia trófica. As atividades socioeconômicas, como a policultura, os mercados úmidos, a venda não regulamentada de filhotes de peixes (Tesana *et al.*, 2014), o consumo de alimentos crus, o turismo e o fluxo migratório (Chai & Jung, 2017), entre outras, promovem a ocorrência e a dispersão de parasitas zoonóticos (Carrique-Mas & Bryant, 2013). Um exemplo da influência dos seres humanos na dispersão de parasitas está associado à importação/exportação de animais para fins zootécnicos.



**Figura 1. Distribuição mundial do registro de trematódeos associados à tilápia com importância socioeconômica. O mapa mostra a presença de gastrópodes infectados com cercárias (C), tilápias infectadas com metacercárias (M) e adultos em hospedeiros definitivos (A)**

### **Patologia de trematódeos na aquicultura de tilápia**

Parasitas, como sua definição indica, desenvolvem problemas patológicos no hospedeiro e os peixes não são exceção à regra. O curso das patologias causadas por parasitas pode culminar em perdas econômicas para o produtor (Gulelat *et al.*, 2013) e, os casos clínicos graves colocam em risco a segurança alimentar de algumas áreas com alto consumo de peixes. Peixes que apresentam parasitoses têm maior probabilidade de apresentar patologias secundárias devido a vírus, bactérias ou fungos (Mutengu *et al.*, 2018). As tilápias não estão isentas de apresentar sinais clínicos na presença de larvas de trematódeos (Echi *et al.*, 2009<sup>b</sup>), que podem ser a causa de déficit no crescimento dos peixes, culminando em alguma morbidade e até mesmo mortalidade (Aduugna *et al.*, 2020; Fang *et al.*, 2018). Por exemplo, as metacercárias de *Centrocestus formosanus* causam alterações na natação (curva, errática ou espiral) de tilápias (Cortés *et al.*, 2010), além de edema, hemorragia, perda do epitélio respiratório, fusão das lamelas primárias, destruição das lamelas secundárias e distorção devido à hiperplasia da cartilagem branquial (Fleming *et al.*, 2011; Mahmoud *et al.*, 2016), causando diminuição da capacidade respiratória e morte. A infecção de metacercárias de *Clinostomum complanatum* em *Tilapia guineensis* desencadeia hemorragias e danos à pele devido à



penetração das cercárias, diferentes graus de danos aos olhos, desde exoftalmia, células necróticas e ulceração das membranas de revestimento até cegueira (Echi *et al.*, 2009<sup>b</sup>).

### Diagnóstico de metacercárias em peixes

O tempo de vida em que uma metacercária pode estar em hipobiose no músculo dos peixes é variável. As metacercárias de *Haplorchis pumilio* são viáveis por nove semanas em *Sarotherodon spilurus*, mas as metacercárias de *Clinostomum complanatum* podem estar presentes durante toda a vida de *Tilapia guineensis*, que é de 2 a 3 anos (Boerlage *et al.*, 2013; Echi *et al.*, 2009<sup>b</sup>). Devido a essa variabilidade, o diagnóstico em hospedeiros de peixes é uma tarefa difícil. Além disso, as ferramentas de diagnóstico em organismos aquáticos são frequentemente aplicadas em fazendas de peixes do que em peixes de vida selvagem. As ferramentas podem ser classificadas em macroscópicas, microscópicas, histológicas, microbiológicas, imunológicas e moleculares, que permitem o acompanhamento desde o diagnóstico presuntivo até o isolamento e a identificação do agente etiológico (Sitjà-Bobadilla & Oidtmann, 2017). Com relação ao diagnóstico parasitológico, biópsias de brânquias, citologia da pele, exame fecal e estudos post-mortem são comuns dentro de 6 a 8 horas após a morte. Para a recuperação de endoparasitas, são examinados o fígado, o baço e o trato digestivo, entre outros (Mjakakhamis & Sagweorina, 2017). A recuperação e a preservação dos parasitas exigem sua deposição em solução de etanol 70% para identificação taxonômica, geralmente por meio de características morfológicas (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>, 2008<sup>a</sup>; Sepulveda & Kinsella, 2013). A recuperação de metacercárias inclui a observação da carne entre duas placas de vidro contra a luz, usando uma fonte de luz de 100 watts. O isolamento é obtido a partir de uma digestão artificial com pepsina, o material resultante é filtrado e lavado com solução salina fisiológica a 0,85% (Diaz Camacho *et al.*, 2002). Por outro lado, sabe-se que o uso do diagnóstico molecular é essencial para a confirmação dos casos e a identificação dos agentes etiológicos. Entretanto, ainda são insuficientes os estudos de diagnóstico em tilápias que utilizaram metodologia molecular, como a reação em cadeia da polimerase, na identificação de trematódeos zoonóticos. Por exemplo, na Tailândia, três trematódeos, *Stellantchasmus falcatus*, *Haplorchis pumilio* e *Procerovum varium*, foram identificados na tilápia do Nilo a partir da amplificação do gene 28S rDNA e do uso dos primers LSU-5, 1500R e 900F (Wiriya *et al.*, 2013).

### Patologia em humanos

Mudanças antropocêntricas, como a urbanização de áreas selvagens, a intensificação da produção de alimentos e a modernização do mercado aumentam o risco de exposição humana a patógenos incomuns (Carrique-Mas & Bryant, 2013; Chi *et al.*, 2009; Pinheiro *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>). Até mesmo a mudança ou a negligência dos hábitos alimentares humanos pode ser um risco na transmissão de doenças zoonóticas. O consumo de carne de tilápia crua ou mal cozida pode ser a fonte de infecção de larvas



de helmintos (Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>), quando o ser humano consome metacercárias, essas larvas se desenvolverão em vermes adultos e, por fim, os adultos serão a origem da patologia em humanos. As manifestações da doença podem variar de subclínicas a polissintomáticas com diferentes graus de gravidade, dependendo de alguns fatores, como carga parasitária, estado imunológico e exposições anteriores ao agente etiológico (Chai, 2014). Em geral, a infecção por vermes adultos de *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis verrini* e *O. felineus* está associada à eosinofilia periférica com icterícia intermitente e leucocitose em 40% dos casos clínicos (Zhao-Rong *et al.*, 2005). Na infecção inicial, observa-se colangite supurativa estendida ao parênquima do tecido hepático, causando hepatite com a formação de micro e macroabscessos, enquanto na infecção crônica pode haver colangiocarcinoma. Os adultos de *O. viverrini* estão associados à hiperplasia adenomatosa do epitélio biliar e ao espessamento das paredes com tecido conjuntivo fibroso, hipertrofia e dilatação dos ductos biliares (Hung *et al.*, 2013). A parasitose por *Clonorchis sinensis* é caracterizada por hiperplasia e metaplasia do epitélio biliar intra-hepático, seguida de fibrose periductal (Dao *et al.*, 2017; Hung *et al.*, 2015; Wang *et al.*, 2018). Os adultos de *Clinostomum* lesionam a faringe, na região aritenóide, na parede orofaríngea e na faixa linfática lateral, causando desconforto na garganta, dor ao ingerir alimentos, catarro sanguinolento e febre (Acosta *et al.*, 2016), sendo diagnosticados como faringite, laringite ou a síndrome clínica chamada halzoun (Echi *et al.*, 2009<sup>a</sup>; Fang *et al.*, 2018; Williams *et al.*, 2020<sup>b</sup>). As infecções com vermes adultos de trematódeos da família *Echinostomatidae* manifestam diferentes graus de necrose focal e inflamação da mucosa intestinal; infecções graves podem causar eosinofilia, dor abdominal, diarreia grave, anemia e anorexia (Petney & Taraschewski, 2011). A infecção por *Heterophyes heterophyes*, como outros vermes da família *Heterophyidae*, por exemplo, *Metagonimus*, que, transmitidos pela carpa de água doce, causam diarreia e dor abdominal, letargia, anorexia e perda de peso, além disso, pode haver parasitismo errático ou extraintestinal no coração, no cérebro e na medula espinhal (Chai, 2014; Wiriya *et al.*, 2013). Os ovos de vermes heterofílicos podem ser transportados pela corrente sanguínea para locais ectópicos incomuns, produzindo granuloma eosinofílico no coração, no cérebro e na coluna vertebral (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>, 2008<sup>a</sup>; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Kang *et al.*, 2013). Um estudo epidemiológico no Egito documentou que os fatores de risco para infecção por *Heterophyes aequalis*, *H. heterophyes*, *Pygidioopsis genata*, *Ascocotyle (Phagicola) ascolonga* ou *Haplorchis yokogawaik* estavam associados a (1) sexo feminino (*odss-ratio* (OR) = 1,59), (2) ser pescador (OR = 1,39) ou dona de casa (OR = 1,24) ou (3) estar nas faixas etárias de 15 a 45 anos (OR = 2,22) ou 5 a 14 (OR = 1,29) (Lobna *et al.*, 2010). No Vietnã, verificou-se que a frequência da infecção é maior em pessoas com mais de 19 anos de idade (4,2 a 53,8%) em comparação com aquelas com menos de 19 anos de idade (1,4 a 13,4%), da mesma forma, a ocorrência por gênero foi de 31,1% nos homens,





enquanto nas mulheres foi de 13% (Hung *et al.*, 2015). No Vietnã, durante a avaliação da prevalência de *Haplorchis taichui* em tanques onde a tilápia *Oreochromis niloticus* é produzida, foi documentado um efeito negativo da ignorância dos habitantes sobre a qualidade sanitária da água com a qual os peixes são produzidos, a ocorrência dos parasitas foi de 76% em tanques alimentados com água de canal e 82% em tanques onde a água de alimentação teve contato com descargas de drenagem (Van Phan *et al.*, 2010).

### **Estratégias de intervenção**

Uma das atividades recorrentes na aquicultura para evitar infecções parasitárias é a eliminação de hospedeiros intermediários. O uso de medicamentos anti-helmínticos na aquicultura é comum; entretanto, o desenvolvimento de medicamentos para uso exclusivo na aquicultura ainda é insuficiente. O uso de niclosamida a 70% diretamente no corpo d'água é uma estratégia para o controle de parasitas por meio da eliminação de moluscos gastrópodes, que são os hospedeiros intermediários de *Opisthorchis viverrini* (Tesana *et al.*, 2014). Com relação ao tratamento contra helmintos na aquicultura, apenas alguns medicamentos, como o praziquantel, foram usados em *Oreochromis niloticus* (Bader *et al.*, 2019). O praziquantel também foi usado em uma dose de 2,5 mg/L como antiparasitário em baiacu-alvo (*Spherooides annulatus*), onde também foi usada uma combinação de praziquantel, ivermectina, pirantel e fenbendazol (Morales-Serna *et al.*, 2018). O praziquantel também foi usado em doses de 2 a 40 mg/L dispensadas em rações para bagres, carpas e trutas (Bader *et al.*, 2019). O albendanzaol também tem sido usado como tratamento anti-helmíntico em tilápias, mas são necessários mais estudos sobre o uso de anti-helmínticos em organismos aquáticos (Portela *et al.*, 2020).

### **CONCLUSÃO**

Neste trabalho, descrevemos que a biodiversidade de trematódeos com potencial zoonótico que podem ser transmitidos pela tilápia é abundante. A maioria desses trematódeos foi descrita com maior ocorrência na Ásia, África e Europa, mas os estudos de prevalência e distribuição são insuficientes na América. Também está claro que as atividades humanas no setor de alimentos também influenciam a disseminação de trematódeos no mundo, sem levar em conta que as mudanças climáticas e a condição do hospedeiro também podem influenciar a prevalência de trematódeos em peixes. Por fim, neste trabalho, documentamos que a tilápia, um peixe de alto valor socioeconômico, sem o manejo sanitário adequado, pode se tornar um transmissor de parasitas trematódeos com potencial zoonótico. Novos estudos devem ser realizados em tilápias com outro grupo taxonômico de helmintos, como nematódeos e cestódeos, para se ter uma visão completa da biodiversidade de helmintos e do risco de serem transmitidos aos seres humanos.



## LITERATURA CITADA

- ABDEL-LATIF HM, Dawood MA, Menanteau-Ledouble S, El-Matbouli M. 2020. The nature and consequences of co-infections in tilapia: A review. *Journal of Fish Diseases*. 43(6): 651–664. <https://doi.org/10.1111/jfd.13164>
- ACOSTA AA, Caffara M, Fioravanti ML, Utsunomia R, Zago AC, Franceschini L, Da Silva RJ. 2016. Morphological and molecular characterization of *Clinostomum detruncatum* (Trematoda: Clinostomidae) metacercariae infecting *Synbranchus marmoratus*. *Journal of Parasitology*. 102(1): 151–156. <https://doi.org/10.1645/15-773>
- ADUGNA M, Fishery N, Life A. 2020. The prevalence of fish parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in selected fish farms, Amhara Regional State. *Ethiop. J. Agric. Sci.*. 30(3):119–128. ISSN: 2415-2382.  
<https://www.ajol.info/index.php/ejas/article/view/198460>
- ANANDA-RAJA R, Jithendran K. 2015. Aquaculture disease diagnosis and health management. *Advances in Marine and Brackishwater Aquaculture*. 1(1): 1–262.  
<https://doi.org/10.1007/978-81-322-2271-2>
- BADER C, Starling DE, Jones DE, Brewer MT. 2019. Use of praziquantel to control platyhelminth parasites of fish. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. 42(2):139–153. <https://doi.org/10.1111/jvp.12735>
- BAO M, Pierce GJ, Strachan NJC, Pascual S, González-Muñoz M, Levsen A. 2019. Human health, legislative and socioeconomic issues caused by the fish-borne zoonotic parasite *Anisakis*: Challenges in risk assessment. *Trends in Food Science and Technology*. 86(11): 298–310. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.02.013>
- BRAVO F, Gontijo B. 2018. Gnathostomiasis: an emerging infectious disease relevant to all dermatologists. *Anais Brasileiros de Dermatologia*. 93(2):172-180.  
<https://doi.org/10.1590/abd1806-4841.20187498>
- BOERLAGE AS, Graat EAM, Verreth JA, De Jong MCM. 2013. Survival of heterophyid metacercaria in common carp (*Cyprinus carpio*). *Parasitology Research*. 112(7): 2759–2762. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3408-1>
- BURTON B, Clint C, Thomas O. 2019. General Characteristics of the *Trematoda*. *Chemical Zoology*. 5:3-34. ISBN: 9780128137123. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-395536-4.50008-6>
- CARRIQUE-MAS JJ, Bryant JE. 2013. A review of foodborne bacterial and parasitic zoonoses in Vietnam. *EcoHealth*. 10(4):465–489. <https://doi.org/10.1007/s10393-013-0884-9>
- CASTELLANOS-GARZÓN JA, Daschner Á, Pustovrh MC, Cuellar C. 2019. Characteristics related to fish consumption and the risk of ichthyozoonosis in a Colombian population. *Revista de Salud Publica*. 21(6): 9–16.



<https://doi.org/10.15446/rsap.v21n6.69898>

CHAI JY. 2014. Helminth-Trematode: *Heterophyes heterophyes*. *Encyclopedia of Food Safety*. 2(1): 158–163. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-378612-8.00156-6>

CHAI JY, Jung BK. 2017. Fishborne zoonotic heterophyid infections: An update. *Food and Waterborne Parasitology*. 8(9):33–63. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2017.09.001>

CHI TT, Dalsgaard A, Turnbull J, Tuan P, Murrell D. 2008. Prevalence of zoonotic trematodes in fish from a vietnamese fish-farming community. *J. Parasitol.* 94(2):423–428. <https://doi.org/10.1645/GE-1389.1>

CHI TT, Murrell KD, Mauseen H, Khue NV, Dalsgaard A. 2009. Fishborne zoonotic trematodes in raw fish dishes served in restaurants in Nam Dinh province and Hanoi, Vietnam. *Journal of Food Protection*. 72(11):2394–2399. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-72.11.2394>

CHIBWANA FD, Mshana JG, Katandukila JV, Box PO, Box PO. 2020. A survey of fish parasites from Pangani Catchment and Lake Kitangiri in Singida, Tanzania. *Tanzania Journal of Science*. 46(1):42–52. ISSN: 0856-1761.

<https://www.ajol.info/index.php/tjs/article/view/194815>

CORTÉS DA, Dolz G, Zúñiga JJR, Rocha AEJ, Alán DL. 2010. *Centrocestus formosanus* (*Opisthorchiida: Heterophyidae*) como causa de muerte de alevines de tilapia gris *Oreochromis niloticus* (Perciforme: *Cichlidae*) en el Pacífico seco de Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.* 58(1):1453–1465. ISSN: 0034-7744.

<https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/rbt/article/view/5423>

DAO HTT, Dermauw V, Gabriël S, Suwannatrai A, Tesana S, Nguyen GTT, Dorny P. 2017. *Opisthorchis viverrini* infection in the snail and fish intermediate hosts in Central Vietnam. *Acta Tropica*. 170(1):120–125.

<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.02.028>

DIAZ CAMACHO SP, Willms K, Ramos M, De la Cruz Otero MDC, Nawa Y, Akahane H. 2002. Morphology of *Gnathostoma* spp. isolated from natural hosts in Sinaloa, Mexico. *Parasitology Research*. 88(7):639–645. <https://doi.org/10.1007/s00436-002-0636-1>

ECHI PC, Eyo JE, Okafor FC. 2009<sup>a</sup>. Co-parasitism and morphometrics of three clinostomatids (*Digenea: Clinostomatidae*) In *Sarotherodon melanotheron* from a tropical freshwater lake. *Animal Research International*. 6(2): 982–986.

<https://doi.org/10.4314/ari.v6i2.48129>

ECHI PC, Okafor F, Eyo J. 2009<sup>b</sup>. Co-infection and morphometrics of three clinostomatids (*Digenea: Clinostomatidae*) in *Tilapia guineensis* Bleeker, 1862 from Opi lake, Nigeria. *Bio-Research*. 7(1):432–436. <https://doi.org/10.4314/br.v7i1.45467>

ELSHEIKHA HM, Elshazly AM. 2008<sup>a</sup>. Host-dependent variations in the seasonal prevalence and intensity of heterophyid encysted metacercariae (*Digenea:*



*Heterophyidea*) in brackish water fish in Egypt. *Veterinary Parasitology*. 153(1–2): 65–72.  
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.01.026>

ELSHEIKHA HM, Elshazly AM. 2008<sup>b</sup>. Preliminary observations on infection of brackish and fresh water fish by heterophyid encysted metacercariae in Egypt. *Parasitol Res*. 2008(103): 971–977. <https://doi.org/10.1007/s00436-008-1043-z>

FAJER EJ, Medina-Guerrero RM, Morales-Serna FN. 2017. Estrategias para la prevención y control de las enfermedades parasitarias de la tilapia. *Acta Agricola y pecuaria*, 3 (2): 25-31. <http://aap.uaem.mx/index.php/aap/article/view/33>

FANG L, Xiao-Hong L, Hai-Long G, Chong-You X, Rui-Yu C, Zuo-Can H, Yao-Guang Z, Zhi-Jian W. 2018. The discovery of *Clinostomum complanatum* metacercariae in farmed Chinese sucker, *Myxocyprinus asiaticus*. *Aquaculture*. 495(2017):273–280.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.05.052>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, FAO. 2021. World Food and Agriculture - Statistical Yearbook 2021: World Food and Agriculture. *Statistical Yearbook 2018*. Pp. 368. ISBN 978-92-5-134332-6.

<https://doi.org/10.4060/cb4477en>FLEMING PB, Huffman DG, Bonner TH, Brandt TM. 2011. Metacercarial distribution of *Centrocestus formosanus* among fish hosts in the Guadalupe river drainage of Texas. *Journal of Aquatic Animal Health*. 23(3):117–124.

<https://doi.org/10.1080/08997659.2011.616840>

GALAKTIONOV KV, Dobrovolskij AA. 2003. The Main types of trematode life cycles: The biology and evolution of trematodes. Netherlands: Springer Science+Business Media Dordrecht. Pp. 319-348. ISBN: 978-1-4020-1634-9. <https://doi.org/10.1007/978-94-017-3247-5>

GULELAT Y, Yimer E, Asmare K, Bekele J. 2013. Study on parasitic helminths infecting three fish species from Koka reservoir, Ethiopia. *SINET: Ethiopian Journal of Science*. 36(2):73-80–80. ISSN: 0379-2897.

[https://www.academia.edu/32986068/Study\\_on\\_Parasitic\\_Helminths\\_Infecting\\_Three\\_Fish\\_Species\\_from\\_Koka\\_Reservoir\\_Ethiopia](https://www.academia.edu/32986068/Study_on_Parasitic_Helminths_Infecting_Three_Fish_Species_from_Koka_Reservoir_Ethiopia)

GUTIÉRREZ-JIMÉNEZ J, Luna-Cazáres LM, Vidal JE. 2019. Malnutrition and intestinal parasites: Mexico perspectives: Handbook of Famine, Starvation, and Nutrient Deprivation. CDMX, Mexico: Springer. Pp. 1-18. ISBN: 978-3-319-40007-5  
[https://doi.org/10.1007/978-3-319-55387-0\\_7](https://doi.org/10.1007/978-3-319-55387-0_7)

HEGAZI MA, Abo-elkheir OI. 2014. Encysted metacercariae of family *Heterophyidae* in infected fish in Dakahlia Governorate, an Endemic Focus in Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*. 12(2014):1-13. <https://doi.org/10.12816/0007859>

HORAK IG, Marchiondo AA, Colwell DD, Crafford D, Kok DJ. 2019. Platyhelminthes: Parasiticide Screening in vitro and in vivo tests with relevant parasite rearing and host



- infection/infestation methods. London, United Kingdom: Academic Press. Vol. 2. Pp.1-133. ISBN: 978-0-12-816577-5 <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816577-5.00006-5>
- HUANG S, He Y. 2019. Management of China's capture fisheries: Review and prospect. *Aquaculture and Fisheries*. 4(5):173–182. <https://doi.org/10.1016/j.aaf.2019.05.004>
- HUERTA-MATA JJ, Valenzuela-Oyadener L. 2019. Perspective of the aquaculture in Chile and Mexico, productive articulation approach and business networks for international development. *SSRN*. 11(18):1-25.  
<https://doi.org/http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.3489166>
- HUNG NM, Dung DT, Lan Anh NT, Van PT, Thanh BN, Van Ha N, Van Hien H, Canh L X. 2015. Current status of fish-borne zoonotic trematode infections in Gia Vien district, Ninh Binh province, Vietnam. *Parasites and Vectors*. 8(1): 1–10.  
<https://doi.org/10.1186/s13071-015-0643-6>
- HUNG NM, Madsen H, Fried B. 2013. Global status of fish-borne zoonotic trematodiasis in humans. *Acta Parasitologica*. 58(3):231–258. <https://doi.org/10.2478/s11686-013-0155-5>
- KANG L, Hedegaard Clausen J, Murrell D, Liu L, Dalsgaard A. 2013. Risks for fishborne zoonotic trematodes in Tilapia production systems in Guangdong province, China. *Veterinary Parasitology*. 198(1):223–229. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.08.011>
- KOINARI M, Karl S, Ng-Hublin J, Lymbery AJ, Ryan UM. 2013. Identification of novel and zoonotic *Cryptosporidium* species in fish from Papua New Guinea. *Veterinary Parasitology*. 198(1):1–9. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.08.031>
- KOPOLRAT, K, Sithithaworn P. 2015. Susceptibility, metacercarial burden, and mortality of juvenile silver barb, common carp, mrigal, and tilapia following exposure to *Haplorchis taichui*. *Parasitology Research*. 114(2):1433–1442. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4326-1>
- LAMOTHE-ARGUMEDO R. (1999). La gnatostomiasis, breve revisión y recomendaciones. *Revista Mexicana de Patología Clínica*. 46(2):86–91.  
<https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=2645>
- LEROY J, Cornu M, Deleplancque AS, Loridant S, Dutoit E, Sendid B. 2017. Sushi, ceviche and gnatostomiasis - A case report and review of imported infections. *Travel Medicine and Infectious Disease*. 20(11): 26–30.  
<https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2017.10.010>
- LIMA DOS SANTOS CAM, Howgate P. 2011. Fishborne zoonotic parasites and aquaculture: A review. *Aquaculture*. 318(3): 253–261.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.05.046>



LOBNA SMA, Metawea YF, Elsheikha HM. 2010. Prevalence of heterophyiosis in Tilapia fish and humans in Northern Egypt. *Parasitology Research*. 107(4):1029–1034. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-1976-x>

MADSEN H, Dung BT, The DT, Viet NK, Dalsgaard A, Van PT. 2015. The role of rice fields, fish ponds and water canals for transmission of fish-borne zoonotic trematodes in aquaculture ponds in Nam Dinh Province, Vietnam. *Parasites and Vectors*. 8(1):1–11. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-1237-z>

MAHMOUD, MA, Abdelsalam M, Mahdy OA, El Miniawy HMF, Ahmed ZAM, Osman AH, Mohamed HMM, Khatib AM, Zaki Ewiss MA. 2016. Infectious bacterial pathogens, parasites and pathological correlations of sewage pollution as an important threat to farmed fishes in Egypt. *Environmental Pollution*. 219(1): 939–948. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2016.09.044>

MJAKAKHAMIS H, Sagweorina P. 2017. Prevalence and diversity of internal cestode parasites infected Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and african catfish (*Clarias gariepinus*) in farmers fresh water ponds in Kenya. *American Scientific Research Journal for Engineering, Technology, and Sciences*. 34(1):123–137. ISSN: 2313-4410. [https://asrjetsjournal.org/index.php/American\\_Scientific\\_Journal/article/view/3076](https://asrjetsjournal.org/index.php/American_Scientific_Journal/article/view/3076)

MORALES-SERNA FN, Chapa-López M, Martínez-Brown JM, Ibarra-Castro L, Medina-Guerrero RM, Fajer-Ávila EJ. 2018. Efficacy of praziquantel and a combination anthelmintic (Adecto®) in bath treatments against *Tagia ecuadori* and *Neobenedenia melleni* (Monogenea), parasites of bullseye puffer fish. *Aquaculture*. 492(11): 361–368. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.04.043>

MUTENGU C, Mhlanga W, Mupangwa JF. 2018. Occurrence of *Clinostomum* metacercariae in *Oreochromis mossambicus* from Mashoko Dam, Masvingo Province, Zimbabwe. *Scientifica*. 2018(1): 1-6. <https://doi.org/10.1155/2018/9565049>

NEGRETE L, Damborenea C. 2017. Phylum Platyhelminthes: Macroparásitos Diversidad y biología. La Plata, Argentina: Editorial de la Universidad Nacional de La Plata. Pp. 21-35. ISBN: 978-950-34-1521-4. [https://www.researchgate.net/publication/319693656\\_Phylum\\_Platyhelminthes](https://www.researchgate.net/publication/319693656_Phylum_Platyhelminthes)

OJWALA RA, Otachi EO, Kitaka NK. 2018. Effect of water quality on the parasite assemblages infecting Nile tilapia in selected fish farms in Nakuru County, Kenya. *Parasitology Research*. 117(11):3459–3471. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6042-0>

OKOYE IC, Abu SJ, Obiezue NNR, Ofoezie IE. 2014. Prevalence and seasonality of parasites of fish in Agulu Lake, Southeast, Nigeria. *African Journal of Biotechnology*. 13(3):502–508. <https://doi.org/10.5897/ajb2013.13384>



OLOPADE OA, Taiwo IO, Lamidi AA, Awonaike OA. 2016. Proximate Composition of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) (Linnaeus, 1758) and Tilapia Hybrid (Red Tilapia) from Oyan Lake, Nigeria. *Food Science and Technology*. 73(1): 0–4.

<https://doi.org/10.15835/buasvmcn-fst:11973>

OTACHI E, Magana A, Jirsa F, Fellner-Frank C. 2014. Parasites of commercially important fish from Lake Naivasha, Rift Valley, Kenya. *Parasitology Research*. 113(3): 1057–1067. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3741-4>

OTACHI E, Szostakowska B, Jirsa F, Fellner-Frank C. 2015. Parasite communities of the elongate tigerfish *Hydrocynus forskahlii* (Cuvier 1819) and redbelly tilapia *Tilapia zillii* (Gervais 1848) from Lake Turkana, Kenya: Influence of host sex and size. *Acta Parasitologica*. 60(1):9–20. <https://doi.org/10.1515/ap-2015-0002>

PETNEY T, Andrews RH, Saijuntha W, Wenz-Mücke A, Sithithaworn P. 2013. The zoonotic, fish-borne liver flukes *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis felinus* and *Opisthorchis viverrini*. *International Journal for Parasitology*. 43(12–13):1031–1046. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2013.07.007>

PETNEY T, Taraschewski H. 2011. Waterborne parasitic diseases: Hydrology, Regional Development, and Control. *Treatise on Water Science*. 3(1):303–366.

<https://doi.org/10.1016/B978-0-444-53199-5.00061-0>

PINHEIRO RHDS, Furtado AP, Dos Santos JN, Giese EG. 2019. *Contracaecum* larvae: morphological and morphometric retrospective analysis, biogeography and zoonotic risk in the amazon. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 28(1): 12–32. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019002>

PINTO HA, Gonçalves NQ, López-Hernandez D, Pulido-Murillo EA, Melo AL. 2018. The life cycle of a zoonotic parasite reassessed: Experimental infection of *Melanoides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) with *Centrocestus formosanus* (Trematoda: Heterophyidae). *PLoS ONE*. 13(4):1–13. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0194161>

PINTO HA, Mati VLT, Melo AL. 2014. Metacercarial infection of wild Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from Brazil. *Scientific World Journal*. 2014(19): 1-7. <https://doi.org/10.1155/2014/807492>

PORTELA ACV, Silveira JGF, Damaceno MA, da Silva AFB, de Jesus RB, Pilarski F, Gadaj A, Mooney MH, Paschoal JAR. 2020. Food safety evaluation for the use of albendazole in fish: residual depletion profile and withdrawal period estimation. *Food Additives and Contaminants - Part A Chemistry, Analysis, Control, Exposure and Risk Assessment*. 37(4):596–606. <https://doi.org/10.1080/19440049.2020.1719285>

PRITT B. 2015. Molecular diagnostics in the diagnosis of parasitic infection. In *Methods in Microbiology*. Minnesota, USA: Elsevier Ltd. Pp. 160. ISBN: 978-0-12-803297-8. <https://doi.org/10.1016/bs.mim.2015.05.001>



SALGADO-MALDONADO G, Aguilar-Aguilar R, Cabañas-Carranza G, Soto-Galera E, Mendoza-Palmero C. 2005. Helminth parasites in freshwater fish from the Papaloapan river basin, Mexico. *Parasitology Research*. 96(2): 69–89. <https://doi.org/10.1007/s00436-005-1315-9>

SALGADO-MALDONADO G, Caspeta-Mandujano JM, Moravec F, Soto-Galera E, Rodiles-Hernández R, Cabañas-Carranza G, Montoya-Mendoza J. 2011. Helminth parasites of freshwater fish in Chiapas, Mexico. *Parasitology Research*. 108(1): 31–59. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-2035-3>

SÈDOGBO MH, Zannou BT, Siko JE, Tossavi ND, Togla I, Fiogbé ED, Ibikounlé M. 2019. Faune des métazoaires parasites de *Clarias gariepinus* (Clariidae) et de *Oreochromis niloticus* (Cichlidae), deux poissons des whédos du delta supérieur du fleuve Ouémé au sud du Bénin. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*. 13(2): 983-997. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v13i2.33>

SEPULVEDA MS, Kinsella JM. 2013. Helminth collection and identification from wildlife. *Journal of Visualized Experiments*. 82(1):1–5. <https://doi.org/10.3791/51000>

Servicio de información agroalimentaria y pesquera (SIAP). 2022. Panorama agroalimentario 2022. México. Pp. 217 <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-pesquera>

SITJÀ-BOBADILLA A, Oidtmann B. 2017. Integrated Pathogen Management Strategies in Fish Farming. In *Fish Diseases: Prevention and Control Strategies*. London, United Kingdom. Elsevier. Pp. 119-144. ISBN: 9780128045640 <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804564-0.00005-3>

SOLER JIMÉNEZ L, Paredez Trujillo A, Vidal Martínez V. 2016. Helminth parasites of finfish commercial aquaculture in Latin America. *Journal of Helminthology*. 1(12): 1–27. <https://doi.org/10.1017/S0022149X16000833>

TESANA S, Thabsripair P, Suwannatrai A, Haruay S, Piratae S, Khampoosa P, Thammasiri C, Prasopdee S, Kulsantiwong J, Chalorkpunrut P, Jones MK. 2014. Parasite surveys and environmental management for prevention of parasitic infection in cultivated *Barbonymus gonionotus* (Cyprinidae) in fishponds, in an opisthorchiasis endemic area of northeast Thailand. *Aquaculture*. 428(429): 54–60.

<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.02.031>

VAN DE N, Le TH, Murrell KD. 2012. Prevalence and intensity of fish-borne zoonotic trematodes in cultured freshwater fish from rural and Urban Areas of Northern Vietnam. *Journal of Parasitology*. 98(5):1023–1025. <https://doi.org/10.1645/GE-3112.1>

VAN PHAN T, Ersboll AK, Nguyen KV, Madsen H, Dalsgaard A. 2010. Farm-level risk factors for Fish-borne zoonotic trematode infection in integrated Small-scale fish farms in Northern Vietnam. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 4(7): 1-9.





<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000742>

WALAKIRA J, Akoll P, Engole M, Sserwadda M, Nkambo M, Namulawa V, Kityo G. 2014. Common fish diseases and parasites affecting wild and farmed tilapia and catfish in central and western Uganda. *Uganda Journal of Agricultural Sciences*. 15(2): 113–125. ISSN: 1026-0919. <https://www.ajol.info/index.php/uja/article/view/126198>

WANG D, Young N, Korhonen P, Gasser R. 2018. *Clonorchis sinensis* and Clonorchiasis: The relevance of exploring genetic variation: Advances in Parasitology. London, United Kingdom: Elsevier. Pp. 155-208. Elsevier Ltd. ISBN: 978-0-12-815169-3 <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2018.03.006>

WANG ML, Chen HY, Shih HH. 2017<sup>a</sup>. Occurrence and distribution of yellow grub trematodes (*Clinostomum complanatum*) infection in Taiwan. *Parasitology Research*. 116(6):1761–1771. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5457-3>

WANG M, Luo L, Chen X, Fang Y. 2017<sup>b</sup>. Investigation on sanitation of freshwater aquaculture environments and *Clonorchis sinensis* intermediate host infection in a city of Pearl River Delta region, China. *Chin J Schisto Control*. 29(6):716–719. <https://doi:10.16250/j.32.1374.2017120>

WATTERSON A, Little D, Young JA, Murray F, Doi L, Boyd KA, Azim E. 2012. Scoping a Public health impact assessment of aquaculture with particular reference to tilapia in the UK. *ISRN Public Health*. 2012(1):1–18. <https://doi.org/10.5402/2012/203796>

WILLIAMS M, Hernandez-Jover M, Shamsi S. 2020<sup>a</sup>. A critical appraisal of global testing protocols for zoonotic parasites in imported seafood applied to seafood safety in Australia. *Foods*. 9(4): 1-23. <https://doi.org/10.3390/foods9040448>

WILLIAMS M, Hernandez-Jover M, Shamsi S. 2020<sup>b</sup>. Fish substitutions which may increase human health risks from zoonotic seafood borne parasites: A review. *Food Control*. 20(1):1-45. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2020.107429>

WIRIYA B, Clausen JH, Inpankaew T, Thaenkham U, Jittapalapong S, Satapornvanit K, Dalsgaard A. 2013. Fish-borne trematodes in cultured Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and wild-caught fish from Thailand. *Veterinary Parasitology*. 198(1): 230–234. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.08.008>

ZHAO-RONG L, Robin G, De-hua L, An-xing L, Xing-quan Z, Xing-bing Y, Yue-yi F. 2005. Clonorchiasis: a key foodborne zoonosis in China. *Lancet Infect Dis*. 1(1): 31–41. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(04\)01252-6](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(04)01252-6)

[Errata Erratum](#)

<https://abanicoacademico.mx/revistasabanico-version-nueva/index.php/abanico-veterinario/errata>