



Abanico Veterinario. Enero-Diciembre 2023; 13:1-25. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2023.4>  
Revisión Literaria. Recibido:07/06/2021. Aceptado:25/02/2023. Publicado:28/04/2023. Clave:e2021-35.  
<https://www.youtube.com/watch?v=L81JDrqbSH4>

## La tilapia, pez cíclido de alto valor socio-económico, como hospedero de parásitos trematodos con 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 correspondencia: 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

### Resumen

La producción y consumo de tilapias (Cichlidae) es muy popular en el mundo, por lo que debe asegurarse la inocuidad de la carne producida ante el riesgo potencial de la transmisión zoonótica de parásitos; por ello, el objetivo de este trabajo fue realizar una revisión bibliográfica sobre la prevalencia, distribución y hospederos que intervienen en el ciclo de vida de los helmintos trematodos que pueden transmitirse de manera zoonótica en el consumo de la tilapia. La revisión bibliográfica se llevó a cabo con seis motores de búsqueda especializada. Se analizaron 1,044 artículos, de los cuales 113 incluían datos epidemiológicos. La tilapia fue reportada como el hospedero intermediario de 15 especies de trematodos que afectan al humano, 6 parásitos se reportaron a nivel de género y 2 parásitos a nivel de familia. Los trematodos descritos pertenecen a las familias Heterophyidae y Opisthorchiidae. Las prevalencias reportadas oscilan de 1% en infecciones por *Haplorchis pumilio* y *Centrocestus formosanus* hasta 93.64% en infecciones multiparasitarias de *Haplorchis yokogawi*, *Pygidiopsis genata* y *Phagicola ascolonga*. Aunque la biodiversidad de helmintos documentados en la tilapia es abundante, aún es insuficiente la información disponible, situando a la tilapia como un transmisor potencial de estos helmintos en el humano.

**Palabras clave:** tilapia, trematodos, parásitos zoonóticos, acuacultura, pesca, hospederos.

### 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.

## INTRODUCCIÓN

Son muchos los trabajos que describen la importancia nutricional y económica de la pesca y la acuicultura a nivel mundial (Aduña *et al.*, 2020; Chibwana *et al.*, 2020; Okoye *et al.*, 2014). Estas actividades producen anualmente más de 179 millones de toneladas de pescado (FAO, 2021) y uno de los más producidos, es el pez denominado "tilapia", término que se utiliza para referirse a los peces cíclidos de los géneros, *Oreochromis*, *Sarotherodon* y *Tilapia*. En México, durante los últimos 10 años, se ha reportado un incremento en la producción de tilapia, con un crecimiento promedio anual de 3.1% (Huerta-Mata & Valenzuela-Oyadener, 2019; SIAP, 2022). Debido a la expansión de la pesca y la acuicultura, los requisitos de las estrategias de seguridad alimentaria son obligatorios, *v. gr.*, la presencia de microorganismos patógenos potenciales, como los parásitos, compromete la seguridad de los productos pesqueros (Ananda-Raja & Jithendran, 2015; Williams *et al.*, 2020<sup>a</sup>).

Entre los helmintos, los más estudiados por su transmisión zoonótica a partir de la carne de pescado son los trematodos, coloquialmente denominados "gusanos", de las familias *Heterophyidae* (trematodos intestinales), *Echinostomatidae* (trematodos intestinales) y *Opisthorchiidae* (trematodos hepáticos), que están representados por las especies *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis viverrini*, *O. felineus*, *Metagonimus yokogawai* y *Heterophyes* spp. (Lima dos Santos & Howgate, 2011; Wiriya *et al.*, 2013). También se estudian las tenias *Diphyllobothrium latum* y *D. pacifica*, así como los nematodos *Capillaria philippinensis*, *Gnathostoma hispidum*, *G. spinigerum*, *G. doloresi*, *G. nipponicum*, *Pseudoterranova decipiens*, *Contracaecum osculatum* y *Anisakis simplex*. Como ejemplo de importancia médica y económica, en Japón se producen anualmente más de 1.000 casos clínicos de anisakidosis transmitidos por la ingesta de más de 100 especies de peces que se comen sin cocinar (Bao *et al.*, 2019). La gnatostomosis es otra enfermedad helmíntica notificada con frecuencia en turistas (Bravo and Gontijo, 2018). Aunque se habían registrado más de 1.000 casos de gnatostomosis en México entre 1970 y 1999 (Lamothe-Argumedo, 1999), no hay suficientes estudios sistemáticos de prevalencia y distribución de helmintos con potencial zoonótico que parasitaron peces de importancia económica (Carrique-Mas & Bryant, 2013; Pritt, 2015). Sin embargo, se sabe que en Asia, 18 millones de personas están infectadas por trematodos (Mahmoud *et al.*, 2016; Wiriya *et al.*, 2013) y en el mundo hay 500 millones de personas en riesgo de infección (Chi *et al.*, 2008). De esta manera, considerando la importancia de los helmintos



y el nivel comercial de la tilapia (Gulelat *et al.*, 2013; Mahmoud *et al.*, 2016; Soler Jiménez *et al.*, 2016; Watterson *et al.*, 2012); el objetivo de este trabajo fue realizar una revisión bibliográfica sobre la prevalencia y distribución de helmintos trematodos que pueden ser transmitidos como zoonosis durante la cadena productiva de la tilapia.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Investigación bibliográfica

La revisión se realizó con motores de búsqueda basados en el uso de las palabras clave: zoonotic parasite, trematode, foodborne parasites, *Oreochromis* y tilapia. Las variantes que hacen referencia a la enfermedad parasitaria zoonótica fueron centrocestiosis (*Centrocestus*), clonorquiosis (*Clonorchis*), opistorquiosis (*Opisthorchis*), heterofiosis (*Heterophyes*) y haplorquiosis (*Haplorchis*). Teniendo en cuenta estas palabras, la inclusión en su conjunto, se estructuró como se muestra, "(*Centrocestus* o centrocestiosis) y (*Oreochromis* o tilapia)" para cada organismo / enfermedad parasitaria. Se utilizaron seis buscadores bibliográficos especializados (ScienceDirect, PubMed, Primo, CONRICyT, LILAES y AJOL), obteniéndose un total de 1.044 resultados de búsqueda a los que se aplicaron criterios de exclusión, eliminando enfermedades parasitarias zoonóticas en otros taxones de parásitos y de peces que no estaban dentro del ámbito de esta revisión. Se eliminaron las réplicas y se definieron como estudios aquellos que incluían datos epidemiológicos básicos, prevalencia y distribución. La depuración delimitó 80 fuentes bibliográficas para el análisis cualitativo y 33 fuentes bibliográficas referidas a prevalencia que formaban parte de la información analizada en esta revisión, por lo que se analizaron un total de 113 trabajos. Posteriormente, la información se plasmó en tablas para la presentación de los datos en mapa de distribución geográfica, utilizando el programa informático de libre acceso RSstudio (Boston, MA, USES).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Ciclo de vida general de los Trematodos

Los trematodos son helmintos taxonómicamente ubicados dentro del grupo de los platelmintos. En general, los platelmintos reúnen tres características: son acelomados, protostomados y triblásticos (Negrete & Damborenea, 2017). Los trematodos incluyen una serie de especies parásitas de animales que llegan accidentalmente al ser humano. La mayoría de los trematodos tienen ciclos de vida complejos que implican múltiples hospederos (Fang *et al.*, 2018). El ciclo de vida general de los trematodos comienza con el gusano adulto monoico que se establece en las vísceras del sistema digestivo de un vertebrado. Los gusanos adultos ponen huevos que utilizan las heces del hospedero como vehículo de dispersión. Los huevos se dispersan en el agua y de ahí emerge la primera larva, que se llama miracidium y es móvil. El estadio miracidium busca el primer



hospedaero intermediario (molusco gasterópodo), en hospedero se desarrolla en un esporoquiste y éste, a su vez, en redias que se reproducen asexualmente, finalmente el molusco expulsa el estadio de cercarias. Las cercarias nadan y se dispersan en el medio acuático hasta que encuentran el segundo hospedero intermediario, que puede ser un pez (Lima dos Santos & Howgate, 2011; Zhao-Rong *et al.*, 2005). En el músculo esquelético del segundo hospedero intermediario, las cercarias se convierten en metacercarias, las cuales están rodeadas por una pared de quitina que les permite resistir cambios climáticos o simplemente el paso por el tracto digestivo del hospedero definitivo que de forma natural es un animal vertebrado con hábitos ictiófagos (Mutengu *et al.*, 2018). En el hospedero definitivo, las metacercarias se liberan de la cápsula y se establecen en algunas de las vísceras del aparato digestivo, para convertirse en gusano adulto (Galaktionov & Dobrovolskij 2003; Burton *et al.*, 2019). Las zoonosis de transmisión alimentaria son infecciones que afectan al ser humano y que se adquieren a través de la ingestión de alimentos de origen animal vertebrado (Carrique-Mas & Bryant, 2013). Este tipo de alimentos pueden transmitir la infección al ser humano porque proceden de animales que forman parte del ciclo vital de los parásitos; por ejemplo, de la carne cruda de pescado. En concreto, las trematodosis de los peces tienen ciclos vitales con múltiples hospederos (Fang *et al.*, 2018), incluido un único hospedero definitivo para la fase adulta del gusano y uno o más hospederos intermedios, que albergan las diferentes fases de desarrollo del parásito (Chibwana *et al.*, 2020; Hung *et al.*, 2015). Los moluscos gasterópodos son hospederos intermediarios primarios (Chi *et al.*, 2008), mientras que los peces son hospederos intermediarios secundarios y tienen un papel trascendental en la transmisión del parásito a través de la cadena trófica (Koinari *et al.*, 2013).

### Cercarias en el entorno de la tilapia

Dada la importancia de los moluscos gasterópodos en el ciclo biológico de los trematodos, se recomienda eliminar los caracoles de los estanques destinados a la producción de tilapia (Kang *et al.*, 2013). En la acuicultura y la pesca se han identificado algunas especies de gasterópodos como hospederos primarios de trematodos. La Tabla 1 muestra la prevalencia de cercaria encontrada en varios moluscos involucrados en la cadena de producción de tilapia. Los principales datos proceden de Asia. Por ejemplo, en Vietnam, donde convergen estanques y parcelas de arroz, se han descrito al menos 15 o más especies de gasterópodos, como *Melanoides tuberculata*, *Bithynia fuchsiana* y *Stenothyra messengeri*, con una prevalencia de infección por cercarias de 8.9%, 6.4% y 1.5%, respectivamente (Madsen *et al.*, 2015). El trematodo *Haplorchis pumilio* se ha aislado en estanques de peces con presencia de cinco especies de gasterópodos, una de las cuales pertenece a la familia Viviparidae (Angulyagra polyzonata) y las otras cuatro a la familia Thiaridae: *Melanoides tuberculata*, *Thiara scabra*, *Tarebia granifera* y *Sermyla requetii* (Van Phan *et al.*, 2010). Se han registrado



cercarias del género *Procerovum* en los gasterópodos *Melanoides tuberculata* (0,92%) y *Bithynia fuchsiana* (0,11%). *Opisthorchis viverrini* puede encontrarse en los gasterópodos *Bithynia siamensis goniomphalos* (0,86%) y *B. funiculata* (0,14%) (Dao et al., 2017; Hung et al., 2015). Se han registrado cercarias de *Clonorchis sinensis* en las familias *Hydrobiidae*, *Bithyniidae*, *Melaniidae*, *Assimineidae* y *Thiaridae* (Zhao-Rong et al., 2005), en particular en las especies *Alocinma longicornis* (27%), *Bithynia fuchsianus* (8%) y *Parafossarulus striatulus* (8%) (Petney et al., 2013; Zhao-Rong et al., 2005). Las cercarias de las familias *Heterophyidae* y *Echinostomatidae* se establecen en los moluscos *Pomacea canaliculata*, *Bellamyia aeruginosa* y *Cipangopaludina Oncomelania* (Kang et al., 2013). *Heterophyes heterophyes cercariae* está relacionada con cuatro familias de gasterópodos como hospederos primarios (*Potamididae*, *Melaniidae*, *Pleuroceridae* y *Littorinidae*), aunque la especie más recurrente es *Pirenella conica* (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017). Del mismo modo, se han notificado cargas de *Clinostomum complanatum* en *Radix swinhoei* como hospedero primario, con una prevalencia de 0,62 (Wang et al., 2017<sup>a</sup>). En América, se han encontrado informes de cercarias en Costa Rica, donde los gasterópodos *Melanoides turricula*, *Pomacea flagellata*, *Haitia cubensis* y el bivalvo *Anodontiles luteola* se han registrado como hospederos intermediarios de *Centrocestus formosanus* (Cortés et al., 2010).

Tabla 1. Prevalencia de cercaria asociada a la cadena de producción y captura de tilapia para consumo

Cercaria	Hospedero intermediario primario	Distribución por continentes	Prevalencia de las cercaria	Hospedero intermediario secundario	Referencias
<b><i>Opisthorchis viverrini</i></b>	<i>Bithynia siamensis goniomphalos</i>	Asia (Vietnam)	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>	Asia (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</i> varium e Indefinidos</b>	<i>Bithynia fuchsiana</i> y <i>Melanoides tuberculata</i>	Asia (Vietnam)	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 messengeri</i>	Asia (Vietnam)	1.5-8.9	<i>Oreochromis niloticus</i>	(Madsen et al., 2015)
<b><i>Clinostomum complanatum</i></b>	<i>Radix swinhoei</i>	Asia (China)	0.62	<i>Tilapia zillii</i>	(Wang et al., 2017 <sup>a</sup> )



El estudio de los moluscos gasterópodos es importante, ya que este organismo es extremadamente resistente a los factores abióticos, como *Pirenella conica*, que es resistente a la salinidad entre 15 y 80 ppm (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017; Hung *et al.*, 2013). Uno de los hospederos primarios más recurrentes es el molusco gasterópodo *Melanoides tuberculata* (Cortés *et al.*, 2010; Hung *et al.*, 2013; Petney *et al.*, 2013; Pinto *et al.*, 2014; Zhao-Rong *et al.*, 2005), que es resistente a la desecación, a los bajos niveles de oxígeno y a la salinidad extrema, además, resiste una temperatura inferior a 18 °C (Fleming *et al.*, 2011). En los estanques de cultivo, la vegetación circundante y los ambientes oligotróficos favorecen el establecimiento de diferentes poblaciones de gasterópodos (Chi *et al.*, 2008; Cortés *et al.*, 2010). Debido a estas características, el manejo sanitario de los moluscos gasterópodos requiere especial atención.

### **Estadío de metacercaria aislado en tilapia de pesca**

Se ha reportado que la tilapia es transmisora de trematodos zoonóticos, convirtiéndose en un problema de salud pública y, en algunos casos, arruinando la percepción comercial de la acuicultura (Adujna *et al.*, 2020; Chibwana *et al.*, 2020). La Tabla 2 muestra la prevalencia de metacercarias en diferentes especies de tilapia; la tabla también muestra que las cercarias no tienen predilección por la región anatómica del pez. Los reportes analizados incluyen diferentes especies de trematodos, tales como, *Heterophyes heterophyes metacercariae* que es parásito de *Tilapia simonis*, *T. nilotica* y *T. zillii* (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017). En cuerpos de agua naturales, se han recolectado metacercarias de *Opisthorchis felineus*, *O. viverrini* y *Clonorchis sinensis* en *Oreochromis* y *Tilapia* (Petney *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2018; Williams *et al.*, 2020<sup>a</sup>; Zhao-Rong *et al.*, 2005), mientras que se han recuperado metacercarias de *Centrocestus formosanus* en *Oreochromis niloticus* producidas en un lago artificial recreativo en Belo Horizonte, Brasil (Pinto *et al.*, 2014). La prevalencia de metacercarias de *Opisthorchis viverrini* en crías de tilapia *Oreochromis niloticus* de un lago de la provincia de Binh Dinh, Vietnam, fue del 18,8% (Dao *et al.*, 2017), mientras que en una presa de Zimbawe, la prevalencia de metacercarias de *Clinostomum* fue del 62,8% en *Oreochromis mossambicus* (Mutengu *et al.*, 2018). En otro contexto, en el lago Agulu, Nigeria, la prevalencia de metacercarias *Clinostomum tilapiae* en *Tilapia zillii* fue del 1,54% (Okoye *et al.*, 2014).

### **Metacercarias e infecciones parasitarias concomitantes en peces de la especie tilapia**

Las coinfecciones en tilapia por diferentes grupos taxonómicos es un evento común. El estudio de las infecciones concomitantes es pertinente debido al riesgo de morbilidad y mortalidad en la producción de peces con fines comerciales y de consumo. Se han documentado infecciones concomitantes entre dos agentes etiológicos de diferentes grupos taxonómicos o múltiples agentes etiológicos del mismo grupo taxonómico. En el



primer caso, podemos citar como ejemplo la infección entre los protozoos ciliados *Trichodina heterodentata* o *Ichthyophthirius multifiliis* con la bacteria *Streptococcus iniae* (Abdel-Latif *et al.*, 2020). Con respecto a los helmintos, la coinfección entre el nematodo *Contraecum multipapillatum* (51,8% de prevalencia) y el trematodo *Heterophyes* sp. (19,6% de prevalencia) en *Tilapia zillii* u *Oreochromis leucostictus* se documentó en el lago Neivasha en Kenia (Otachi *et al.*, 2014). Además, se encontró infección concomitante entre larvas del nematodo *Contraecum* sp. (5,48%) y metacercarias de *Clinostomum* sp. (27,39%) en el mesenterio, el área pericárdica y la cavidad branquial de *Oreochromis niloticus* residentes de la reserva de agua de Koka en Etiopía (Gulelat *et al.*, 2013). En el caso del multiparasitismo, se pueden citar como ejemplo los hallazgos reportados en *Tilapia nilotica* y *Tilapia zillii* del lago Manzala (agua salobre) y del río Nilo (agua dulce). En el primer caso, la frecuencia de infección fue del 64,9%, mientras que en el segundo fue del 17,6% y las metacercarias recogidas pertenecían a los géneros *Heterophyes heterophyes*, *H. aequalis*, *Pygidiopsis genata*, *Haplorchis yokogawai*, *H. pumilio*, *Phagicola ascolonga* y *Stictodora tridactyla* (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>; Hegazi & Abo-elkheir, 2014). Estos datos sugieren que la tilapia es un organismo que tolera el multiparasitismo. Asimismo, algunos parásitos como *Clinostomum* sp., mostraron una mayor prevalencia en la infección concomitante que cuando se recuperan individualmente, esto puede deberse a que algunos microorganismos surgen como infecciones oportunistas en organismos que tienen infecciones primarias (Fajer-Ávila *et al.*, 2017).

**Tabla 2. Informes de metacercarias en tilapia. Distribución geográfica y anatómica de los parásitos, sólo se incluyen los informes que tienen prevalencia**

Tilapia	Cercaria	Distribución	Prevalencia de metacercarias	Distribución anatómica	Referencia
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Vietnam,	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>	Tailandia,	18.8%	-	(Dao <i>et al.</i> , 2017)
		Cambodia,			
		Laos,			
<b><i>Oreochromis niloticus</i>, <i>T. zillii</i></b>	<i>Heterophyes heterophyes</i> ,	Egipto	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	China	1.5%	ca, br, mu, al, pi, es	(Kang et al., 2013)
	<i>Heterophyes heterophyes</i> , <i>H. aequalis</i> ,				
<b><i>Oreochromis niloticus</i>, <i>T. zillii</i></b>	<i>Pygidiopsis genata</i> , <i>Ascocotyle (Phagicola) ascolonga</i> , <i>Haplorchis yokogawi</i>	Egipto	30% -33.3%	mu, ca	(Lobna et al., 2010)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus</i> sp.	Egipto Brasil,	10%	br	(Mahmoud et al., 2016)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Egipto, Vietnam, Arabia Saudita	31.1%	br	(Pinto et al., 2014)
	<i>Clonorchis sinensis</i> ,	Vietnam,			
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Haplorchis pumilio</i> , <i>H. taichui</i> ,	Corea, China,	2%-10%	-	(Van De et al., 2012)
	<i>Centrocestus formosanus</i>	Tailandia			
<b><i>Oreochromis niloticus</i>, <i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Stellantchasmus falcatus</i> , <i>Haplorchis pumilio</i> ,	Tailandia, Lao, Cambodia,	2%-50%	al	(Wiriya et al., 2013)
	<i>Procerovum varium</i>	Vietnam			
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Costa Rica	1026 (total recuperado)	br, al y te	(Cortés et al., 2010)
	<i>Heterophyes</i> sp.,	Egipto			
<b><i>Oreochromis niloticus</i> <i>T. zillii</i></b>	<i>Pygidiopsis genata</i> , <i>Haplorchis pumilio</i> , <i>Phagicola</i> sp.,	Palestina, Hawai, Ucrania	42.6% 64.9%	-	(Hegazi & Abo-elkheir, 2014)





	<i>Stictodora tridactyla</i>	Canadá, Alaska			
<b><i>Oreochromis niloticus</i>, <i>O. mossambicus</i></b>	<i>Haplorchis taichui</i>	Laos, Tailandia, Cambodia, Vietnam	0%	-	(Kopolrat & Sithithaworn, 2015)
<b><i>Tilapia sp.</i></b>	<i>Clonorchis sinensis</i>	China	0%	mu	(Wang et al., 2017 <sup>b</sup> )
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Heterophyes sp.</i>	Kenia	6%-8%	-	(Ojwala et al., 2018)
<b><i>Oreochromis sp.</i></b>	<i>Haplorchis pumilio</i>	Vietnam, China	3%-15.6%	mu, hu, pi, ca, cau	(Chi et al., 2009)
<b><i>Oreochromis aureus</i></b>	<i>Centrocestus formosanus</i>	Estados Unidos	0%	-	(Fleming et al., 2011)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Haplorchis sp.</i> , <i>Procerovum varium</i>	Vietnam	2.19%-23%	-	(Hung et al., 2015)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Haplorchis pumilio</i>	Vietnam	32%	-	(Madsen et al., 2015)
<b><i>Oreochromis mossambicus</i></b>	<i>Clinostomum sp.</i>	Zimbawe	62.80%	cb, pi, oj	(Mutengu et al., 2018)
<b><i>Oreochromis leucostictus</i> <i>Tilapia zillii</i></b>	<i>Heterophyes sp.</i>	Kenia	19.6-51.8%	cp, br	(Otachi et al., 2014)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Haplochis taichui</i>	Vietnam	24%	-	(Van Phan et al., 2010)
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Clinostomum sp.</i>	Etiopía	32.4%-58.8%	cbr, cp	(Adugna et al., 2020)
<b><i>Tilapia guinensis</i></b>	<i>Clinostomum complanatum</i>	Nigeria, Corea, Japón	39.99%	cb, cbr, hu, oj, mu, cp, cab, mes, vis, vn	(Echi et al., 2009 <sup>b</sup> )
<b><i>Sarotherodon melanotheron</i></b>	<i>Clinostomum complanatum</i>	Nigeria, Corea, Japón, Ghana	20.80%	cb, pi, oj	(Echi et al., 2009 <sup>a</sup> )
<b><i>Oreochromis niloticus</i></b>	<i>Clinostomum sp.</i>	Etiopía	5.48-27.39%	mes, cp, cbr	(Gulelat et al., 2013)



<i>Oreochromis niloticus</i>	<i>Clinostomum</i> sp.	Benin	6.17%	Pi, br, in, cb	(Sèdogbo <i>et al.</i> , 2019)
<i>Tilapia zillii</i>	<i>Clinostomum</i> sp.	Nigeria	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)

Abreviaturas: ca (cabeza), mu (músculo), pi (piel), al (aletas), br (branquias), es (escamas), est (estómago), in (intestinos), te (tegumento), hi (hígado), ri (riñón), hu (hueso), cau (región caudal), cb (cavidad oral), oj (ojos), cbr (cavidad branquial) cp (cavidad pericárdica), cab (cavidad abdominal), mes (mesenterio), vis (vísceras) y vn (vejiga natatoria)

### Metacercarias en granjas de tilapia

Los estudios de prevalencia en piscifactorías son de especial interés para determinar la prevalencia y distribución de agentes infecciosos que pudieran representar un riesgo para causar enfermedades en humanos o animales domésticos. La mayoría de los artículos analizados mostraban datos sobre *Oreochromis tilapia* procedentes de países asiáticos. En Vietnam, se encontró un 32% de prevalencia de metacercarias de *Haplorchis pumilio* en adultos y crías (Chi *et al.*, 2008; Madsen *et al.*, 2015) y un 24% de prevalencia para *H. taichui* durante los meses de diciembre y enero (Van Phan *et al.*, 2010). Se encontraron metacercarias del género *Clinostomun* en la piel, branquias, intestino y cavidad oral de tilapias de África, particularmente en la República de Benín (6,17%), Uganda (22%) y Etiopía (32,4%), donde *Clinostomiun* se encontró de forma concomitante (58,8%) con larvas del nematodo *Contraecum* sp. (Adugna *et al.*, 2020; Cortés *et al.*, 2010; Sèdogbo *et al.*, 2019; Walakira *et al.*, 2014). La presencia de metacercarias de *Centrocestus formosanus* se ha documentado en peces jóvenes (alevines) con un recuento de 1.026 larvas en Costa Rica (Cortés *et al.*, 2010) y en Vietnam con una prevalencia del 11,8%, donde *C. formosanus* también se presentó en coinfección con *Haplorchis pumilio* (Chi *et al.*, 2008). Se han encontrado otras metacercarias, de las familias *Heterophyidae* y *Echinostomatidae*, con una prevalencia del 1,5% en estanques de monocultivo y policultivo en Guangdong, China (Kang *et al.*, 2013).

### Estudios comparativos entre sistemas de pesca y acuicultura

Existen estudios en el campo de la parasitología para tratar de definir el comportamiento de la parasitosis en poblaciones de vida libre y en poblaciones hacinadas. Sin embargo, llama la atención que sólo se hayan encontrado algunos estudios en Vietnam y Tailandia que aborden esta comparación. En estos trabajos, las tilapias *Oreochromis niloticus* se encontraban en cautividad en granjas o estanques de acuicultura y los datos obtenidos se compararon con los peces de vida libre. En tres estudios (Vietnam), se observó que los peces presentaban infecciones únicas por *Haplorchis pumilio* o infecciones concomitantes por *Procerovum varium* o *Centrocestus formosanus*. La prevalencia de la infección en animales de vida libre fue del 14,3%, mientras que en las granjas fue del 52,8%, la prevalencia encontrada en la granja fue siempre mayor (Hung *et al.*, 2015). Por el contrario, en un estudio en Tailandia, se registraron tres especies de metacercarias



(*Stellantchasmus falcatus*, *Haplorchis pumilio* y *Procerovum varium*) en tilapias de vida libre, mientras que no se encontraron trematodos en peces recogidos en jaulas y estanques (Wiriya *et al.*, 2013). La alta prevalencia en poblaciones acuícolas puede deberse a la elevada densidad de población que se maneja en algunos sistemas.

### Hospederos definitivos de trematodos transmitidos por tilapia

La presencia de hospederos definitivos que viven alrededor de los cuerpos de agua son indicadores de que el ciclo de vida de los trematodos puede completarse y perpetuarse en el ambiente (Horak *et al.*, 2019). En el ciclo de vida de los trematodos, donde las tilapias intervienen como hospedero intermediario secundario, se han identificado numerosas especies de aves piscívoras como hospedero definitivo. Por ejemplo, el ave aninga africana (*Anhinga rufa*) es el hospedero definitivo de *Clinostomum* (Mutengu *et al.*, 2018). Otro tipo de hospederos son los denominados accidentales. Los reportes de prevalencia de trematodos asociados a tilapia en hospederos accidentales es inusual; mayormente, el hallazgo de gusanos adultos en hospederos inusuales es fortuito.

**Tabla 3. Prevalencia de trematodos zoonóticos en hospederos accidentales asociados a la producción y captura de tilapia**

Trematodo	Hospedero intermediario secundario	Hospedero	Prevalencia de parásitos en adultos	Distribución	Referencia
<i>Heterophyes heterophyes</i>	<i>Tilapia nilótica</i> , <i>Tilapia zillii</i>	Chacal,	14.2%,	Corea	(Chai, 2014)
		Zorro,	33.3%,		
		Perro	2.5%		
<i>Clonorchis sinensis</i>	<i>Oreochromis</i> sp. <i>Tilapia</i>	Camarón	3%	Australia	(Wang <i>et al.</i> , 2018)
<i>Heterophyes heterophyes</i> , <i>H. aequalis</i> , <i>Pygidiopsis genata</i> , <i>Haplorchis yokogawai</i>	<i>Tilapia nilotica</i> , <i>T. zillii</i>	Perro	19.4%, 15.4%, 18%, 12% y 11.4% (Respectivamente para los parásitos señalados)	Egipto	(Elsheikha & Elshazly, 2008 <sup>b</sup> )
<i>Phagicola ascolonga</i>					
<i>Haplorchis</i> sp., <i>Procerovum varium</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Perro,	32.7%,	Vietnam	(Hung <i>et al.</i> , 2015)
		Gato	49%,		
		Cerdo	13%		
<i>Haplochis taichui</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Gato	70.2% y 56.9%	Vietnam	(Van Phan <i>et al.</i> , 2010)
		Perro			



La Tabla 3 muestra los reportes de prevalencia de trematodos zoonóticos en hospederos accidentales asociados con la producción y captura de tilapia. Los animales vertebrados silvestres, así como los animales domésticos que ocasionalmente incluyen tilapia en su dieta, pueden convertirse accidentalmente en hospederos definitivos al consumir metacercarias que pueden encontrarse en la tilapia (Chai, 2014; Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>; Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>). En general, se ha observado que el cerdo (*Sus scrofa*) puede ser hospedero definitivo de *Haplorchis taichui* y *Procerovum varium* (Hung *et al.*, 2015; Van Phan *et al.*, 2010). Uno de los animales domésticos más estudiados es el perro (*Canis familiaris*), quizás debido a su cercanía social con los humanos. Los cachorros de perro pueden actuar como hospederos de *Heterophyes heterophyes*, *H. aequalis*, *Pygidiopsis genata*, *Haplorchis* sp., *Phagicola* sp., *Stictodora* sp., *Ascocotyle (Phagicola) ascolonga* y *Haplorchis yokogawai* (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>a</sup>; Hung *et al.*, 2015; Lobna *et al.*, 2010; Van Phan *et al.*, 2010). La identificación de los hospederos finales en la transmisión de parásitos zoonóticos es una herramienta útil para el control exhaustivo de las cargas parasitarias.

### **Distribución geográfica de los trematodos transmitidos por la tilapia**

En la figura 1 se muestra la distribución mundial de trematodos transmitidos por el consumo de carne de tilapia. Sin duda, en el continente asiático se han realizado varios estudios para determinar la prevalencia y distribución de trematodos con potencial zoonótico, quizá motivados porque el consumo de carne de pescado cruda es habitual. En Vietnam, China, Tailandia, Laos, Filipinas e India se han descrito los géneros *Centrocestus*, *Clonorchis*, *Echinostoma*, *Haplorchis*, *Heterophyes*, *Opisthorchis*, *Phagicola*, *Procerovum*, *Pygidiopsis*, *Stellantchasmus* y *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). En el continente africano, habitualmente caracterizado por su abundante biodiversidad, se han registrado en Egipto los trematodos *Ascocotyle (Phagicola) ascolonga*, *Haplorchis pumilio*, *H. yokogawai*, *Heterophyes aequalis*, *H. heterophyes*, *Pygidiopsis genata* y *Stictodora tridactyla* (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>, 2008<sup>a</sup>; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Lobna *et al.*, 2010); mientras que, en Nigeria, Kenia, Zimbabue, Etiopía, Benín y Uganda, se ha documentado la presencia de los géneros *Clinostomum* (Adugna *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) y *Heterophyes* (Ojwala *et al.*, 2018; Otachi *et al.*, 2015). En el continente europeo, *Clonorchis sinensis*, *Heterophyes dispar* y *H. heterophyes* se distribuyen en Grecia, Italia, Turquía, Francia, España, Rusia y Ucrania (Chai, 2014; Chai & Jung, 2017; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Hung *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2018). En el continente americano, los estudios epidemiológicos de trematodos en peces son aún insuficientes



y, se documenta la ocurrencia de parásitos zoonóticos en alimentos gastronómicos de origen asiático (Castellanos-Garzón *et al.*, 2019; Leroy *et al.*, 2017); por lo que, es importante la necesidad de realizar estudios de inocuidad de la carne de pescado utilizada como fuente de alimento (Gutiérrez-Jiménez *et al.*, 2019). Existen reportes de *Centrocestus formosanus* en Brasil, Costa Rica y Estados Unidos (Cortés *et al.*, 2010; Fleming *et al.*, 2011; Pinto *et al.*, 2018). En México, los estudios de parásitos recuperados de peces se centran en la región suroeste del país. En los estados de Veracruz, Oaxaca y Puebla se han descrito 39 familias de helmintos que pueden infectar a 35 especies de peces. El *Centrocestus formosanus* puede desarrollarse en 16 especies de peces, entre ellas los cíclidos *Astatherops robertsoni*, *Cichlasoma fenestratum*, *Cichlasoma urophthalmus* y *Vieja synspila*. En Chiapas se han identificado 72 especies de helmintos en 54 especies de peces de agua dulce, 10 de los cuales son cíclidos, y entre ellos se identificó el trematodo *Clinostomum complanatum* en peces del género *Vieja* (Salgado-Maldonado *et al.*, 2005, 2011).

#### **Influencia de las actividades socioeconómicas en la distribución de trematodos**

La distribución de los parásitos zoonóticos que infectan a la tilapia (figura 1), depende de múltiples factores que pueden influir en su dispersión. Esto es relevante porque la pesca y la acuicultura de tilapia tienen lugar en más de 100 países de todo el mundo. Los principales países productores de tilapia son China, con 1,8 millones de toneladas anuales, Indonesia, con 1,1 millones de toneladas, y Egipto, con 875 millones de toneladas (Abdel-Latif *et al.*, 2020). Sin embargo, la prevalencia y biodiversidad de trematodos están asociadas con las áreas geográficas donde convergen hospederos intermediarios y definitivos en la misma cadena trófica. Las actividades socioeconómicas, como el policultivo, los mercados húmedos, la venta no regulada de crías de peces (Tesana *et al.*, 2014), el consumo de alimentos crudos, el turismo y el flujo migratorio (Chai & Jung, 2017), entre otras, favorecen la aparición y dispersión de parásitos zoonóticos (Carrique-Mas & Bryant, 2013). Un ejemplo de la influencia del hombre en la dispersión parasitaria está asociado a la importación/exportación de animales con fines zootécnicos.

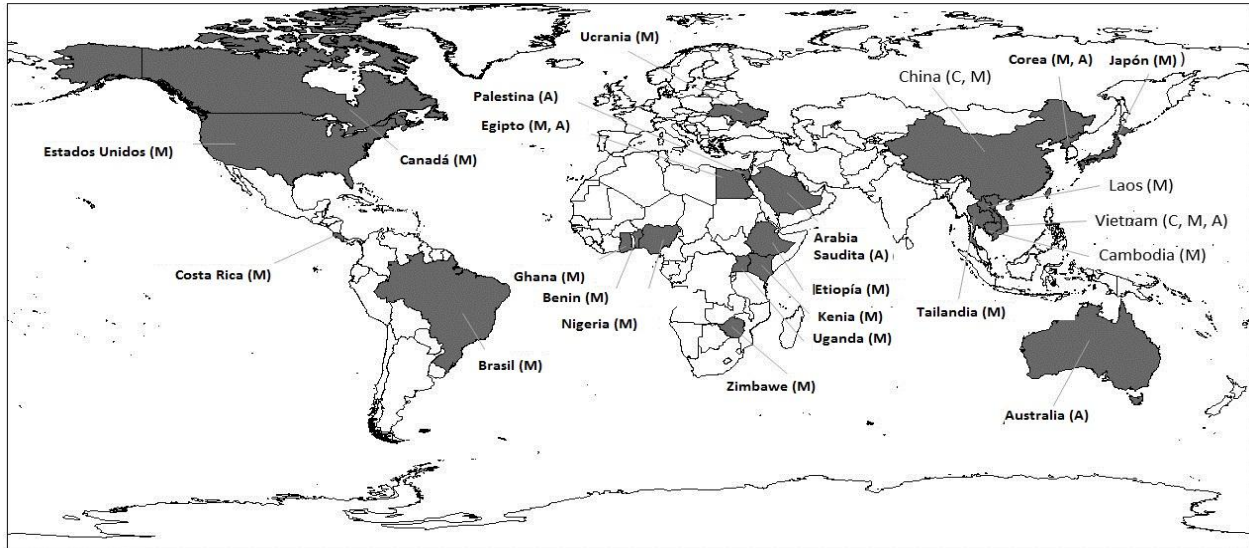


Figura 1. Distribución mundial del registro de trematodos asociados a tilapia con importancia socioeconómica. El mapa muestra la presencia de gasterópodos infectados con cercaria (C), tilapia infectada con metacercaria (M) y adultos en hospedadores definitivos (A)

### Patología de trematodos en la acuicultura de tilapia

Los parásitos, como su definición indica, desarrollan problemas patológicos en el hospedero y, los peces no son una excepción a la regla. El curso de las patologías causadas por parásitos puede culminar en pérdidas económicas para el productor (Gulelat *et al.*, 2013) y, los casos de clínica grave ponen en riesgo la seguridad alimentaria de algunas zonas con alto consumo de pescado. Los peces que presentan parasitosis son más propensos a presentar patologías secundarias debidas a virus, bacterias u hongos (Mutengu *et al.*, 2018). Las tilapias no están exentas de presentar un cuadro clínico ante la presencia de larvas de trematodos (Echi *et al.*, 2009<sup>b</sup>), que pueden ser causa de déficit en el crecimiento de los peces, culminando en cierta morbilidad e incluso mortalidad (Aduugna *et al.*, 2020; Fang *et al.*, 2018). Por ejemplo, las metacercarias de *Centrocestus formosanus* provocan alteraciones en la natación (curvada, errática o en espiral) de las tilapias (Cortés *et al.*, 2010), además de edema, hemorragia, pérdida de epitelio respiratorio, fusión de laminillas primarias, destrucción de laminillas secundarias y alteraciones y distorsión por hiperplasia del cartílago branquial (Fleming *et al.*, 2011; Mahmoud *et al.*, 2016), provocando una disminución de la capacidad respiratoria y la muerte. La infección de metacercarias de *Clinostomum complanatum* en *Tilapia guinensis*, desencadena hemorragias y daños en la piel debido a la penetración de las cercarias, diferentes grados de daño en los ojos, desde exoftalmia, células necróticas y ulceración de las membranas de revestimiento hasta ceguera (Echi *et al.*, 2009<sup>b</sup>).



## Diagnóstico de las metacercarias en los peces

El tiempo que una metacercaria puede estar en hipobiosis en el músculo de los peces es variable. Las metacercarias de *Haplorchis pumilio* son viables durante nueve semanas en *Sarotherodon spilurus*, pero las de *Clinostomum complanatum* pueden estar presentes durante toda la vida de *Tilapia guineensis*, que es de 2 a 3 años (Boerlage *et al.*, 2013; Echi *et al.*, 2009<sup>b</sup>). Debido a esta variabilidad, el diagnóstico en hospederos de peces es una tarea difícil. Además, las herramientas de diagnóstico en organismos acuáticos se aplican con más frecuencia en piscifactorías que en peces de vida silvestre. Las herramientas se pueden clasificar en macroscópicas, microscópicas, histológicas, microbiológicas, inmunológicas y moleculares, que permiten el seguimiento desde el diagnóstico presuntivo hasta el aislamiento e identificación del agente etiológico (Sitjà-Bobadilla & Oidtmann, 2017). En cuanto al diagnóstico parasitológico, son comunes las biopsias branquiales, la citología cutánea, el examen fecal y los estudios post-mortem dentro de las 6 a 8 horas posteriores a la muerte. Para la recuperación de endoparásitos, se examinan el hígado, el bazo y el tubo digestivo, entre otros (Mjakakhamis & Sagweorina, 2017). La recuperación y conservación de los parásitos requiere su depósito en solución de etanol al 70% para su identificación taxonómica, generalmente a través de características morfológicas (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>, 2008<sup>a</sup>; Sepulveda & Kinsella, 2013). La recuperación de las metacercarias incluye la observación de la carne entre dos placas de vidrio a contraluz, utilizando una fuente de luz de 100 vatios. El aislamiento se logra a partir de una digestión artificial con pepsina, el material resultante se filtra y se lava con solución salina fisiológica al 0,85% (Diaz Camacho *et al.*, 2002). Por otro lado, es bien conocido que el uso del diagnóstico molecular es fundamental para la confirmación de los casos y la identificación de los agentes etiológicos. Sin embargo, aún son insuficientes los estudios de diagnóstico en tilapia que han utilizado metodología molecular, como la reacción en cadena de la polimerasa en la identificación de trematodos zoonóticos. Por ejemplo, en Tailandia se identificaron tres trematodos, *Stellantchasmus falcatus*, *Haplorchis pumilio* y *Procerovum varium*, en tilapia del Nilo a partir de la amplificación del gen 28S rDNA y el uso de los cebadores LSU-5, 1500R y 900F (Wiriya *et al.*, 2013).

## Patología en humanos

Los cambios antropocéntricos, como la urbanización de los espacios naturales, la intensificación de la producción de alimentos y la modernización del mercado aumentan el riesgo de exposición humana a patógenos inusuales (Carrique-Mas & Bryant, 2013; Chi *et al.*, 2009; Pinheiro *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>). Incluso el cambio o el descuido de los hábitos alimentarios humanos puede ser un riesgo en la transmisión de enfermedades zoonóticas. El consumo de carne de tilapia cruda o poco cocida puede ser la fuente de infección de larvas de helmintos (Wang *et al.*, 2017<sup>b</sup>), (Wang *et al.*, 2017b), cuando el ser humano consume metacercarias, estas larvas se desarrollarán en gusanos



adultos y, en última instancia, los adultos serán el origen de la patología en el ser humano. Las manifestaciones de la enfermedad pueden ir de subclínicas a polisintomáticas con diferentes grados de gravedad, dependiendo de algunos factores como la carga parasitaria, el estado inmunitario y las exposiciones previas al agente etiológico (Chai, 2014). En general, la infección por gusanos adultos de *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis viverrini* y *O. felineus* se asocia a eosinofilia periférica con ictericia intermitente y leucocitosis en el 40% de los casos clínicos (Zhao-Rong *et al.*, 2005). En la infección temprana se observa una colangitis supurativa extendida al parénquima del tejido hepático, que causa hepatitis con formación de micro y macroabscesos, mientras que en la infección crónica puede haber colangiocarcinoma. Los adultos de *O. viverrini* se asocian con hiperplasia adenomatosa del epitelio biliar y engrosamiento de las paredes con tejido conectivo fibroso, hipertrofia y dilatación de los conductos biliares (Hung *et al.*, 2013). La parasitosis por *Clonorchis sinensis* se caracteriza por hiperplasia y metaplasia del epitelio biliar intrahepático, seguido de fibrosis periductal (Dao *et al.*, 2017; Hung *et al.*, 2015; Wang *et al.*, 2018). Los adultos de *Clinostomum* dañan la faringe, en la región aritenoides, pared orofaríngea y banda linfática lateral, causando molestias en la garganta, dolor al ingerir alimentos, flema sanguinolenta y fiebre ((Acosta *et al.*, 2016), llegando a diagnosticarse como faringitis, laringitis o el síndrome clínico denominado halzoun (Echi *et al.*, 2009<sup>a</sup>; Fang *et al.*, 2018; Williams *et al.*, 2020<sup>b</sup>). Las infecciones con gusanos adultos de trematodos de la familia *Echinostomatidae* manifiestan diferentes grados de necrosis focal e inflamación de la mucosa intestinal, las infecciones graves pueden causar eosinofilia, dolor abdominal, diarrea severa, anemia y anorexia (Petney & Taraschewski, 2011). La infección por *Heterophyes heterophyes*, al igual que otras trematodos de la familia *Heterophyidae*, por ejemplo, *Metagonimus*, que transmite la carpa de agua dulce, causa diarrea y dolor abdominal, letargo, anorexia y pérdida de peso; además, puede haber parasitismo errático o extraintestinal en el corazón, el cerebro y la médula espinal (Chai, 2014; Wiriyia *et al.*, 2013). Los huevos de los trematodos heterofícos pueden ser transportados por el torrente sanguíneo a lugares ectópicos inusuales, produciendo granulomas eosinofílicos en el corazón, el cerebro y la médula espinal (Elsheikha & Elshazly, 2008<sup>b</sup>, 2008<sup>a</sup>; Hegazi & Abo-elkheir, 2014; Kang *et al.*, 2013). Un estudio epidemiológico realizado en Egipto documentó que los factores de riesgo de infección por *Heterophyes aequalis*, *H. heterophyes*, *Pygidiopsis genata*, *Ascocotyle (Phagicola) ascolonga* o *Haplorchis yokogawaik* estaban asociados con (1) el sexo femenino (*odds-ratio* [OR] = 1.59), (2) ser pescador (OR = 1,39) o ama de casa (OR = 1,24) o (3) pertenecer a los grupos de edad de 15 a 45 años (OR = 2,22) o de 5 a 14 (OR = 1,29) (Lobna *et al.*, 2010). En Vietnam se encontró que la frecuencia de infección es mayor en personas mayores de 19 años (4,2 a 53,8%) en comparación con los menores de 19 años (1,4 a 13,4%), asimismo, la ocurrencia por género fue de 31,1% en hombres, mientras que en mujeres fue de 13% (Hung *et al.*, 2015). En Vietnam, durante





la evaluación de la prevalencia de *Haplorchis taichui* en estanques donde se produce la tilapia *Oreochromis niloticus*, se documentó un efecto negativo del desconocimiento de los habitantes sobre la calidad sanitaria del agua con la que se producen los peces, la ocurrencia de los parásitos fue del 76% en estanques alimentados con agua de canal y del 82% en estanques donde el agua de alimentación tuvo contacto con descargas de drenaje (Van Phan *et al.*, 2010).

### **Estrategias de intervención**

Una de las actividades recurrentes en acuicultura para evitar infecciones parasitarias es la eliminación de hospederos intermediarios. El uso de fármacos antihelmínticos en acuicultura es habitual; sin embargo, el desarrollo de fármacos para uso exclusivo en acuicultura es aún insuficiente. El uso de niclosamida al 70% directamente en el cuerpo de agua es una estrategia para el control de parásitos mediante la eliminación de moluscos gasterópodos, que es el hospedero intermediario de *Opisthorchis viverrini* (Tesana *et al.*, 2014). En cuanto al tratamiento contra los helmintos en la acuicultura, solo unos pocos fármacos como el praziquantel se han utilizado en *Oreochromis niloticus* (Bader *et al.*, 2019). El praziquantel también se ha utilizado a una dosis de 2,5 mg/L como antiparasitario en pez globo diana (*Sphoeroides annulatus*), donde también se utilizó una combinación de praziquantel, ivermectina, pirantel y fenbendazol (Morales-Serna *et al.*, 2018). El praziquantel también se ha utilizado en dosis de 2 a 40 mg/L dispensadas en piensos para bagres, carpas y truchas (Bader *et al.*, 2019). El albendanzol también se ha utilizado como tratamiento antihelmíntico en tilapia, sin embargo, se necesitan más estudios sobre el uso de antihelmínticos en organismos acuáticos (Portela *et al.*, 2020).

### **CONCLUSIÓN**

En este trabajo se describió que la biodiversidad de trematodos con potencial zoonótico que pueden ser transmitidos por la tilapia es abundante. La mayoría de estos trematodos han sido descritos con mayor ocurrencia en Asia, África y Europa, pero los estudios de prevalencia y distribución son insuficientes en América. Asimismo, es evidente que las actividades humanas en la industria alimentaria también influyen en la diseminación de los trematodos en el mundo, sin tener en cuenta que los cambios climáticos y la condición del hospedero también pueden influir en la prevalencia de trematodos en peces. Finalmente, en este trabajo documentamos que la tilapia, un pez de alto valor socioeconómico, sin un manejo sanitario adecuado puede convertirse en transmisor de parásitos trematodos con potencial zoonótico. Debería realizarse nuevos estudios en tilapia con otro grupo taxonómico de helmintos, como nematodos y cestodos, para tener una visión completa de la biodiversidad de helmintos y el riesgo de ser transmitidos a 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 detrunctum* (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, Mause 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, Loidant 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 heterophyiasis 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, Khattab 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/ujas/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>